

Evaluation der Züchtbarkeit der seit CITES CoP19 in Anhang I und II gelisteten Reptilien- und Amphibientaxa

Erstellung Taxon-spezifischer Steckbriefe

Beate Pfau, Paul Bachhausen, Ronny Bakowskie, Tobias Eisenberg, Stephan Ettmar, Andreas S. Hennig, Robert Hentschel, Felix Hulbert, Ole Klawonn, Christian Langner, Sebastian Nickl, Maik Schilde, Xaver Wapelhorst, Mona van Schingen-Khan, Laurenz R. Gewiss, Ulrich Schepp und Axel Kwet

BfN-Schriften

739

2025



Evaluation der Züchtbarkeit der seit CITES CoP19 in Anhang I und II gelisteten Reptilien- und Amphibientaxa

Erstellung Taxon-spezifischer Steckbriefe

Beate Pfau
Paul Bachhausen
Ronny Bakowskie
Tobias Eisenberg
Stephan Ettmar
Andreas S. Hennig
Robert Hentschel
Felix Hulbert
Christian Langner
Ole Klawonn
Sebastian Nickl
Maik Schilde
Xaver Wapelhorst
Mona van Schingen-Khan
Laurenz R. Gewiss
Ulrich Schepp
Axel Kwet

Impressum

Titelbild:

Porträts einiger Amphibien- und Reptilienarten, die in diesem Dokument besprochen wurden. Von links oben nach rechts unten:

Lemur-Laubfrosch, *Agalychnis lemur* (© T. Eisenberg), Salvin's Kreuzbrustschildkröte, *Staurotypus salvinii* (© E. Reyes-Grajales), Brutpflege bei Starrett's Glasfrosch, *Hyalinobatrachium vireovittatum* (© T. Leenders), Glattrand-Weichschildkröte, *Apalone mutica* (© A.S. Hennig), Riesenkrötenechse, *Phrynosoma asio* (© K. Kunz) Laos-Molch, *Laotriton laoensis* (© P. Bachmann), Costa-Rica-Prachterdschildkröte, *Rhinoclemmys pulcherrima manni* (© X. Wapelhorst)

Mailadressen der Autorinnen und Autoren:

Dr. Beate Pfau	E-Mail: pfau@dght.de
Paul Bachhausen	E-Mail: cynops@gmx.de
Ronny Bakowskie	E-Mail: Bakowskie@web.de
Prof. Dr. Tobias Eisenberg	E-Mail: tobias.eisenberg@vetmed.uni-giessen.de
Mag. Stephan Ettmar	E-Mail: office@zoocon.at
Andreas S. Hennig	E-Mail: hennig@heimtierbuch.de
Robert Hentschel	E-Mail: chrysemys@gmx.de
Felix Hulbert	E-Mail: felix.hulbert@stadt-frankfurt.de
Ole Klawonn	E-Mail: ole.klawonn@gmail.com
Christian Langner	E-Mail: langner@allwetterzoo.de
Sebastian Nickl	E-Mail: s.nickl@web.de
Maik Schilde	E-Mail: maik.schilde@ufz.de
Dr. med. vet. Xaver Wapelhorst	E-Mail: xaver@zierschildkroete.de
Dr. Axel Kwet	E-Mail: kwet@dght.de

Fachbetreuung im BfN:

Dr. Mona van Schingen-Khan Fachgebiet II 1.4 „Wissenschaftliche CITES Behörde“

Förderhinweis:

Gefördert durch das Bundesamt für Naturschutz (BfN) mit Mitteln des Bundesministeriums für Umwelt, Klimaschutz, Naturschutz und nukleare Sicherheit (BMUKN).

Diese Veröffentlichung wird aufgenommen in die Literaturdatenbank „DNL-online“ (www.dnl-online.de).

BfN-Schriften sind nicht im Buchhandel erhältlich. Eine pdf-Version dieser Ausgabe kann unter www.bfn.de/publikationen heruntergeladen werden.

Institutioneller Herausgeber: Bundesamt für Naturschutz
Konstantinstr. 110
53179 Bonn
URL: www.bfn.de

Der institutionelle Herausgeber übernimmt keine Gewähr für die Richtigkeit, die Genauigkeit und Vollständigkeit der Angaben sowie für die Beachtung privater Rechte Dritter. Die in den Beiträgen geäußerten Ansichten und Meinungen müssen nicht mit denen des institutionellen Herausgebers übereinstimmen.



Diese Schriftenreihe wird unter den Bedingungen der Creative Commons Lizenz Namensnennung – keine Bearbeitung 4.0 International (CC BY - ND 4.0) zur Verfügung gestellt (creativecommons.org/licenses).

Druck: Druckerei des Bundesministeriums für Umwelt, Klimaschutz, Naturschutz und nukleare Sicherheit (BMUKN)

Gedruckt auf 100% Altpapier

ISBN 978-3-89624-503-8

DOI 10.19217/skr739

Bonn 2025

Inhaltsverzeichnis

Vorwort.....	5
Zusammenfassung	6
Abstract.....	8
Einleitung	9
Methoden.....	10
Autor*innen	13
Wie wird dieses Dokument genutzt?	16
Artenauswahl	17
Einschätzung der Züchtbarkeit.....	18
Sauria – Echsen.....	20
Agamidae.....	20
<i>Physignathus cocincinus</i> Cuvier, 1829.....	20
Gekkonidae.....	43
<i>Cyrtodactylus jeyporensis</i> (Beddome, 1878).....	43
<i>Tarentola chazaliae</i> (Mocquard, 1895).....	50
Phrynosomatidae	66
<i>Phrynosoma</i> Wiegmann, 1828	66
Scincidae.....	146
<i>Tiliqua adelaidensis</i> (Peters, 1863)	146
Testudines – Schildkröten	159
Chelidae.....	159
<i>Chelus</i> Duméril, 1805	159
Chelydridae.....	178
Umgang mit als „gefährlich“ eingestuften Schildkröten.....	178
<i>Macrochelys</i> Gray, 1856.....	180
<i>Chelydra</i> Schweigger, 1812	193
Emydidae	213
<i>Graptemys</i> Agassiz, 1857	213
Bataguridae	236
<i>Batagur kachuga</i> (Gray, 1831)	236
<i>Cuora galbinifrons</i> Bourret, 1940.....	242
<i>Rhinoclemmys</i> Fitzinger, 1835.....	253

Kinosternidae	288
<i>Claudius angustatus</i> Cope, 1865	288
<i>Kinosternon</i> Spix, 1824	302
<i>Staurotypus</i> Wagler, 1830	342
<i>Sternotherus</i> Bell in Gray, 1825	355
Trionychidae	375
<i>Apalone</i> Rafinesque, 1832	375
<i>Nilssonina leithii</i> (Gray, 1872)	400
Anura – Froschlurche	406
Centrolenidae	406
Allgemeines zur Familie Centrolenidae Taylor 1951	406
<i>Celsiella</i> Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009	435
<i>Centrolene</i> Jiménez de la Espada, 1872	439
<i>Chimerella</i> Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009	479
<i>Cochranella</i> Taylor, 1951	486
<i>Espadarana</i> Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009	510
<i>Hyalinobatrachium</i> Ruiz-Carranza & Lynch, 1991	526
<i>Ikakogi</i> Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009	569
<i>Nymphargus</i> Cisneros-Heredia & McDiarmid, 2007	574
<i>Rulyrana</i> Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009	609
<i>Sachatamia</i> Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009	619
<i>Teratohyla</i> Taylor, 1951	633
<i>Vitreorana</i> Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009	649
Hylidae	660
<i>Agalychnis lemur</i> (Boulenger, 1882)	660
Caudata – Schwanzlurche	675
Salamandridae	675
<i>Laotriton laoensis</i> (Stuart & Papenfuss, 2002)	675
Abbildungsverzeichnis	681
Abkürzungsverzeichnis	683
Züchtbarkeitsrelevante CITES-Herkunftscodes	685
Glossar	686
Literaturverzeichnis zum Gesamtdokument	701
Arten-Index	702

Vorwort

Deutschland und die Europäische Union (EU) sind weltweit ein wichtiger Importeur und Exporteur lebender Reptilien sowie ihrer Teile und Produkte (wie z. B. Leder) und tragen damit eine besondere Verantwortung für den Schutz der gehandelten Arten.

Das Washingtoner Artenschutzübereinkommen (Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora, CITES) stellt sicher, dass der internationale Handel mit Exemplaren wildlebender Tier- und Pflanzenarten das Überleben der jeweiligen Arten nicht gefährdet. Der weltweite Handel mit nach CITES-Anhang I und II geschützten, lebenden Reptilien und Amphibien umfasst hauptsächlich Exemplare, die vorgeblich in kontrollierter Umgebung gezüchtet oder aufgezogen wurden. Dieser Handel mit Nachzuchten kann jedoch falsch deklarierte Wildfänge beinhalten, um Handelsbeschränkungen für Wildfänge zu umgehen, so dass diese Herkunftsangaben in einigen Fällen fragwürdig sind.

Ein legaler Handel mit echten Nachzuchten kann zum Artenschutz beitragen, z. B. durch den Aufbau von Erhaltungszuchtprogrammen, Erhaltung der genetischen Diversität von ex-situ-Populationen, Reduzierung des Drucks auf die Wildpopulationen, und trägt zudem zur Erweiterung der ökologischen Kenntnisse über die Arten bei. Der illegale Handel mit Wildexemplaren, die als Nachzuchten deklariert werden, um Handelsbeschränkungen zu umgehen, kann sich hingegen schädlich auf die betroffenen Wildpopulationen auswirken.

Vor diesem Hintergrund ist die Überprüfung der Zuchtherkunft von geschützten Arten eine immer bedeutsamer werdende Arbeit der nationalen und internationalen CITES-Behörden und erlangt auch einen immer höheren Stellenwert in der Arbeit der internationalen Gremien der Artenschutzkonvention (z. B. im Rahmen des Review of trade in animal specimens reported as produced in captivity gemäß Res. Conf. 17.7 (Rev.CoP18)*). Da zudem die Zahl der nach CITES gelisteten Reptilien- und Amphibienarten weiter zunimmt, stellt diese Arbeit die zuständigen Behörden vor immer größere Herausforderungen.

Für die obligatorische Plausibilitätsprüfung von Zuchtangaben durch die zuständigen Behörden sind detaillierte Informationen zu Reproduktionsbiologie und Haltungsansprüchen der betreffenden Arten von größter Bedeutung. Gerade aber für selten gehaltene, neu in den CITES-Anhängen gelistete, erst kürzlich beschriebene oder wenig erforschte Arten liegen dabei oft entsprechende Informationen nicht publiziert vor. Insbesondere in Deutschland und der EU gibt es jedoch einige spezialisierte Halter, die über fundierte Erfahrungen in der Haltung und Nachzucht von selten gehaltenen Reptilien- und Amphibientaxa verfügen. Die Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde (DGHT) wurde daher vom Bundesamt für Naturschutz (BfN) damit beauftragt, relevante Reproduktionsdaten für die knapp 250, im Rahmen der letzten CITES Vertragsstaatenkonferenz CoP19 in Anhang I und II gelisteten Reptilien- und Amphibienarten, zusammenzutragen und aufzubereiten.

Diese Hilfestellung soll die Behörden im Artenschutzvollzug unterstützen und zu einer verbesserten Umsetzung der jüngsten CITES-Listungen beitragen.

Dr. Andreas Krüß

Leiter der Abteilung II 1 „Ökologie und Schutz von Fauna und Flora“ des BfN

Zusammenfassung

Das Washingtoner Artenschutzübereinkommen (CITES) stellt sicher, dass der internationale Handel mit Exemplaren wildlebender Tier- und Pflanzenarten das Überleben der jeweiligen Arten nicht gefährdet. Während ein legaler Handel mit Nachzuchten zum Artenschutz beitragen kann, wirkt sich ein Handel mit Wildexemplaren, die als gezüchtet deklariert werden, um Handelsbeschränkungen zu umgehen, oftmals sehr schädlich auf die Wildpopulationen aus. Daher, und auch wegen der kontinuierlich steigenden Anzahl an gezüchteten Exemplaren von immer mehr CITES-gelisteten Arten im Handel, ist die Überprüfung der Zucht eine zunehmende Herausforderung für die nationalen und internationalen CITES-Vollzugsbehörden. Für die Plausibilitätsprüfung von Zuchtangaben sind detaillierte Informationen zu Reproduktionsbiologie und Haltungsansprüchen der betreffenden Arten von größter Bedeutung.

In den vorliegenden Dokumenten (inhaltsgleich in deutscher und englischer Sprache) werden die entsprechenden Angaben für diejenigen Reptilien- und Amphibienarten, die 2022 bei der CITES CoP19 in Anhang I oder II aufgenommen wurden, zusammengestellt. In den einleitenden Kapiteln wird zunächst beschrieben, welche Methoden angewandt wurden, um diese Angaben zu ermitteln und zusammenzufassen, und wie diese Informationen angewendet werden können.

In Taxon-spezifischen Kapiteln sind Angaben zu folgenden Aspekten in strukturierter Form zusammengestellt:

- **Aufzählung der in dem jeweiligen Kapitel behandelten Arten** aus dem jeweiligen Listungsvorschlag, mit den gültigen wissenschaftlichen Bezeichnungen und verschiedenen umgangssprachlichen Namen, sowie einer groben Einschätzung, wie häufig Tiere dieser Art in Europa erhältlich sind,
- **Morphologie und Taxonomie**, d. h. Erkennungsmerkmale der einzelnen Arten und ggf. Hinweise zur Taxonomie bzw. auf unterscheidbare Lokalformen,
- **Verbreitung und Lebensraum** der Arten und der anerkannten Unterarten,
- **Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren**: Schutzstatus nach CITES und EU-Artenschutzverordnung, Erhaltungszustand gemäß der Roten Liste der IUCN und ggf. nationaler Roter Liste, Schutz und Nutzung in den Herkunftsländern, sowie die wesentlichen Gefährdungsfaktoren für die Wildpopulation,
- **Reproduktionsdaten**, sofern vorhanden im natürlichen Lebensraum, sowie ergänzende Angaben aus Menschenobhut,
- **Haltung und Nachzucht** in Menschenobhut, sowohl in Herkunftsgebieten als auch in Ländern außerhalb des natürlichen Verbreitungsgebiets, zusammengestellt aus Angaben von kommerziellen Züchtern und Zuchtfarmen, Institutionen und vor Allem von erfahrenen Privatzüchtern; Einschätzung der Schwierigkeit der Haltung und Nachzucht erfolgt mit einem dreistufigen Buchstabencode A-C, bzw. Buchstabe X, wenn keine artspezifischen Informationen ermittelt werden konnten,
- **Zitierte und weiterführende Publikationen**: Verwendete Referenzen und empfohlene weiterführende Literatur zu Reproduktion, Haltung und Nachzucht der Arten in dem jeweiligen Kapitel.

Im Schlussteil des Dokuments findet sich ein Abkürzungsverzeichnis und ein ausführliches Glossar.

Diese Hilfestellung soll die Behörden im Artenschutzvollzug bei der Plausibilitätsprüfung der Zuchtherkunft geschützter Arten unterstützen und damit zu einer verbesserten Umsetzung der CITES-Konvention beitragen. Zusätzlich können die bereitgestellten Informationen von Wissenschaftler*innen oder auch für Erhaltungszuchtprojekte genutzt werden.

Abstract

The Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora (CITES) aims to ensure that international trade in specimens of wild fauna and flora does not threaten the survival of the species affected by it. While legal trade in captive-bred specimens may contribute to species conservation, trade in wild specimens falsely labelled to be captive-bred in order to circumvent trade restrictions, can be highly detrimental to wild populations. For this reason and due to the continuously increasing number of captive-bred specimens of CITES-listed species in trade, the verification of the captive breeding of specimens in trade poses an increasing challenge to national and international CITES authorities. In order to check the plausibility of captive breeding, comprehensive information on the reproduction biology and husbandry requirements of the relevant species are crucial.

These documents (with identical content in German and English) summarise the relevant information for those reptile and amphibian species that were included in CITES Appendix I or II at CoP19 in 2022. The introductory chapters first describe the methods used to determine and summarise this information and how it can be applied.

In the following taxon-specific chapters, the subsequent aspects are summarised in a structured form:

- **Species dealt with in this chapter** from the respective listing proposal, with the valid scientific name and the various common names, as well as a rough estimate of how easily available animals of this species are in Europe,
- **Morphology and taxonomy:** i.e. diagnostic characters of the individual species and, if applicable, further information on taxonomy or distinguishable local forms,
- **Distribution and habitat** of the species and the accepted subspecies,
- **Conservation status and main threats:** Protection status under CITES and the EU wildlife trade regulation, conservation status according to the IUCN Red List or national red lists, protection measures and utilisation in the countries of origin, as well as the main threats to the wild population,
- **Reproduction data** from the natural habitats and additional information from captive breeding,
- **Data on husbandry and captive breeding** both in the countries of origin and in Europe, the USA and Asia, compiled from information from commercial breeders and breeding farms, institutions and, mainly from experienced private breeders; an assessment of the difficulty of keeping and breeding, labelled with a three-letter code A-C, or with an X, if no species-specific information could be obtained,
- **Referenced and further publications** used, and recommended further reading on keeping and breeding the species in this chapter.

The final section of the document contains a list of abbreviations and a detailed glossary.

This guidance is intended to support CITES authorities in the enforcement and especially in making plausibility findings of the captive-breeding of protected species, and thereby to contribute to an improved implementation of the CITES Convention. In addition, the information provided can be used by scientists or for conservation breeding projects.

Einleitung

Deutschland zählt innerhalb der EU und weltweit zu den Hauptimporteuren im Handel mit lebenden Reptilien und Amphibien für den Heimtiermarkt. Besonders bei Amphibien und Reptilien mit besonders vielen schwer voneinander unterscheidbaren Arten ist eine korrekte Artidentifizierung und eine damit verbundene Umsetzung der geltenden Vorschriften oftmals schwierig. Darüber hinaus wird mittlerweile der Großteil der gehandelten Exemplare als gezüchtet deklariert, allerdings sind diese Herkunftsangaben oftmals nicht ohne entsprechendes Hintergrundwissen korrekt interpretierbar und verifizierbar. So wird z. B. manchmal angegeben, dass es sich um in Gefangenschaft (in Farmen im Herkunftsland) gezüchtete Exemplare handeln soll, während die Tiere in Wirklichkeit in freier Wildbahn gefangen wurden oder aus dort eingesammelten Eiern geschlüpft sind, um Handelsbeschränkungen für Wildfänge zu umgehen.

Das Washingtoner Artenschutzübereinkommen, engl. CITES (Übereinkommen über den internationalen Handel mit gefährdeten Arten freilebender Tiere und Pflanzen) soll einen nachhaltigen internationalen Handel mit den in seinen Anhängen aufgeführten Arten gewährleisten. Demnach ist ein kommerzieller Handel mit Wildexemplaren des Anhang I verboten, ein kontrollierter und nachhaltiger Handel mit aus der Natur stammenden Exemplaren des Anhang II ist unter gewissen Voraussetzungen hingegen möglich.

Für die nationalen EU- und die internationalen Vollzugsbehörden stellt sich zunehmend die Frage nach der Plausibilität angeblicher Nachzuchten der in den CITES-Anhängen gelisteten Reptilien- und Amphibienarten.

Wenn es sich um lebende Reptilien oder Amphibien handelt, ist eine genetische Untersuchung in der Regel nicht möglich, da solche Untersuchungen lange dauern würden (d. h. die Tiere müssten über längere Zeit untergebracht werden), kostspielig sind und weil bisher auch wenige Marker bzw. Referenzdatenbestände für diese geschützten Arten zur Verfügung stehen. Auch die Unterscheidung von Wildfängen und Tieren aus Menschenobhut mit Hilfe der Stabilisotopenanalyse (van Schingen et al. 2016, Hopkins et al. 2022) oder der Röntgenfluoreszenzanalyse (Brandis et al. 2023) ist bisher nur in Ausnahmefällen möglich, da auch hierfür die Methode für jede Art bzw. Herkunft geeicht werden und ein Referenzdatenbestand angelegt werden müsste. Solche molekularen Methoden eignen sich zudem nicht als praktikable Standardverfahren, sondern werden in der Praxis eher in Ausnahmefällen herangezogen. Um die Plausibilität der Zuchtherkunft zu überprüfen, sind deshalb Informationen zur Reproduktionsbiologie und den Haltungsanforderungen der entsprechenden Arten nötig. Diese Informationen liegen jedoch für viele Arten nicht frei verfügbar und publiziert vor, und in den seltensten Fällen liegen die Informationen gar in einer kondensierten, leicht verständlichen Form vor. Insbesondere neu gelistete Arten stellen die Behörden daher vor zunehmende Herausforderungen. Gleichzeitig stieg die Anzahl der neu gelisteten Reptilien- und Amphibienarten seit den letzten drei CITES-Vertragsstaatenkonferenzen stetig, während die zuständigen Behörden nur in seltenen Fällen personell aufgestockt werden.

Um die Behörden bei der Überprüfung von Zuchtangaben zu unterstützen, wurden für die bei der CITES CoP19 jeweils neu in die CITES-Anhänge aufgenommenen Reptilien- und Amphibienarten die wesentlichen Daten zur Reproduktion in Menschenobhut zusammengestellt und die Schwierigkeit der Haltung und Nachzucht eingeschätzt. Die DGHT hat bereits 2018/2019 und 2022 für das Bundesamt für Naturschutz (BfN) im Rahmen eines Vorhabens jeweils ein deutsches und englisches Dokument zur konkreten Einschätzung der Zucht der bei der CITES CoP17

bzw. CoP18 neu in Anhang I oder II gelisteten Amphibien- und Reptilienarten erstellt (Langner et al. 2021, Langner et al. 2022, siehe unten „Literaturverzeichnis zum Gesamtdokument“). Diese Hilfestellungen eignen sich jedoch nicht, um die legale Herkunft einzelner gehandelter Tiere, oder des entsprechenden Zuchtstocks festzustellen, die im Einzelfall von der zuständigen Behörde unabhängig von der Plausibilität der Zucht geprüft werden muss, sondern liefert grundsätzliche Informationen zur Zucht und Haltung der Taxa. Weiterhin können hieraus keine quantitativen Informationen zur Häufigkeit der Zucht und Haltung der betroffenen Taxa in menschlicher Obhut abgeleitet werden.

Die hier bereit gestellten Informationen sind insbesondere relevant im Hinblick auf die Absätze (1) und (4) des Artikels 54 der VO (EG) Nr. 865/2006.

Bei der CITES CoP19 wurden etwa 250 Amphibien- und Reptilienarten neu in die CITES-Anhänge I oder II aufgenommen, von denen einige zumindest in Europa regelmäßig im Handel zu finden sind, und von denen auch regelmäßig Jungtiere aus den Herkunftsländern oder aus Ländern mit großen Zuchtbetrieben importiert werden. Im aktuellen Projekt wird daher nicht nur die Halt- und Züchtbarkeit der einzelnen Arten unter ex-situ-Bedingungen (also hauptsächlich in Europa) ermittelt, sondern es werden auch die verfügbaren Informationen über den Schutz und die Nutzung in den Herkunftsländern bzw. den Haupt-Exportländern zusammengestellt, um auch die Anträge auf den Import von solchen Tieren besser bewerten zu können.

Da sich bei vielen Reptilien- und Amphibienarten die Schwierigkeit der Haltung adulter Tiere und die Schwierigkeit, Nachzuchten zu erzielen und die Jungtiere gesund aufzuziehen, unterschiedlich darstellt, wurden die beiden Faktoren getrennt voneinander eingeschätzt und jeweils durch Buchstabensymbole (siehe Methoden) optisch gekennzeichnet.

Die Autor*innen möchten die vollziehenden Behörden dazu einladen, bei Fragen mit den Spezialist*innen aus dem Team direkt Kontakt aufzunehmen.

Methoden

Literaturrecherche

Zunächst wurden die Publikationen zu den verschiedenen Taxa mit Hilfe der üblichen Suchmaschinen und Datenbanken für wissenschaftliche Literatur ermittelt. Auch Universitätsarbeiten und Berichte für Naturschutzorganisationen sind über spezielle Suchmaschinen und Bibliografien gut erschlossen. Die „graue“ Literatur über die Haltung und Nachzucht von Reptilien und Amphibien, die in den Publikationen der Verbände und Vereine publiziert wurde, ist jedoch etwas schwieriger zu finden. Hierfür wurden die verschiedenen Arbeitsgemeinschaften sowie die entsprechenden Verlage kontaktiert – die Redaktionen innerhalb Europas und den USA sind sehr gut vernetzt und arbeiten oft eng zusammen, so dass auch diese Veröffentlichungen gefunden und beschafft werden konnten. So entstand für die meisten Arten eine umfangreiche Bibliografie. Die einzelnen Veröffentlichungen wurden geprüft, ob sie zitierfähig und tatsächlich zitierwürdig sind, und nach ihrer Bedeutung für die Erstellung der Taxon-spezifischen Kapitel ausgewählt. Die entsprechenden Berichte über Reproduktion, Haltung und Nachzucht sind im Literaturverzeichnis des Kapitels enthalten, während zum Beispiel Berichte über die geografische Verbreitung nur dann ins Verzeichnis aufgenommen, wenn sie zum Verständnis der Angaben über die Reproduktion erforderlich sind, damit der Dokumentumfang nicht zu sehr ausgeweitet wird.

Befragungen von Haltern und Züchtern

Die Autor*innen der Taxon-spezifischen Kapitel ermittelten Halter*innen und Züchter*innen der jeweiligen Arten in Deutschland, Europa, Nordamerika und Asien. Dafür wurden, sofern möglich, die Autor*innen der neueren Veröffentlichungen kontaktiert sowie die Informationen (Vortragsprogramme bzw. Tagungsberichte, Teraustauschportale, Organisationsstruktur etc.) aus den Verbänden und Vereinen ausgewertet, außerdem wurden auch die entsprechenden Gruppen in den sozialen Medien und die spezifischen persönlichen Internetseiten durchsucht, und natürlich die eigenen Notizen gesichtet.

Den oft bereits persönlich bekannten, erfahrenen Züchter*innen wurden die dafür entwickelten, detaillierten Fragebögen (deutsche oder englische Version) zugesandt, oder sie wurden persönlich befragt. Die gesammelten Fragebögen und informellen Mitteilungen wurden von den Autor*innen überprüft und ggf. wurden Rückfragen gestellt. Außerdem wurden Halter*innen und Züchter*innen über die verschiedenen Medien dazu aufgerufen, die eigenen Erfahrungen mit den einzelnen Arten zu schildern, wobei auch anonyme Antworten möglich waren.

Ein Wissensaustausch über die Haltung und Zucht vieler Amphibien- und Reptilienarten, die bei der CoP19 in CITES-Anhang I oder II aufgenommen wurden und die bei Terrarianer*innen beliebt sind, fand auch oft schon lange vor ihrer CITES-Listung in den verschiedenen Arbeitsgruppen bzw. bei Spezialisten-Workshops der einzelnen Verbände und Vereine statt – beispielhaft seien nur die verschiedenen Arbeitskreise der AG Schildkröten in der DGHT genannt, die teilweise bereits seit etwa 50 Jahren bestehen. Viele der damals aktiven Spezialist*innen können heute nicht mehr direkt befragt werden, dennoch wurde angestrebt, wo möglich und sinnvoll, auch historisches Wissen mit in der vorliegenden Arbeit zu berücksichtigen. Dabei konnte die Anzahl erfolgreicher Züchter*innen unter den Gesprächsteilnehmer*innen vergangener Treffen nur abgeschätzt werden. In Fällen, bei denen z. B. Workshop-Protokolle vorliegen, werden diese im Literaturverzeichnis erwähnt.

In den jeweiligen Tabellen zur Haltung und Nachzucht der behandelten Taxa wird jeweils angegeben, auf wie viele befragte Personen (über die Literatur hinaus), die Informationen in den Tabellen zurückgehen. Hierbei wird zwischen Privatleuten, kommerziellen Züchtern und Zuchtfarmen, oder Institutionen wie Zoologischen Gärten differenziert. In der Regel wurden hier primär Menschen kontaktiert, denen die Zucht der jeweiligen Taxa bereits gelungen ist. Wenn die befragten Personen die Taxa jedoch nur halten, aber nicht züchten, wurde das entsprechend dargelegt (z. B. schwierig, oder seltener gehaltenen Arten, oder wenn keine Zucht gewünscht ist). Wichtig ist zu berücksichtigen, dass die Anzahl der befragten Personen **keine** Rückschlüsse über die Häufigkeit der Zucht, oder Haltung der jeweiligen Taxa zulässt! Im Gegenteil, es wurde insbesondere dann versucht die Züchter*innen von Arten zu kontaktieren, wenn für diese Arten bislang eher weniger verfügbare Informationen vorlagen.

Zusammenstellung der Taxon-spezifischen Kapitel

Grundsätzlich orientieren sich die Taxon-spezifischen Kapitel in ihrem Umfang und der Reihenfolge an den Listungs-Vorschlägen, bzw. an den Neuerungen der CoP19.

Jedes Taxon-spezifische Kapitel ist folgendermaßen aufgebaut:

Die wissenschaftlichen Artbezeichnungen im Taxon-spezifischen Kapitel orientieren sich an der jeweils im CITES-Proposal verwendeten Taxonomie, auf Abweichungen davon wird im Text explizit hingewiesen.

Mit den ausgewählten Fotos soll die Arterkennung erleichtert werden, die überblicksartigen Angaben zur **Morphologie und Taxonomie** können aber keine Bestimmungsliteratur ersetzen. Die Autor*innen empfehlen dazu die vorhandene Literatur in der CITES Academy oder z. B. von TRAFFIC, oder auch spezifische Fachbücher. Die verwendete Bestimmungsliteratur ist im jeweiligen Taxon-spezifischen Kapitel genannt.

Auch die Angaben zu **Verbreitung und Lebensraum** geben nur einen ersten Eindruck und sollen beim Überprüfen der Herkunftsangaben in den entsprechenden Anträgen helfen. Die Angaben zu Schutzstatus und zur Einstufung in eine Gefährdungskategorie entsprechen dem Stand von Sommer 2024.

Für die Zusammenstellung der Daten zur **Haltung und Nachzucht** musste zunächst ermittelt werden, zu welcher Art überhaupt schon veröffentlichte Informationen vorliegen und zu welcher Art noch besonderer Ermittlungsbedarf bestand. Aufgrund taxonomischer Änderungen der letzten Jahrzehnte (welche u. a. auch zu Änderungen der CITES-Listung mancher Arten führte, z. B. bei *Cuora galbinifrons* sensu lato), musste besonders ältere Literatur erst der „richtigen“ Art zugeordnet werden. Weiters wurden von den Autor*innen Publikationen identifiziert, welche Taxa behandeln, die zum Datum der Veröffentlichung noch gar nicht wissenschaftlich beschrieben waren oder die erst nach Publikation des Haltungs- oder Zuchtberichts ausreichend taxonomisch bearbeitet worden waren. Dies umfasst auch das Miteinbeziehen von Fantasienamen, Handelsbezeichnungen oder pseudowissenschaftlichen Namen in Veröffentlichungen und Inseraten. Gerade bei sehr langlebigen Reptilien, z. B. vielen Schildkrötenarten, erklärt sich so das Angebot von Nachzuchten schon kurz nach der Erstbeschreibung der Art, und auch z. B. zu nachgezüchteten Folgegenerationen von erst kürzlich neu beschriebenen Taxa.

Die Alters-, Größen- und Mengenangaben der Reproduktions- und Nachzuchtdaten wurden meist aus den Befragungen und den Veröffentlichungen zusammengeführt.

Einschätzung des Schwierigkeitsgrads für Haltung und Nachzucht, Reviews

Bei vielen Reptilien- und Amphibienarten ist die Haltung adulter Tiere technisch aufwändig, aber wenn die Bedingungen stimmen, ist die Nachzucht einfach, oder umgekehrt: Die Tiere sind gut zu halten, aber um gesunde Jungtiere zu erzielen und diese aufzuziehen, braucht es sehr viel Erfahrung.

Daher wurde der Schwierigkeitsgrad für die Haltung und für die Nachzucht getrennt eingeschätzt (siehe unten). Die Einschätzungen erfolgten nach interner Abstimmung innerhalb des Autorenteam, da hier alle entsprechenden Fachrichtungen der Terraristik vertreten sind und die Fachautor*innen bereits langjährige eigene Erfahrungen haben.

Autor*innen

Die Taxon-spezifischen Kapitel wurden innerhalb des jeweiligen Teams für Echsen, Schildkröten und Amphibien, durch die Fachbetreuer*innen im BfN, sowie ggfs. von internationalen Spezialisten und Spezialistinnen für die entsprechenden Taxa begutachtet und geprüft, um maximale Objektivität zu gewährleisten. Zusätzlich wurden für manche Kapitel weitere Expert*innen auf dem Gebiet der Terraristik und der Biologie der betreffenden Arten eingebunden.

Die Ansprechpartner*innen zu den einzelnen Themen sind:

Fachautor*innen für die Kapitel zu den Sauria – Echsen

Christian Langner

Zootierpfleger, Leiter des Internationalen Zentrums für Schildkrötenschutz (IZS) des Zoos in Münster

Leiter der Stadtgruppe Münster der DGHT

Fachbeirat Reptilien in Citizen Conservation

Felix Hulbert

Bautechniker, Stellvertretende Werkstattleitung im Zoo Frankfurt

Leiter Stadtgruppe Frankfurt der DGHT

Leitungsteam der Arbeitsgemeinschaft Literatur und Geschichte der Herpetologie und Terrarienkunde (LGHT) der DGHT

Fachbeirat Reptilien in Citizen Conservation

Roman Astheimer

IT-Fachmann

Sachkundeprüfer für den Bereich Terraristik im VDA-DGHT Sachkunde GbR.

Fachautor*innen für die Kapitel zu den Testudines – Schildkröten

Dr. Beate Pfau

Dr. rer. nat. (Zoologie)

DGHT-Fachbeirätin für internationales Projektmanagement

Redaktion der Zeitschrift Radiata der DGHT Arbeitsgemeinschaft Schildkröten

sowie der Zeitschrift Emys der Schildkrötenfreunde Österreich (SFÖ)

Mitglied IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group

Zoologische Gesellschaft für Arten und Populationsschutz e.V. (ZGAP)

Mitglied der Expertengruppe im VDA-DGHT Sachkunde GbR

Ronny Bakowskie

Physiker

Stellvertretender Leiter der Arbeitsgemeinschaft Schildkröten der DGHT

Koordinator für die Auswertungen zur Nachzuchtstatistik der AG Schildkröten

Zoologische Gesellschaft für Arten und Populationsschutz e.V. (ZGAP)

Mag. Stephan Ettmar

Magister rer. nat. (Zoologie)

Fachbuchautor

Chefredakteur der Zeitschrift SACALIA der Internationalen Schildkröten-Vereinigung (ISV)

Zoologischer Berater & Sachverständiger www.zoocon.at

Mitglied IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group

Arbeitsgemeinschaft Schildkröten der DGHT

Zoologische Gesellschaft für Arten und Populationsschutz e.V. (ZGAP)

Österreichische Gesellschaft für Herpetologie (ÖGH)

Andreas S. Hennig

Fachbuchautor und Verleger für Bücher über Haltung und Nachzucht verschiedener Schildkrötenarten

Chefredakteur und Herausgeber der Zeitschrift Marginata und von Marginata Kids

Ehemals Redakteur der Zeitschrift Radiata der DGHT Arbeitsgemeinschaft Schildkröten

Redaktionsbeirat der Zeitschrift elaphe der DGHT

Mitglied IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group

Arbeitsgemeinschaft Schildkröten der DGHT

Robert Hentschel

Sozialarbeiter, Betreuer eines Projekts für tiergestützte Pädagogik

Schildkrötenzüchter und Betreiber von <https://www.chrysemys.com>

Arbeitsgemeinschaft Schildkröten der DGHT

Ole Klawonn

Studienrat: Zweites Staatsexamen Biologie, Germanistik und Erziehungswissenschaften

Redaktion der Zeitschrift Radiata Arbeitsgemeinschaft Schildkröten der DGHT

Mitglied der Internationale Schildkröten Vereinigung (ISV)

Sebastian Nickl

Disponent und Fuhrparkmanager

Redaktion der Zeitschrift Radiata der Arbeitsgemeinschaft Schildkröten der DGHT

Mitglied IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group

Zoologische Gesellschaft für Arten und Populationsschutz e.V. (ZGAP)

Mitglied der Internationale Schildkröten Vereinigung (ISV)

Verband Deutscher Vereine für Aquarien- und Terrarienkunde (VDA)

Teammitglied im Cuora Conservation Center (© Cuora.org)

Maik Schilde

Chemiker und Fachbuchautor für Bücher über Haltung und Nachzucht verschiedener Wasserschildkröten

Vormals Leiter der Arbeitsgemeinschaft Schildkröten der DGHT

Redaktion der Zeitschrift International Journal of Zoology and Animal Biology (IZAB)

Mitglied IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group

Zoologische Gesellschaft für Arten und Populationsschutz e.V. (ZGAP)

Helmholtz-Zentrum für Umweltforschung UFZ

Wissenschaftlicher Beirat der Zeitschrift SACALIA der Internationalen Schildkröten Vereinigung (ISV)

Dr. Xavier Wapelhorst

Tierarzt und Fachbuchautor für Bücher über Haltung und Nachzucht verschiedener Wasserschildkröten

Schildkrötenzüchter und Betreiber von <https://www.zierschildkroete.de>

Arbeitsgemeinschaft Schildkröten der DGHT.

Fachautoren für die Kapitel zu den Amphibien – Frosch- und Schwanzlurche

Prof. Dr. Tobias Eisenberg

Fachtierarzt für Mikrobiologie, Dipl. ECVM

Abteilungsleiter Veterinärmedizin, Hessisches Landeslabor, Gießen

Fachbuchautor für Bücher über Haltung und Nachzucht verschiedener Froscharten

Veterinärmedizinische Beratung und Fachbeirat Amphibien für Citizen Conservation

BMEI-Arbeitsgruppe Reptilien- und Amphibiengutachten

DGHT Arbeitsgemeinschaften Anuren, Iguanagama, Amphibien- und Reptilienkrankheiten

Paul Bachhausen

Spezialist für Analytische Chemie

DGHT Arbeitsgemeinschaft Urodela: Spezialist für Haltung und Nachzucht, Expertenteam für *Bsal*

Dr. Axel Kwet

Dr. rer. nat. (Zoologie)

Geschäftsführer der DGHT

Redaktion der Zeitschrift *elaphe* der DGHT

Fachbeirat Amphibien in Citizen Conservation

Mitglied IUCN SSC Amphibian Specialist Group

DGHT Arbeitsgemeinschaft Feldherpetologie und Artenschutz.

Dokumenterstellung

Dieses Dokument wurde federführend von Dr. Beate Pfau (Projektleitung) in Absprache mit Dr. Axel Kwet (projektverantwortlich), und BfN-seitig unter der Fachbetreuung von Dr. Mona van Schingen-Khan, Laurenz R. Gewiss und Ulrich Schepp aus dem Fachgebiet II 1.4 „Wissenschaftliche CITES-Behörde“, erstellt.

Wie wird dieses Dokument genutzt?

Die vorliegende Publikation soll, wie oben dargelegt, Wissenschaftler*innen und Behördenvertreter*innen dabei unterstützen, Plausibilitätsprüfungen der Zuchtherkunft vorgeblicher Nachzuchttiere durchzuführen, und dadurch bei der Identifizierung falsch deklarerter Tiere helfen.

Während die Publikationen grundsätzliche Informationen zur Haltung und Nachzucht der betreffenden Arten liefert, können hieraus **keine** Rückschlüsse auf eine legale Herkunft von einzelnen Individuen, oder des betroffenen Zuchtstocks getroffen werden. Weiterhin können **keine** Rückschlüsse auf die Häufigkeit der Haltung und Nachzucht der Arten getroffen werden, da eine solche quantitative Untersuchung nicht Gegenstand dieser Studie war.

Im Fall von Einfuhranträgen lebender Tiere in die EU wird der zuständigen Behörde ein ausgefüllter Antrag vorgelegt, der den wissenschaftlichen Artnamen und eine Angabe zur Herkunft enthält (im CITES-Kontext als Sourcecode bezeichnet). Die Herkunftsbezeichnung gibt an, ob die Tiere Wildentnahmen sind, oder ob sie in Übereinstimmung mit der CITES Resolution Conf. 10.16 (Rev.)*, sowie Artikel 54 der VO (EG) Nr. 865/2006 in Gefangenschaft gezüchtet wurden (Herkunft „C“), oder sonstige Herkünfte aufweisen (z. B. Herkunft „U“, „F“ und „R“, siehe bei „Züchtbarkeitsrelevante CITES-Herkunftscodes“ im Abkürzungsverzeichnis unten, sowie in den Referenzen zum Glossar). Außerdem sollte der Antrag eine Beschreibung der Exemplare und der vorgesehenen Unterbringungsmöglichkeiten enthalten.

Um solch einen Antrag zu evaluieren, muss zunächst festgestellt werden, ob die Angabe des Artnamens korrekt ist. Damit die zuständigen Behörden diese Informationen bewerten können, ist das Dokument nach taxonomischen Gruppen, entweder nach einzelnen Arten oder, wenn möglich und sinnvoll, zusammengefasst nach Artgruppen unterteilt. Die nachfolgenden „Steckbriefe“ enthalten dafür in den ersten Kapiteln Angaben zur Taxonomie und zu den charakteristischen diagnostischen Merkmalen der einzelnen Arten, auch wenn diese kompakte Darstellung keine Bestimmungsliteratur ersetzen kann. Bei der Darstellung in den einzelnen Beschreibungen wurde insbesondere auf die Unterscheidungsmerkmale ähnlicher Arten geachtet, vor allem wenn diese einen unterschiedlichen Schutzstatus haben. Außerdem wurden – sofern verfügbar – für Vergleiche aussagekräftige Fotos eingefügt, die die wesentlichen Merkmale der Taxa darstellen. Die für die Artbestimmung notwendigen Fachausdrücke sind im Glossar genauer erklärt.

Die folgenden Kapitel über Verbreitung und Lebensraum, sowie zu den wesentlichen Gefährdungsfaktoren und zum Schutzstatus, können bei der Bewertung der Nachhaltigkeit (insbesondere bei Wildexemplaren) relevant sein. Die VO (EG) Nr. 338/97, welche die CITES-Konvention in der EU umsetzt, gibt vor, dass die wissenschaftlichen Behörden des einführenden Mitgliedstaats überprüfen, dass sämtliche Einfuhren von Exemplaren von Arten des Anhang A und B dem Erhaltungszustand und der Verbreitung der betreffenden Population nicht abträglich sind (NDF = Non-Detriment Finding). Dies gilt besonders bei Importanträgen für Wildfänge (Sourcecode „W“), aber auch für Importe von Exemplaren aus Ranching (Sourcecode „R“), oder von Exemplaren, die zwar in kontrollierter Umgebung geschlüpft/ geboren sein sollen, jedoch nicht die Kriterien für Sourcecode „C“ erfüllen (Sourcecode „F“). Solche Exporte aus den Herkunftsländern können die Erhaltung oder das Wachstum der Wildpopulation negativ beeinflussen, da der Zuchtstock hierbei der Wildpopulation entzogen wird. Insbesondere ist eine korrekte Beurteilung bei Arten wichtig, für die zwar der kommerzielle Handel mit Nachzuchten erlaubt ist, jedoch ein Importstopp für wildgefangene Exemplare besteht. Andererseits kann

die geregelte und nachhaltige Entnahme von Tieren zum Arterhalt im Herkunftsgebiet beitragen, indem daraus resultierende Einnahmen zum Lebensunterhalt der ortsansässigen Bevölkerung beiträgt und damit Anreize zur weiteren Erforschung und Erhaltung der Art und ihrer Lebensräume schaffen. Die Kapitel zu den Reproduktionsdaten und zur Haltung und Nachzucht sollen eine grobe Plausibilitätsprüfung der angegebenen Anzahl von Jungtieren pro Zuchtweibchen und der Bedingungen, unter denen die Zucht angeblich erfolgte, ermöglichen. Diese Angaben sind insbesondere relevant im Hinblick auf die Absätze (1) und (4) des Artikels 54 der VO (EG) Nr. 865/2006. Die numerischen Angaben zu den Reproduktionsdaten sind im Rahmen einer natürlichen Schwankungsbreite und nicht als Absolutwerte zu sehen. So hängt z. B. die Anzahl der Jungtiere in Menschenobhut in der Regel von verschiedenen Faktoren wie Alter bzw. Größe des Zuchtweibchens, Ernährung, Temperaturregime, Inkubationsbedingungen und oft auch von der Zuchtgruppenzusammensetzung ab. Falls solche Einflussfaktoren bereits bekannt sind, wurden sie beschrieben, oft konnten auch Durchschnittswerte und wahrscheinliche Maximalwerte ermittelt werden. Die Varianz der numerischen Werte kann neben unterschiedlichen Haltungsbedingungen zudem auch von der Anzahl der befragten Personen abhängen. Die Angabe, dass von einer Art zum Zeitpunkt der Erstellung ihres Steckbriefs den Autor*innen noch nicht bekannt war, dass sie bereits in der F2- oder weiteren Folgegenerationen gezüchtet wurde, bedeutet nicht, dass dies grundsätzlich unmöglich ist. Bei vielen Arten kann die F2-Nachzucht zwischenzeitlich erfolgt sein oder unter den richtigen Voraussetzungen in der Zukunft erfolgen, was zum Erstellungszeitpunkt lediglich noch nicht publiziert war oder über die Fragebogen und Interviews ermittelt werden konnte. Die Angaben in diesem Kapitel stellen den aktuellen Kenntnisstand, basierend auf den Erfahrungswerten der freiwilligen Teilnehmer*innen und der Literatur dar, während das Wissen zu den jeweiligen Arten mit der Erfahrung der Züchter*innen wächst. Das vorliegende Dokument ist daher keine alleinige Entscheidungsgrundlage, sondern als Hilfestellung zu verstehen und erhebt keinen Anspruch auf Vollständigkeit. Es ist in Zweifelsfällen immer angeraten, die Angaben nachzuer recherchieren und bei den Spezialist*innen der Halterverbände wie DGHT oder VDA nachzufragen. Aus diesem Grund wurde für jeden Steckbrief der Autor oder die Autorin und das Erstellungsdatum angegeben, oft wurde auch auf weitere Spezialisten und Spezialistinnen verwiesen, die ebenfalls bereit sind, weitere genauere Informationen zu geben. Auch die Fachbetreuer*innen im BfN und die entsprechenden Untergruppierungen der DGHT sind gerne bereit, im Bedarfsfall zusätzliche Informationen bereitzustellen.

Artenauswahl

Wie auch für die Vorgängerdokumente ist die Anzahl der zu betrachtenden Arten sehr groß: Bei der 19. CITES CoP in 2022 wurden 242 Reptilien- und Amphibienarten in die CITES-Anhänge I und II aufgenommen oder höhergelistet. Für diese Arten werden die Steckbriefe in erster Linie erstellt – zusätzlich wurden aber auch einige sehr ähnliche, bzw. neu beschriebene oder revalidierte Arten, die bei der CITES CoP19 (noch) nicht in die CITES-Anhänge aufgenommen worden waren, miterfasst und eingeschätzt.

Bei den Reptilien umfasst das Artenspektrum zunächst 26 Echsenarten, darunter alle 22 Krötenechsen – *Phrynosoma* spp., sowie die in Menschenobhut häufig gehaltene, aber im Freiland durch Fang für den Handel bedrohte Chinesische Wasseragame, *Physignathus cocincinus*, und zwei Gecko-Arten. Außerdem wurde der Adelaide-Zwergblauzungenskin (*Tiliqua adelaidensis*) auf Anhang I gelistet. Danach folgen insgesamt 58 Schildkrötenarten, darunter alleine 31 Schlammschildkröten (*Claudius angustatus*, *Staurotypus salvinii* und *S. triporcatus* sowie

alle Arten aus der Gattung *Kinosternon* und alle Moschusschildkröten, *Sternotherus* spp.). Hinzu kommen die fünf großköpfigen Arten der Höckerschildkröten, *Graptemys* spp., die amerikanischen Weichschildkröten *Apalone* spp. mit drei Arten, die Schnapp- und Geierschildkröten (Chelydridae) mit insgesamt fünf Arten und auch die amerikanischen Erdschildkröten *Rhinoclemmys* spp. mit neun Arten, sowie zwei Arten asiatischer Erdschildkröten, die von Anhang II auf Anhang I hochgestuft wurden, eine asiatische Weichschildkröte, und die beiden Mata-mata-Schildkröten-Arten. Im Bereich Amphibien wurden der Lemurfrosch (*Agalychnis lemur*) und der Laosmolch (*Laotriton laoensis*) neu in die CITES-Anhänge aufgenommen. Eine besondere Herausforderung für die Steckbrieferstellung stellt aber die Familien-Listung der mittel- und südamerikanischen Glasfrösche (Centrolenidae) dar, denn die Anzahl der einzeln benannten Arten dieser Familie lag bei der Erstellung des Listungsvorschlags für diese CITES-Konferenz bei 158. Eine Besonderheit bei diesen Reptilien- und Amphibien-Listungen der CoP19 ist, dass aus den komplett gelisteten Gattungen zwar eine bestimmte Anzahl an Arten explizit in den angepassten CITES-Anhängen genannt werden, dass aber die taxonomische Bearbeitung dieser Gattungen noch im Fluss ist und dass bei den Haltern und Züchtern bereits unterschiedliche Lokalformen bekannt sind, die möglicherweise bald als Unterarten oder sogar Arten beschrieben bzw. abgegrenzt werden und die natürlich in den Steckbriefen mit behandelt werden. Bis Sommer 2024 waren bereits drei Schlammschildkrötenarten revalidiert und acht Glasfroscharten neu beschrieben worden, so dass die Anzahl der explizit genannten Arten in diesem Dokument bei 251 liegt (siehe im Arten-Index am Schluss des Dokuments).

Einschätzung der Züchtbarkeit

Bei vielen Reptilien- und Amphibienarten kann die Haltung adulter Tiere technisch aufwändig, aber die Nachzucht unter stimmigen Bedingungen einfach sein, oder umgekehrt: Die Tiere sind gut zu halten, aber um gesunde Jungtiere zu erzielen und diese aufzuziehen, braucht es sehr viel Erfahrung. Daher wurde der Schwierigkeitsgrad für die Haltung und für die Nachzucht getrennt eingeschätzt (siehe unten). Die Einschätzungen erfolgten unter Berücksichtigung der Informationen aus der Literatur, den Befragungen, sowie in interner Abstimmung innerhalb der Autorentteams für die taxonomischen Gruppen „Schildkröten“, „Echsen“ und „Amphibien“, da hier jeweils alle entsprechenden Fachrichtungen der Terraristik vertreten sind und die Fachautor*innen bereits langjährige eigene Erfahrungen mit einigen der Taxa haben.

Diese Kategorisierung verdeutlicht Team-interne grobe Einschätzung des Schwierigkeitsgrads bei der Haltung und bei der Nachzucht durch die Fachautorinnen und Fachautoren, basierend auf den vorliegenden Informationen aus Literatur, Befragungen und eigenem Wissen. Die Kategorisierungen stehen nebeneinander, getrennt durch Schrägstriche, in jedem Taxon-spezifischen Kapitel oberhalb der Tabelle „Haltung und Nachzucht“, auf die sie sich beziehen.

Einschätzung der Schwierigkeit der Haltung:

A Die Haltung der Art ist durch die Gleichförmigkeit der Basis-Haltungsbedingungen (Temperatur, Luftfeuchtigkeit, keine oder eine innerhalb eines normalen Haushalts durchführbare Winterruhe), einen überschaubaren Platz- oder Raumbedarf und/oder technischen Aufwand selbst für Neueinsteiger mit entsprechenden Instruktionen problemlos im Wohnraum möglich.

B Die Haltung der Art erfordert durch im Jahresverlauf wechselnde Basis-Haltungsbedingungen (Temperatur, Luftfeuchtigkeit, Niederschlag, evtl. Freilandhaltung und/oder Winterruhe), einen erhöhten Platz- oder Raumbedarf und/oder mittelgradigen technischen Aufwand (bspw. hoher UV-Bedarf) und profunde theoretische Kenntnisse.

C Die Haltung der Art erfordert im Jahresverlauf wechselnde Basis-Haltungsbedingungen (Lebensraum unter Extrembedingungen), einen hohen Platz- oder Raumbedarf, und/oder sie hat besondere Erfordernisse an die Haltung (Nahrungsspezialisierung, Gefährlichkeit) und/oder sie erfordert hohen technischen Aufwand (bspw. dauerhafte Kühlung). Daher erscheint diese Art eher für Spezialist*innen geeignet.

Einschätzung der Schwierigkeit der Nachzucht:

A Die Nachzucht erfolgt spontan oder mit einfachen Mitteln, eine Inkubation ist sehr einfach (kann z. B. im Terrarium erfolgen) oder durch Ovoviviparie/Viviparie nicht relevant, die Aufzucht gelingt unter denselben Haltungsbedingungen wie für die erwachsenen Tiere. Auch Neueinsteiger*innen kommen in der Regel mit Nach- und Aufzucht gut zurecht.

B Die Nachzucht ist durch bestimmte Trigger gut auslösbar, eine Inkubation der Gelege ist nach Kenntnis artspezifischen Verhaltens gut zu realisieren und/oder die Aufzucht gelingt unter ähnlichen Haltungsbedingungen wie für die erwachsenen Tiere. Nach- und Aufzucht brauchen jedoch Erfahrung und gute Kenntnisse der Biologie der Art.

C Die Induzierung der Fortpflanzung, die Inkubation der Gelege und/oder die Aufzucht der Jungtiere erfordert Spezialkenntnisse, bzw. gestaltet sich als sehr schwierig, sodass diese Art meist nur von Spezialist*innen nachgezüchtet wird.

Ohne Kategorie:

X Für diese Art liegen nach Wissen der Fachautor*innen keine Haltungs- bzw. Nachzucht-Erfahrungen vor.

Sauria – Echsen

Agamidae

Physignathus cocincinus Cuvier, 1829

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Physignathus cocincinus</i>	Cuvier, 1829	Grüne Wasseragame Hinterindische Wasseragame Indochinesische Wasseragame	Green Water dragon Chinese Water dragon Dragon d'eau vert Dragon d'eau chinois Rồng đát ตะกวด / ลั้ง / กิ้งก่ายี่ภษ 鬣蜥	Ja

Abb. 1: *Physignathus cocincinus*

- a Adultes ♂ von *P. cocincinus* im Terrarium (F. Hulbert)
- b Adultes ♀ von *P. cocincinus* im Terrarium (F. Hulbert)
- c *P. cocincinus* unmittelbar nach dem Schlupf (A. Rauhaus, Zoo Köln)
- d Schlüpfling der Grünen Wasseragame (A. Hohmeister).

Morphologie und Taxonomie

Mit einer Gesamtlänge von bis zu einem Meter zählt die Grüne Wasseragame nicht nur zu den größten Agamen-Arten – lediglich übertroffen von den Segelechten (*Hydrosaurus* spp.) –, sondern auch allgemein zu den beeindruckendsten Echsen mittlerer Größe. Die ebenso große,

lange Zeit in derselben Gattung geführte Australische Wasseragame, *Intellagama lesueurii* wurde durch Gray, 1831 als *Lophura lesueurii* beschrieben, dann aber durch Gray 1845 erstmalig als *Physignathus lesueurii* geführt. Erst 140 Jahre später stellten Wells & Wellington 1985 in ihrer umstrittenen Arbeit die Gattung *Intellagama* auf, welche aber aufgrund des Fehlens jeglicher Begründung nicht anerkannt wurde. Amey et al. konnten allerdings 2012 darstellen, wieso *Intellagama lesueurii* die korrekte binomische Kombination für die Australische Wasseragame ist. Somit ist die Gattung *Physignathus* monotypisch und wird nur durch die Grüne Wasseragame, *Physignathus cocincinus* vertreten.

Interessant ist in diesem Zusammenhang, dass die Gattung *Physignathus* die Schwesterngattung zur australasischen Radiation ist und ihre Einnischung in die Unterfamilie Amphibolurinae findet. Somit ist die Grüne Wasseragame die einzige Ostasiatische Art, alle anderen Gattungen der Unterfamilie sind Indo-Australisch (Macey et al. 2000, Hugall et al. 2008).

Zu der Grünen Wasseragame, *Physignathus cocincinus* existieren mehrere Synonyme, wovon in erster Linie *Physignathus mentager*, von Günther 1861 als *Dilophyrus mentager* beschrieben, Erwähnung in der Terraristik hatte (Nietzke 1972, Jauch 1979, Nietzke 1980, Ortner 1982). Einige Zeit galten Tiere mit nur 6–7 Infralabialia als *Physignathus cocincinus cocincinus*, Tiere mit 11 Infralabialia als *Physignathus cocincinus mentager*, wohingegen *Physignathus cocincinus caudicinctus* sogar 14 Infralabialia aufweisen soll (Barbour 1912). In der Erstbeschreibung von *Physignathus cocincinus caudicinctus* weist Barbour bereits darauf hin, dass die neue Form eng verwandt mit den beiden anderen Unterarten ist und dass in den Kontaktzonen der vermutlich zusammentreffenden Verbreitungsgebiete Zwischenstufen vorkommen könnten. Morphologische Unterschiede je nach Verbreitungsgebiet sind beispielsweise länger gezogene Schnauzen bei vietnamesischen Tieren (Werning 2004). Kodym (1992) weist ebenfalls darauf hin, vietnamesische Tiere nicht mit Tieren aus Thailand zu verpaaren, da erstere länger seien, sowie spitzere Köpfe und höhere Rückenkamme aufweisen. Mertens schrieb seinerzeit in einer persönlichen Nachricht, dass auf dem asiatischen Festland nur eine Art, *Physignathus cocincinus* existiert (Rosenberg 1940).

Die Terra typica von *P. mentager* liegt in Siam, dem heutigen Thailand, wohingegen die Terra typica von *P. cocincinus* mit „Cochinchine“, angegeben ist. Cochinchina ist der im Französischen verwendete Name für den südlichsten Teil Vietnams und *cocincinus* die latinisierte Schreibweise. Die Terra typica von *P. c. caudicinctus* ist mit Laokay, Tonkin angegeben (Uetz 2017). Das ehemalige Tonkin umfasste den kompletten Norden Vietnams, die heutige Provinz Lào Chai grenzt im zentralen Norden direkt an China. Setzt man somit die drei Terra typica in Relation, so stellen sie jeweils den nahezu äußersten Verbreitungspunkt im Westen (*mentager*), Norden (*caudicinctus*) und Süden (*cocincinus*) dar. Dass es in solch einem großen Gebiet zu Übergangsformen kommt, ist nicht verwunderlich und somit ist es nach derzeitigem Kenntnisstand sinnvoll *Physignathus cocincinus* als polymorphe Art mit keinen Unterarten anzusehen.

Die Maximallänge von über 100 cm wird eher selten erreicht, in der Regel weisen die Tiere eine Gesamtlänge von 65–80 cm auf, bei einer Kopf-Rumpf-Länge von 20–25 cm. Während die Männchen gewöhnlich ein Gewicht von bis zu 600 g auf die Waage bringen, sind die Weibchen mit rund 350 g deutlich kleiner und leichter (Werning 2004). Teilweise finden sich auch Angaben von bis zu 900 g schweren Männchen bei 90 cm Gesamtlänge (Franke 2009). Mehr als 2/3 der Gesamtlänge entfallen auf den Schwanz. Während die Grüne Wasseragame oberseits gleichmäßig mit vielen kleinen Schuppen besetzt ist, finden sich im hinteren Unterkieferbereich vereinzelte größere Tuberkelschuppen und eine Reihe deutlich vergrößerte Schuppen

unterhalb der Infralabialia, sowie eine transversale Gularfalte (Ziegler 2002). Der Schwanz ist als Ruderschwanz seitlich deutlich zusammengedrückt. Beide Geschlechter weisen einen Schwanz-, Rücken- und Nackenkamm auf, der jedoch bei den Weibchen nur schwach ausgeprägt ist, wohingegen die männlichen Tiere sehr lange Kämme und auch Hautsegel haben können. Auffallend ist hier, ähnlich wie bei Grünen Leguanen der Gattung *Iguana*, dass die Männchen von in Terrarien aufgezogenen Tieren selten so große Kammschuppen ausbilden wie dies in der Natur zu beobachten ist. Die auch auf dem Schwanz stark vergrößerten Kammschuppen gehen ab dem Bereich der Schwanzbänderung in deutlich kleinere Kammschuppen über.

Die Grundfarbe ist ein kräftiges Grün, was allerdings mit zunehmendem Alter etwas stumpfer und gräulicher wird. Der Schwanz ist an der Basis noch grün gefärbt und ansonsten im Wechsel braun und beige gebändert. Die Bänder werden nach hinten hin immer breiter, das letzte Viertel ist in der Regel dunkel gefärbt (Werning 2004). Vom Hinterrand des Auges bis über das Ohr hinaus zieht sich ein dunkler Längsstreifen, welcher mehr oder weniger stark ausgeprägt sein kann. Die vergrößerten Schuppen im Unterkieferbereich sind weißlich bis cremefarben, bei adulten Männchen partiell auffallend rosa gefärbt. Ebenfalls kann der gesamte Kehlbereich bei alten Männchen rosafarben teilweise auch bläulich bis lila sein. Ansonsten ist die Kehle insbesondere bei den Weibchen grünlich bis grünlichgelb. Beide Geschlechter weisen vom Achselbereich Richtung Flanke eine gelblich-orangene Färbung auf, welche bei weiblichen Tieren häufig schwächer ausgeprägt ist. Schlüpflinge sind anfangs oberseits bräunlich und an den Seiten grün gefärbt. Markant ist die seitliche Streifenzeichnung, welche cremefarben ist. Diese Seitenstreifen bleiben bis ins Adultstadium erhalten und sind später leicht bläulich gefärbt. Obwohl sie mit zunehmendem Alter verblassen, bzw. immer mehr in die Grüntöne der restlichen Färbung übergehen, sind sie fast immer noch ganz leicht angedeutet und erkennbar.

Verbreitung und Lebensraum

Verbreitung

Verbreitung von Vietnam über Kambodscha, Laos und das zentrale Thailand bis in den Süden Chinas.

In den letzten 25 Jahren wurde intensiv Freilandforschung in Vietnam betrieben, davor liegen allerdings nur wenige Daten zu *Physignathus cocincinus* vor (Ministry of Science, Technology and Environment 1992, Bobrov 1993, Nguyen & Ho 1996, Ziegler 2002, Ziegler 2004, Nguyen V.S. et al. 2005, Dang et al. 2006, Ananjeva et al. 2007, Dang et al. 2007, Ananjeva et al. 2008a, Ananjeva et al. 2008b, Bobrov & Semenov 2008, Nguyen, S.V. et al. 2009, Nguyen, V.S. et al. 2009, Chung et al. 2012, Geißler 2012, Hecht et al. 2013, Jestrzowski et al. 2013, Vassilieva et al. 2015, Ziegler et al. 2015, Ngo et al. 2016, Nguyen, V.H. et al. 2017, Nguyen, T.Q. et al. 2018a, Nguyen, T.Q. et al. 2018b, Nguyen, V.H. 2018, Nguyen, V.H. et al. 2018, Ziegler & Nguyen 2019, Gewiss et al. 2020, Pham et al. 2023, Stenger et al. 2023, Ngo et al. 2024). In Vietnam ist *Physignathus cocincinus* theoretisch flächendeckend über das ganze Land zu finden, allerdings nur in geeigneten Habitaten und meist in geringen Beständen.

In Thailand ist die Art nur im Südosten des Zentralen Thailands zu finden (Günther 1861a, Günther 1861b, Taylor 1934, Taylor 1963, Stoer 1979, Cox et al. 1998, Chan-ard et al. 1999, Manthey & Manthey 1999, Nabhitabhata et al. 2000, Nabhitabhata & Chan-ard 2005, Cota 2008, Chan-ard et al. 2015, Patawang et al. 2015, Hawkeswood & Sommung 2017).

In jüngerer Vergangenheit sind in Kambodscha ebenfalls einige Studien in ausgewählten Schutzgebieten durchgeführt worden (Stuart & Emmett 2006, Stuart et al. 2006, Grismer et al. 2007, Grismer et al. 2008a, Grismer et al. 2008b, Hartmann et al. 2013, Geissler et al. 2019).

Die Nachweise von *Physignathus cocincinus* in Laos sind nur vereinzelt und stehen nicht selten in Bezug zu ihrem Auftauchen auf Lebensmittelmärkten (Manthey & Manthey 1999, Stuart 1999, Gilbert 2009, Davenport & Heatwole 2013, Suzuki et al. 2015, Manthey & Manthey 2017, Schweikhard et al. 2019, Kasper et al. 2020, Zuklin et al. 2021).

Der nördlichste Teil des Verbreitungsgebietes der Grünen Wasseragame ist in den südlichen chinesischen Provinzen Guangdong, Guangxi und Yunnan zu finden (Pope 1935, Lin 1984, Zhao & Adler 1993, Zhao et al. 1999, Zang et al. 2008, Das 2010, Wang et al. 2022).

Die Aufnahme in eine Checkliste der Echsenarten Malaysias ist aufgrund sonstiger Belege vermutlich als fehlerhaft anzusehen (Grismer & Quah 2019).

Die mehrfach genannten Angaben von Myanmar gelten durch fehlende Belegexemplare oder Fotobelege als nicht gesichert. Diese Angaben sind selbst in jüngster Literatur immer wieder zu finden (siehe Janssen & Sy 2022). Die westlichste Verbreitungsgrenze dürfte östlich von Bangkok, Thailand sein (Stuart et al. 2019). Zwei Fotobelege über iNaturalist lassen vermuten, dass die Art eventuell auch weiter westlich im Chaloen Rattanakosin Nationalpark und im Kaeng Krachan Nationalpark zu finden sind. Allerdings sind solche Einzelbelege über iNaturalist teilweise kritisch zu hinterfragen und können auch durch gezielt ausgesetzte Tiere, bzw. Exemplare in kleinen touristischen Einrichtungen zurückzuführen sein. Zwei solche Fotobelege von der Insel Ko Pha-ngan lassen diese Vermutung zu.

Dass solche gezielten oder unbeabsichtigten Ansiedlungen zu stabilen Beständen führen können, belegen die Populationen in Taiwan (Lee et al. 2019) und Hong Kong SAR (To 2005, Mo 2019, Chan et al. 2020).

Lebensraum und Lebensweise

Besiedelt werden primär Uferbereiche entlang felsiger Bäche in immergrünen Tieflandwäldern, gemischt mit Laub- und Bambuswäldern. Dort ist *Physignathus cocincinus* in Höhen von 0 bis 820 m ü. NN zu finden (Gewiss et al. 2020, Nguyen et al. 2018a, Stuart et al. 2006, Ziegler 2002). Der Lebensraum ist stets an Wasser gebunden, neben Bächen sind die Tiere auch an Flussläufen, Teichen und Tümpeln mit starkem Oberbewuchs zu finden. Im Regelfall werden ungestörte, natürliche Gebiete bevorzugt, vereinzelt sind sie aber auch in der Nähe menschlicher Siedlungen anzutreffen (Ziegler 2002). Ein entscheidendes Kriterium für die Habitatwahl ist das Vorhandensein von Wäldern mit dichtem Kronendach neben Bächen (Chang et al. 2020). Die Tiere ruhen bevorzugt auf Ästen und Zweigen über dem Wasser, in welches sie sich bei Gefahr fallen lassen. Dank des ausgeprägten Ruderschwanzes sind sie ausgezeichnete Schwimmer und Taucher. Wasseragamen sind in der Lage kurze Strecken bipedal über Land zu laufen (Manthey & Schuster 1999, Ziegler 2002).

Die räumliche Aufteilung im Habitat ist den unterschiedlichen Altersgruppen zuzuordnen. Nguyen et al. (2017) haben die Tages- und Nachtaktivität von *Physignathus cocincinus* in der Provinz Thua Thien Hue, Vietnam untersucht, Dabei wurden insgesamt 89 Individuen tagsüber und 211 Individuen nachts beobachtet. Die meisten der erfassten Tiere wurden auf Bäumen gefunden. Tagsüber waren 71,9 % und nachts 96,7 % der insgesamt erfassten Exemplare auf Bäumen und Sträuchern anzutreffen. Die Grüne Wasseragame ist zwischen 10:00 Uhr und 13:00 Uhr am häufigsten aktiv anzutreffen. Nachts begeben sich die Tiere auf dünne Äste an

oder über Bächen und schlafen offen an den Ast gekauert. Die untersuchten Individuen von *Physignathus cocincinus* wurden in drei Arten von Mikrohabitaten gefunden. Jungtiere leben in der niedrigen Strauchvegetation unter 0,5 m, wohingegen subadulte Wasseragamen häufig in der mittleren Lage zwischen 1–2 m angetroffen werden. Adulte Tiere besiedeln die höheren Lagen ab ca. 3 m über der Wasseroberfläche (Nguyen et al. 2017).

Die Bestandsdichte steht in Relation zur Höhe des Verbreitungsgebietes. So wurden in Nam Dong, Vietnam auf einer Höhe unter 100 m ü. NN 97 Individuen auf 10.000 m² gefunden. Auf einer Höhe von 100–300 m waren es schon nur noch 48 Individuen, wohingegen auf einer Höhe von 600–800 m lediglich 27 Exemplare auf 10.000m² festgestellt wurden (Nguyen 2018).

Wasseragamen sind omnivor. Eine Analyse der Mageninhalte von 187 Tieren aus der Provinz Thua Thien Hue, Vietnam ergab, dass Wirbellose der Hauptanteil von 3066 untersuchten Bestandteilen waren. Mit einem Anteil von 5,36 % bis 35,57 % waren Spinnen, Ameisen, Insektenlarven, Termiten, Grillen, Heuschrecken und Regenwürmer am häufigsten vertreten. Insgesamt wurden 43 adulte, 70 subadulte und 98 juvenile Wasseragamen untersucht, 24 Mägen waren nicht gefüllt. Der Anteil an Pflanzen war mit 14 untersuchten Bestandteilen relativ gering vertreten (Nguyen et al. 2018c). Ziegler (2002) hingegen stellte bei seinen Feldstudien in Vietnam fest, dass der Anteil an vegetarischer Nahrung bei adulten Tieren ca. ⅓ der Gesamtmenge ausmachte. Bei der vom Menschen angesiedelten Population in Taiwan wurde durch Ciou (2015) festgestellt, dass im Beutespektrum von adulten *Physignathus cocincinus* Frösche (*Buergeria robusta*), Agamen der Gattung *Diploderma*, Schlangen (*Calamaria pavementata*) und Mäuse zu finden sind (Lee et al. 2019).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II (CITES CoP19 Proposal 14).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Besonders geschützt.

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Gefährdet – VU (Vulnerable A4cd, assessed May 24, 2017).

Die Einstufung als gefährdet erfolgt, da diese Art zwar weit verbreitet ist, aber in den meisten Teilen ihres Verbreitungsgebiets stark bejagt wird (Stuart et al. 2019).

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

In den Herkunftsländern wurde die Art national als stark gefährdet (Endangered) in China und Thailand und als gefährdet (Vulnerable) in Vietnam eingestuft (Dang et al. 2007, Jiang et al. 2016, Nabhitabhata & Chanard 2005).

Nutzung in den Herkunftsländern

Erste Untersuchungen zum Gefährdungsstatus von *Physignathus cocincinus* in Vietnam ergaben, dass zwischen 2010 und 2016 insgesamt 44.741 Tiere, vornehmlich aus Vietnam, aber auch aus Thailand (sowie 162 Tiere aus Indonesien) in die EU exportiert wurden (Nguyen et al. 2018a, Stuart et al. 2019).

Die umfangreiche Studie von Gewiss et al. (2020) untersuchte ebenfalls die Population und den Einfluss des Handels auf *Physignathus cocincinus* in Vietnam. Die Grüne Wasseragame wird seit über 20 Jahren in Vietnam sowohl für den lokalen Lebensmittelmarkt als auch für den internationalen Heimtierhandel gefangen. Die Forschenden führten von 2014 bis 2016 Feldstudien in Nordvietnam durch und verglichen dabei ungestörte und gestörte Lebensräume. Dabei stellten sie fest, dass die Populationen in gestörten Gebieten signifikant kleiner waren als in ungestörten. In den letzten 20 Jahren wurden etwa 1,47 Millionen Exemplare (!), hauptsächlich als Wildfang, nach Europa und in die USA importiert. Auch der nationale Handel in Vietnam war umfangreich, mit 51 dokumentierten Händlern und mehreren Online-Shops. Die Ergebnisse zeigten, dass die langfristige Überlebensfähigkeit der Art in Vietnam durch das intensive Absammeln und den fortlaufenden Lebensraumverlust gefährdet ist. Daher schlugen die Autoren strengere Schutzmaßnahmen vor, einschließlich der möglichen Aufnahme der Art in CITES-Anhang II, um den internationalen Handel zu regulieren. Neuste Studien untersuchten den Sexualdimorphismus und ob dies ein Faktor gezielter Ausbeutung von *Physignathus cocincinus* in Vietnam ist (Ngo et al. 2024). Von den lokalen Jägern werden bevorzugt adulte Männchen gefangen, da diese aufgrund ihrer größeren Masse, besser entwickelten Kämme und teils auffälligerer Färbung bessere Preise auf den lokalen Märkten erzielen. Diese selektive Jagd führt mutmaßlich zu einem unausgewogenen Geschlechterverhältnis, was einen negativen Einfluss auf die Gesamtpopulation haben kann.

In Kambodscha ist es laut einer Umfrage unter lokalen Jägern innerhalb von 18 Jahren zu einem Rückgang von ungefähr 50 % der Bestände der Grünen Wasseragame gekommen (Stuart et al. 2019).

Für Laos wird der lokale Wildtierhandel auf Lebensmittelmärkten als starke Bedrohung angesehen. So ist der Wildfleischkonsum seit 1990 auf ca. 80–90 % des konsumierten Fleisches in Nord-Laos gestiegen (Davenport & Heatwole 2013). Ebenso ist die Vermarktung von in Reisschnaps eingelegten Wasseragamen als traditionelle Medizin und als Touristensouvenir eine Gefährdungsursache der lokalen Bestände (Gilbert 2009, Schweikhard et al. 2019, Suzuki et al. 2015).

Gefährdungsfaktoren

Zusätzlich zu der starken Bejagung stellen der Lebensraumverlust, -degradierung und -fragmentierung durch Entwaldung, Expansion von landwirtschaftlichen Nutzflächen und menschlichen Siedlungsgebieten sowie Ausbau von Wasserkraft und Infrastruktur weitere Gefährdungsursachen dar. *Physignathus cocincinus* kommt im gesamten Verbreitungsgebiet fast nur noch in geschützten Gebieten vor, allerdings scheinen nur in Thailand die Bestände der Schutzgebiete als gesichert. Es wird angenommen, dass die Rückgangsraten im gesamten Verbreitungsgebiet der Art in den letzten drei Generationen 30 % überschritten haben (Stuart et al. 2019).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Physignathus cocincinus</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Geschlechtsunterscheidung bei adulten Tieren sehr einfach. ♂♂ sind deutlich größer und massiger in ihrer ganzen Statur. Nacken-, Rücken- und Schwanzkamm der ♀♀ vorhanden, aber relativ gering ausgeprägt, bei adulten ♂♂ hingegen sehr markant und deutlich ausgeprägt. Köpfe der ♂♂ wesentlich kantiger und breiter. Kiefermuskulatur bei den ♂♂ stärker ausgebildet, dadurch wirken die Backen geschwollen (Werning 2004). Femoralporen bei ♀♀ vorhanden, aber viel kleiner als bei den ♂♂ (Dedekind & Petzold 1982). Etwas geringer ausgeprägt ist der Dichromatismus, die unterschiedliche Färbung der Geschlechter. Die gelb-orange Färbung im Flankenbereich ist bei den ♀♀ teilweise schwächer ausgeprägt. Eine intensive Rosafärbung der unteren Lippenschilder tritt vermehrt bei den ♂♂ auf. ♀♀ besitzen in der Regel grün-gelbe Kehlen, wohingegen die Kehlen der ♂♂ grün-blau, teilweise lila sind. Ebenso kann sich die Rosafärbung der Lippenschilder auch auf der Kehle zeigen.
Fortpflanzungsweise	Ovipar
Geschlechtsreife	Erste sekundäre Geschlechtsmerkmale im Alter von 3–4 Monaten durch die generell schneller wachsenden ♂♂ und die in diesem Zusammenhang stehenden größeren und breiteren Köpfe. Erstes männliches Imponierverhalten kann bereits ab einem Alter von 5–6 Monaten beobachtet werden (Dedekind & Petzold 1982, Kammerer 1999). Eindeutige Geschlechtsunterscheidung spätestens im Alter von 12–18 Monaten (Franke 2007). Die Geschlechtsreife tritt in der Regel im Alter von ca. zwei bis drei Jahren ein. Erste Eiablagen der ♀♀ mit 27 Monaten (Liesack 2001). Bei weiteren Haltern erfolgte eine erste Reproduktion im Alter von ca. 18 Monaten bei einer Größe von ca. 50–60 cm und einem Gewicht von 200 g.
Paarung und Eiablagestellen	Paarungen und Eiablagen können das ganze Jahr über stattfinden. Franke (2007) beobachtete Paarungen häufig in den späten Nachmittagsstunden, zwischen 17 und 18 Uhr. Eiablagephasen waren bei ihr immer vom zeitigen Frühjahr bis in den Spätsommer.
Fortpflanzungs-saison	Kammerer (1999) berichtet von Paarungsaktivitäten, welche von 1985 an jedes Jahr im August und September stattfanden. Kopulationsdauer meist nur 1 bis 2 x für etwa 30 Sekunden. Erste Eiablagen erfolgten immer im Februar des Folgejahres. 4 Wochen danach erfolgte immer eine zweite Eiablage. Allerdings erscheint diese Trächtigkeitsdauer recht lang und es ist anzunehmen, dass es aufgrund der klimatischen Veränderungen über die kalte Jahreszeit zu einer Spermien-speicherung kam.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	Die Anzahl der Gelege variiert von 1–3 Eiablagen pro Jahr mit 4–21 Eiern. In Ausnahmefällen bis zu 6 Gelege pro Jahr (Franke 2007).
Eigröße / Schlupfgröße	14–16 mm x 25–28 mm, 2,7–3,4 g (Dedekind & Petzold 1982). Kammerer (1999) stellte ein Wachstum der Eier von ca. 2 mm pro Woche fest. Bei der Eiablage 12 x 20 mm groß, waren diese kurz vor dem Schlupf ca. 30 x 40 mm groß. Schlupfgröße GL 13–17 cm, bei ca. 5 cm KRL (Werning 1993) und 2,4–3,55 g Gewicht.
Entwicklungsdauer	60 Tage bei 31 °C, 80 Tage bei 27 °C (Literatur-Angaben insgesamt 60–104 Tage).
Geschlechtsbestimmung / Parthenogenese	Unbekannt – die nächst verwandte Art <i>Intellagama lesueurii</i> hat eine temperaturabhängige Geschlechtsbestimmung (Matsubara et al. 2019). Parthenogenese wurde erstmalig durch eine Privathalterin nachgewiesen (Franke

2009). Später wurde durch Miller et al. (2019) vermeintlich erstmalig eine parthenogenetische Fortpflanzung bei der Familie der Agamidae nachgewiesen. Diese Studie hat zwar die Fähigkeit zur Parthenogenese bei *Physignathus cocincinus* nochmals bestätigt, allerdings weder erstmalig bei der Grünen Wasseragame noch einmalig in der Familie der Agamidae. Die Schmetterlingsagamen der Gattung *Leiolepis* sind ebenfalls zur Jungfernzeugung fähig (Hall 1979, Grismer et al. 2014).

Spermien-speicherung	Mehrere Fälle von Spermien-speicherung sind bekannt (Bitter & Bitter 1986, Kammerer 1999, Werning 2003, Hinz 2006, Kast 2007).

Haltung und Nachzucht B/A

Thema	Angaben für <i>Physignathus cocincinus</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Kein spezieller Auslöser nötig, da die Tiere das ganze Jahr reproduzieren. Einzelne Halter führen eine wenig verkürzte Beleuchtungsdauer über 2–3 Monate durch, mit einer leichten Reduzierung der Temperatur. Gemäß dem natürlichen Verbreitungsgebiet ist jedoch wichtig, dass auch in den Wintermonaten die Temperatur nicht merklich unter 20 °C sinkt. Während dieser Zeit ist auch die Regenmenge niedriger als in den Sommermonaten.
Haltungsansprüche	Die absolute Grundvoraussetzung, und damit auch das größte Problem bei der Wasseragamen-Haltung, ist ein ausreichend großes und den Bedürfnissen der Tiere entsprechend eingerichtetes Terrarium. Für ein adultes Pärchen sollte dies mindestens 200 x 100 x 150 cm groß sein (BNA 2014). Für die täglichen Routinearbeiten zwar nicht am pragmatischsten, aber um den Tieren mehr Rückzug zu bieten und mehr Gestaltungsmöglichkeiten bei der Einrichtung zu haben, hat sich eine Tiefe von 120–150 cm bewährt. Um eine Gruppe von 1,3 zu pflegen, benötigt man am besten Behälter mit mehr als 300 x 120 x 200 cm. Bei der Vergesellschaftung von mehreren Tieren ist unbedingt zu beachten, dass ♂♂ untereinander nicht verträglich sind und es unweigerlich zu Beschädigungskämpfen kommen würde. Selbst Weibchen untereinander harmonisieren nicht immer und man muss die Gruppenzusammensetzung stets im Blick haben. Insbesondere in der Zeit der Eiablage kann es sein, dass ♀♀ bei der tagelangen Suche und Prüfung eines geeigneten Eiablageplatzes sehr zänkisch auf andere ♀♀ reagieren. Weiterhin muss berücksichtigt werden, dass es selbst bei der paarweisen Haltung zu Situationen kommen kann, in denen das ♀ von dem ♂ gestresst ist und separiert werden muss. Zum Wohlbefinden von Wasseragamen sollte ein ausreichend großes Wasserbecken nicht fehlen, welches gerne mehr als die Hälfte der Terrariengrundfläche einnehmen kann und auch mindestens 20 cm tief sein sollte. Da Wasseragamen gerne und lange im Wasser liegen, sollte das Wasserbecken beheizt sein. Kot wird häufig im Wasser abgesetzt, ein regelmäßiger Austausch und eine Filterung ist aus hygienischen Gründen eine Grundvoraussetzung zur Gesunderhaltung. Die eigentliche Größe des Terrariums ist allerdings nicht immer das entscheidendste Kriterium bei der artgerechten Haltung und Zucht von <i>Physignathus cocincinus</i>. Die Tiere werden teilweise sehr erfolgreich und bei bester Gesundheit in etwas kleineren Terrarien als vorgeschlagen gehalten und gezüchtet. Die Struktur der von den Tieren genutzten Einrichtung ist ein entscheidender Punkt. <i>Physignathus cocincinus</i> verharret auch tagsüber gerne stundenlang auf körperdicken Ästen, welche quer oder schräg im Terrarium angebracht sein sollten. Hier ist bei der Vergesellschaftung von mehreren Tieren Rechnung zu tragen, dass jedes Exemplar seinen eigenen Ruhebereich hat, an dem es sich sonnen, bzw. die Gegend beobachten kann. In der Natur sind Grüne Wasseragamen nachts häufiger auf dünnen Zweigen schlafend anzutreffen (vgl. Ziegler 2002). Auch tagsüber nutzen sie in der Natur teils dünne Zweige, um sich über dem Wasser zu sonnen (vgl. Werning 2004). Zusätzliche dünne Zweige in Verbindung mit einer robusten Bepflanzung bieten weiteren Aktionsraum im Terrarium. Auf Höhlen, wie in der EXOPET-Studie vorgeschlagen (Krautwald-Junghanns 2018),

kann verzichtet werden, da sich die Tiere als typische Baum- und Strauchbewohner auch zum Schlafen quer oder schräg stehende Äste bevorzugen und sich äußerst selten in Höhlen der Uferböschung zurückziehen (Ziegler 2002).

Bei der Haltung der sprunggewaltigen Wasseragamen sollte die zusätzliche Gestaltung der Seitenwände ebenfalls berücksichtigt werden. Die Tiere eignen sich aufgrund des bekannten Scheibenspringens nicht für Vitrinen-ähnliche Terrarien, welche von mehreren Seiten einsehbar sind. Rück- und Seitenwände sollten so gestaltet sein, dass die Tiere diese auch nutzen können, am besten haben sich hierfür Rückwände aus Naturkork mit Rindenstruktur und Kunstfels-Rückwände mit eingearbeiteten, zusätzlichen Liegeflächen bewährt.

Als Bodengrund ist ein Sand/Erde Gemisch geeignet, welches mit Rindenmulch abgedeckt wird und stets leicht angefeuchtet sein sollte.

Als Bepflanzung haben sich unter anderem robuste Feigenarten bewährt, welche aufgrund ihrer ledrigen Blätter nicht gerne gefressen werden und auch den scharfen Krallen der Tiere widerstehen können. *Ficus rubiginosa* (Synonym = *Ficus australis*) wird in Zoologischen Schauanlagen gerne verwendet, da sie gegenüber der allgegenwärtigen Birkenfeige, *Ficus benjamina* ein deutlich festeres Blattwerk besitzt.

Im Terrarium ist eine Temperatur von ca. 23–28 °C anzustreben. Unter den Sonnenplätzen sollten Temperaturen von 35–40 °C erreicht werden. Als Beleuchtung sind hierfür Metalldampflampen geeignet, da sie eine gute Wärmequelle darstellen, bei gleichzeitiger Abgabe der benötigten UV-Strahlung. Als Grundbeleuchtung kann zusätzlich auf LED-Balken oder T5-Röhren zurückgegriffen werden.

Luftfeuchtigkeit tagsüber 70–80 %, nachts bis 95 %, welches sich durch den beheizten Wasserteil in der Regel von selbst ergibt.

Die Aufzucht der Jungtiere sollte nicht gleich im großen Schauterrarium erfolgen, da sie sonst recht scheu werden könnten (Werning 2004). In den ersten Monaten können die heranwachsenden Wasseragamen in Kleingruppen aufgezogen werden. Ab einem Alter von ca. 6–12 Monaten müssen die ♂♂ voneinander separiert werden, da es sonst zu Unterdrückungen und Stress in der Gruppe kommen kann. Die Jungtiere wachsen schnell und haben einen hohen Futterbedarf. Anfänglich wird ausschließlich Lebendfutter angenommen, welches bei jeder Fütterung mineralisiert und mit Vitaminen angereichert sein sollte. Es werden jegliche Arten von Insekten gierig verschlungen, als Hauptfutter haben sich Heimchen (*Acheta domesticus*), Steppen- und Mittelmeergrielen (*Gryllus assimilis* & *G. bimaculatus*), sowie Argentinische Waldschaben (*Blaptica dubia*) bewährt. Aber auch Larven und Falter der Wachsmotte (*Galleria mellonella*), sowie jegliche Arten von Fliegen, Heuschrecken, Larven von Mehlkäfern und *Zophobas*, kleine Schnecken und Regenwürmer dienen als Aufzuchtfutter. Adulte Wasseragamen fressen, wie die Jungtiere, alles was sie überwältigen können. Zusätzlich zu den genannten Insekten werden teilweise Küken (Ullrich 1979) oder Mäuse (Werning 2000b) gereicht. Mit zunehmendem Alter fressen *Physignathus cocincinus* immer mehr pflanzliche Kost, welche in der Natur bis zu 80 % der Nahrung ausmachen kann (Ziegler 2002). An pflanzlicher Nahrung werden im Terrarium süße Obstsorten wie Birne, Apfel, Erdbeere, Heidelbeere und Melone gereicht, sowie vereinzelt Gemüse wie Zucchini, Gurke und Eisbergsalat (Franke 2007). Auch Bananen werden sehr gerne gefressen (Ullrich 1979). Lebende Fische im Wasserteil werden in der Regel ignoriert, bzw. die Agamen tun sich teilweise schwer damit, diese zu erbeuten. Tote Fische von der Pinzette gereicht, werden hingegen sehr gerne angenommen (Werning 2004). Mehlwürmer, *Zophobas*, Wachsmaden oder Babymäuse sollten wegen des hohen Eiweiß- und Fettgehaltes aber nur sparsam verfüttert werden (BNA 2014). Für trächtige ♀♀, sowie direkt nach der kräftezehrenden Eiablage eignen sich diese Energiebomben jedoch bestens.

Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht

Einzige Schwierigkeit bei der Haltung von Grünen Wasseragamen ist der zwingend benötigte Platzbedarf der Tiere. Scheibenspringen und daraus resultierende Schnauzenverletzungen waren insbesondere bei Wildfängen häufig auf die zu geringe Terrariengröße und das ungestüme natürliche Fluchtverhalten zurückzuführen. Foekema (1972) gab bereits den passenden Hinweis, dass *Physignathus cocincinus* große und

	teure Terrarien benötigt und aus diesem Grund nur auf Bestellung importiert werden sollte. Nachzuchttiere sind glücklicherweise deutlich ruhiger, aber auch hier kommt es gelegentlich vor, dass Scheiben nicht als Hindernis angesehen werden. Die Bereitstellung eines weiteren großen Terrariums für eine eventuelle Separierung von unterdrückten, oder durch die Eiablage geschwächten Weibchen stellt eine zusätzliche Schwierigkeit dar.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Jungtieraufzucht vollkommen unproblematisch. Jungtiere werden leichter zahm, wenn sie nicht in zu geräumigen Terrarien großgezogen werden (Werning 2004). Vor dem Erreichen der Geschlechtsreife müssen die jungen ♂♂ zwingend separiert werden.
Lebenserwartung in Haltung	10–15 Jahre, in Ausnahmefällen bis zu 25 Jahre. Das bisher höchste dokumentierte Alter erreichte ein 24-jähriges ♂ (Velenská & Kodym 2002).
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Erste dokumentierte Zuchten z. B. 1965 (Meyer-Holzappel 1969), 1975 (Chester Zoo 1975), 1977 (Ullrich 1979) und 1979 (Dedekind & Petzold 1982). Interessant ist in diesem Zusammenhang, dass die Grüne Wasseragame erst relativ spät unter Terrarienbedingungen gehalten wurde. Während die verwandte Australische Wasseragame, <i>Intellagama lesueurii</i> bereits terraristisch länger bekannt war, schreibt Scherpner in der damals richtungsweisenden, von ihm überarbeiteten „Terrarienkunde“ (Klingelhöffer 1957), welch Glücksfall es doch war, dass Rosenberg „in Besitz eines bisher nicht bei uns eingeführten <i>Physignathus</i> aus dem Festland Hinterindiens“ gekommen ist. Rosenberg erhielt 1933 aus dem Tierpark Hagenbeck ein einzelnes Männchen von <i>Physignathus cocincinus</i>, welches sich trotz starker Schnauzenverletzung prächtig bei ihm entwickelte. Nach über 6 Jahren Haltung wurde das Tier aufgrund einer starken Verletzung durch einen mitbewohnenden Nashornleguan schweren Herzens abgetötet, weil ein weiterer Körperversfall das seltene Exemplar minderwertig für die Museumssammlung gemacht hätte (Rosenberg 1940). Erfolgreiche Haltungen und einzelne Zuchterfolge in Privathand und Zoos sind dann erst in den 1960ern und 70ern erfolgt. Ab den 1980ern dann deutlich häufiger (Schliemann 1968, Meyer-Holzappel 1969, Vogel 1969, Bechtle 1971, Foekema 1972, Nietzke 1972, van den Sande 1974, Chester Zoo 1975, Bechtel 1976, Jahn 1978, Stettler 1978, Jauch 1979, Lindstrom 1979, Ullrich 1979, Vit 1979, Kahl et al. 1980, Matz & Vanderhaege 1980, Nietzke 1980, Petzold 1980, Demeter 1981, Blake 1982, Dedekind & Petzold 1982, Howard 1982, Mudde 1982, Ortner 1982, Heselhaus 1983, Obst et al. 1984, Stehr 1984, Blake 1985, Tomey 1985, Bitter & Bitter 1986, Mader & Kerr 1986, Reid 1986, Stolk 1986, Jes 1987, Mader 1987, Martin 1987, Mattison 1987, Blake 1988, Hesselting 1988, Kölner Aquarium am Zoo 1988, Zimniok 1988, Heselhaus 1989, Zimniok 1989, Bech & Kaden 1990, Mainz 1990, Karbe et al. 1991, Mader 1991, Kodym 1992, Rogner 1992, Vosjoli 1992, Werning 1993, Mader 1994, Rehak 1995, Rezhenninova 1995, Werning 1995, Lladó Hädinger 1996, Bartlett & Bartlett 1997, Henkel & Schmidt 1997, Lange 1997, Lladó Hädinger 1998, Bruins 1999, Kammerer 1999, Liesack 1999, Manthey & Schuster 1999, Meek 1999, Dost 2000, Falk 2000, Werning 2000a, Werning 2000b, Werning 2000c, Liesack 2001, Simon 2001, Hernandez-Divers 2002a, Hernandez-Divers 2002b, Drewes 2004, Werning 2004, Engel 2006, Hinz 2006, Werning 2006, Franke 2007, Kast 2007, Werning 2008, Drewes 2009, Franke 2009, Ngo & Bui 2009, Rohovský 2010, Smith 2013, BNA 2014, Rogner 2015, Werning 2015, Esterbauer 2017, Krautwald-Junghanns 2018, Miller et al. 2019, Fischer 2020, Pachmann 2020, Love 2021). In großen Schauanlagen und Tropenhäusern von zoologischen Einrichtungen ist die Grüne Wasseragame auch heute noch eine häufig gehaltene Art, bei welcher es unter anderem regelmäßig zu Naturbruten kommt, da Gelege nicht immer gefunden werden. Aktuell (Stand 09.2024) gibt es laut der Zootierliste insgesamt 182 Haltungen in zoologischen Einrichtungen (Graf et al. 2024). Davon befinden sich 157 in Europa (allein in Deutschland in 29 Zoos und Botanischen Gärten), 13 in den USA und Kanada, sowie 11 Haltungen in Asien und 1 Haltung in Afrika (Graf et al. 2024). Es ist allerdings davon auszugehen, dass die Liste nicht vollständig ist und es insbesondere in den USA

	deutlich mehr Haltungen in öffentlichen Einrichtungen gibt als angenommen. Phasenweise wurden die Tiere auch bei Privathaltern in größeren Stückzahlen nachgezüchtet. So berichtet bspw. Kammerer (1999) von insgesamt 167 Jungtieren. Liesack (2001) erhielt allein im Jahr 1987 von 3 ♀♀ insgesamt 8 Gelege mit 89 Eiern, wovon allerdings nur 68 Jungtiere schlüpften. Aufgrund der zwischenzeitlichen hohen Verfügbarkeit an sehr günstigen Wildfängen und Farmzuchten ließ die Zuchttätigkeit bei einigen privaten Haltern deutlich nach und es wurde nur auf Vorbestellung inkubiert. Es ist zu hoffen, dass durch den Wegfall der Importe von Wildfängen wieder ein größeres Interesse an gesunden Nachzuchten aufkommt und sich wieder mehr Halter und Halterinnen mit der durchaus einfachen Zucht dieser faszinierenden Agame beschäftigen
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Sehr einfach in der Zucht unter Berücksichtigung des großen Platzbedarfs.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Den hohen Futterbedarf berücksichtigend und unter Einsatz von entsprechender UV-Beleuchtung bereitet die Aufzucht der Jungtiere keine Probleme. Geringe Sterblichkeitsrate bei mineralstoffreicher Aufzucht. Bei artgerechter Versorgung und rechtzeitiger Trennung der ♂♂, erreichen über 95 % der Tiere die Geschlechtsreife.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Ja. Mittlerweile sind mehrere Nachzuchtgenerationen von Grünen Wasseragamen in der Zucht. Erste dokumentierte Zuchten z. B. im 1965 im Tierpark Bern (Meyer-Holzappel 1969), 1977 (Ullrich 1979), 1975 im Chester Zoo, 1979 im Tierpark Berlin und 1981 im Tierpark Hellabrunn (Dedekind & Petzold 1982). Erste explizit erwähnte F2 erfolgte 1989 (Kammerer 1999). Werning (2000b) erwähnt für seine, zu der Zeit 15-jährige, Haltungserfahrung eine F3 Generation.
Kommerzielle Nachzucht	In Tropenhallen und großen Schauanlagen einigermaßen gut vertreten, häufig „Wildschlüpflinge“, da die Eier nicht immer gefunden werden. In Privathaltung sehr regelmäßig anzutreffen, aber bedingt durch die Größe eher ein Liebhabertier. Die Zucht wurde von einigen privaten Haltern eher unterdrückt, indem die Eier nur gezielt ausgebrütet wurden, wenn die Nachfrage da war. Durch den Wegfall der vormals sehr preisgünstigen Wildfangbabys aus dem Handel ist die Wertschätzung und Nachfrage nach gesunden Nachzuchten erfreulicherweise wieder etwas gestiegen. Insgesamt ist jedoch der Trend zu erkennen, dass grundsätzlich weniger Grüne Wasseragamen gepflegt werden als noch vor 10–20 Jahren. Dies ist unter anderem darin zu begründen, dass heute eine Vielzahl von weiteren interessanten großen Agamen-Arten als gesunde Nachzuchten zur Verfügung stehen. So waren beispielsweise vor Jahren Nachzuchten von diversen Arten der Gattungen <i>Gonocephalus</i> , <i>Hypsilurus</i> , <i>Lophosaurus</i> und <i>Hydrosaurus</i> nur in Ausnahmefällen zu erhalten, stehen aber heute in Konkurrenz zu <i>Physignathus</i> aufgrund des häufig limitierten Platzangebots in der Heimtierhaltung.
Befragungen	Direkte Befragungen durch Fragebögen waren möglich in 10 Privathaltungen (9 Züchter*innen, 1 Halter*in) und 4 Zoos (4 züchtende Einrichtungen). Die Rückmeldungen auf die Fragebögen stellen nur einen Bruchteil der bekannten Haltungen (und Zuchten) dar. Die meisten Angaben wurden der reichlich vorhandenen Literatur entnommen, dazu kommt noch sehr viel Information, die bei den entsprechenden Tagungen der Verbände ausgetauscht wurde und keiner einzelnen Person zugeordnet werden kann.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Amey, A.P., P.J. Couper & G.M. Shea (2012): *Intellagama lesueurii* (Gray, 1831), the correct binomial combination for the Australian Eastern Water Dragon (Sauria, Agamidae). *Zootaxa* 3390(1): 65-67.
- Ananjeva, N.B., N.L. Orlov & Q.T. Nguyen (2007): Agamid Lizards (Agamidae, Acrodonta, Sauria Reptilia) of Vietnam. *Mitteilungen aus dem Museum für Naturkunde in Berlin. Zoologische Reihe* 83: 13-21.

- Ananjeva, N.B. & N.L. Orlov (2008a): Agamid Lizards (Agamidae, Acrodonta, Sauria) of Vietnam. 1. An annotated List. Zoologicheskii Zhurnal. 87(3): 306-318 (in Russisch).
- Ananjeva, N.B. & N.L. Orlov (2008b): Agamid Lizards (Agamidae, Acrodonta, Sauria) of Vietnam. 2. Identification Keys. Analysis of distribution in South-Eastern Asia. Zoologicheskii Zhurnal. 87(4): 436-445 (in Russisch).
- Anon. (2024): Grüne Wasseragame. Informationsseite zur Haltung der Grünen Wasseragame (*Physignathus cocincinus*). <https://wasseragamen.website/> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Bain, R.H. & M.M. Hurley (2011): A Biogeographic Synthesis of the Amphibians and Reptiles of Indochina. Bulletin of the American Museum of Natural History 2011(360): 1-138.
- Barbour, T. (1912): *Physignathus cocincinus* and its subspecies. Proceedings of the Biological Society of Washington 25: 191-192.
- Bartlett, R.D. & P.P. Bartlett (1997): Anoles, Basilisks, and Water Dragons. Hauppauge, New York (Barron's Educational Series): 96 pp.
- Bech, R. & U. Kaden (1990): Vermehrung von Terrarientieren. Echsen. Leipzig (Urania-Verlag): 168 pp.
- Bechtel, H. (1976): Terrarientiere II. Schildkröten, Krokodile, Echsen. Hannover (Landbuch-Verlag): 143 pp.
- Bechtle, W. (1971): Bunte Welt im Terrarium. Bunte Kosmos Taschenführer. Stuttgart (Franckh'sche Verlagshandlung): 72 pp.
- Bitter, H. de & M. de Bitter (1986): Bevruchte eieren van twee groene wateragamen, *Physignathus cocincinus*, dankzij spermaopslag? Lacerta 44(5): 74-76.
- Blake, E. (1982): The captive breeding of Chinese water dragon and attendant difficulties. Royal Zoological Society of Scotland Annual Report 70: 46-52.
- Blake, E. (1985): The captive breeding of *Physignathus* and the use of vitamin D3 with other species of lizards. Herpetile 10(2): 51-58.
- Blake, E. (1988): Difficulties associated with breeding and rearing lizards at Edinburgh Zoo. Proceedings of Symposium of the Association of British Wild Animal Keepers 13: 8-12.
- BNA (2014): Tiergruppensteckbrief – Wasseragame. Informationsblatt gemäß §21 Tierschutzgesetz. Hambrücken (Bundesverband für fachgerechten Natur-, Tier- und Artenschutz) Faltblatt.
- Bobrov, V.V. (1993): Zoogeographic analysis of the lizard fauna (Reptilia, Sauria) of Vietnam. Zoologičeskij žurnal 72(8): 70-79.
- Bobrov V.V. & D.V. Semenov (2008): Lizards of Vietnam [in Russian]. Moscow (KMK Publisher House): 226 pp.
- Bogoslavsky, B. (2024): Care Cards: Water Dragons. Animal Veterinary Hospital of Orlando https://my-avho.com/storage/app/media/Water_Dragon_Care_Card.pdf (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Boulenger, G.A. (1885): Catalogue of the lizards in the British Museum (Natural History). I. Geckonidae, Eublepharidae, Uroplatidae, Pygopodidae, Agamidae. 2nd edition. London (Printed by order of the Trustees): 450 pp.
- Bourret, R. (2009): Les lézards de l'Indochine. Frankfurt am Main (Edition Chimaira): 624 pp.
- Bruins, E. (1999): Terrarium Encyclopedie. Noordwijkerhout (Rebo International Productions): 320 pp.
- Chan, W.-H., A. Lau, P. Martelli, D. Tsang, W.-H. Lee & Y.-H. Sung (2020): Spatial Ecology of the Introduced Chinese Water Dragon *Physignathus cocincinus* in Hong Kong. Current Herpetology 39(1): 55-65.

- Chan-ard, T., J.W.K. Parr & J. Nabhitabhata (2015): A field guide to the reptiles of Thailand. New York (Oxford University Press): 352 pp.
- Chan-ard, T., W. Grossmann, A. Gumprecht & K.D. Schulz (1999): Amphibians and reptiles of peninsular Malaysia and Thailand – an illustrated checklist [bilingual English and German]. Würselen (Bushmaster Publications): 240 pp.
- Chester Zoo (1975): Reptile News. Chester Zoo News and Guide 1975(4): 15-16.
- Chúng, N.D., T.T. Mai Hoàng & T.D. Viet Hùng (2012): Some biological characteristics of green water dragon (*Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829) in Nam Đông, Thừa Thiên Huế province. Tạp chí Nghiên cứu và Phát triển 6 (65).
- Ciou, B.K. (2015): Study on food habits of the invasive Asian Water Dragon *Physignathus cocincinus* in Taiwan. Taipei, Taiwan (National Taipei University of Education). Unpublished Master's thesis (in Chinesisch).
- CITES (2022): To list *Physignathus cocincinus* in CITES Appendix II, in accordance with Article II, Paragraph 2 (a) of the Convention satisfying criteria A and B, Annex 2(a) of Resolution Conf. 9.24 (Rev. CoP17). CITES CoP19, Proposal 14: 21 pp.
- Compton, J. & L.H. Quang (1998): Borderline: An Assessment of Wildlife Trade in Vietnam. Hanoi (WWF Indochina Programme): 49 pp.
- Cota, M. (2008): Geographic distribution: *Physignathus cocincinus* (Chinese Water Dragon). – Herpetological Review 39(1): 109-110.
- Cox, M.J., P.P. van Dijk, N. Jarujin & K. Thirakhupt (1998): A Photographic Guide to Snakes and Other Reptiles of Peninsular Malaysia, Singapore and Thailand. London (Ralph Curtis Publishing): 144 pp.
- Cuvier, G. (1829): Le Règne Animal Distribué, d'après son Organisation, pour servir de base à l'Histoire naturelle des Animaux et d'introduction à l'Anatomie Comparée. Nouvelle édition revue et augmentée. Tome II. Les Reptiles. Paris (Déterville): i-xvi, 406 pp.
- Cuvier, G. (1834): The animal kingdom arranged according to its organization, serving as a foundation for the natural history of animals and an introduction to comparative anatomy. Vol II (reptiles – fishes). London (G. Henderson): 412 pp.
- Dang, N. T., Tran, K., Dang, H. H., Nguyen, C., Nguyen, N. T., Nguyen, H. Y. & Dang, T. D. (2007): The Vietnam Red Data Book [Sách Đỏ Việt Nam]. Volume 1: Animals. Hanoi, Vietnam (Natural Science and Technology Publishing House): 396 pp.
- Dang, P.H., T.Q. Nguyen, S.T. Nguyen & K.V. Nguyen (2006): A Photographic Guide to Mammals, Reptiles and Amphibians of Phu Quoc Island, Kien Giang Province, Vietnam. Ho Chi Minh City, Vietnam (Ho Chi Minh City General Publishing House): 72 pp.
- Das Wasseragamenforum.info Team (2024): WASSERAGAMENFORUM. Fachforum zur Haltung von Wasseragamen. <https://wasseragamenforum.info/forum/board/24-wasseragamen-forum/> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Das, I. (2010): A Field Guide to the Reptiles of South-East Asia. London (New Holland Publishers): 376 pp.
- Davenport, D. & H. Heatwole (2013): Wild terrestrial vertebrates sold as food in open markets in Laos. Pacific Conservation Biology 19(4): 379-393.
- David, P. & I. Ineich (2009): The lizards of the former French Indochina (Vietnam, Cambodia, Laos). An updated reappraisal. Pp. 347–436 In: Bourret, R.: Les Lézards de l'Indochine. Frankfurt (Edition Chimaira): 604 pp.
- Dedekind, K. & H.-G. Petzold (1982): Zur Haltung und Zucht der Hinterindischen Wasseragame (*Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829) im Tierpark Berlin. Zoologischer Garten 52(1): 29-45.

- Demeter, B.U. (1981): Captive maintenance and breeding of the Chinese Water Dragon (*Physignathus concincinus*) at the National Zoological Park. Pp. 122-131. In: Proceedings of the 5th Annual Symposium of Captive Propagation and Husbandry. Tulsa (Oklahoma City Zoo): 165 pp.
- Dost, U. (2000): Das Kosmos-Buch der Terraristik. Stuttgart (Franckh-Kosmos Verlags-GmbH): 156 pp.
- Drewes, O. (2004): Terrarientiere von A bis Z. München (Gräfe und Unzer Verlag): 256 pp.
- Drewes, O. (2009): Kompaktwissen Agamen. Meckenheim (Vivaria-Verlag): 287 pp.
- Duméril, A.M.C. & G. Bibron (1837): Erpétologie Générale ou Histoire Naturelle Complete des Reptiles. Tome quatrième. Paris (Librairie Encyclopédique de Roret): ii + 572 pp.
- Engel, G. (2006): Ein Regenwaldterrarium im Wohnzimmer – Bau, Einrichtung und Betrieb einer Anlage zur Haltung Grüner Wasseragamen (*Physignathus cocincinus*). Draco 7(2): 64-69.
- Esterbauer, H. (2017): Die Grüne Wasseragame, *Physignathus cocincinus*. Ein freundlicher Drache für das Terrarium. Reptilia 22(4): 44-52
- Exotics Keeper (2022): Exotic Keepers Magazine. Sowing dragons' teeth. The problems and solutions to keeping Chinese water dragons. <https://exoticskeeper.com/blog/sowing-dragons-teeth> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Falk, A. (2000): Grundkurs Terraristik. Stuttgart (Eugen Ulmer): 125 pp.
- Fischer, O. (2020): Wasserdrachen. Reptilia 25(3): 10-17.
- Foekema, G.M.M. (1972): De groene wateragame (*Physignathus cochinchinus*) en de groene leguaan (*Iguana iguana*), een fraai voorbeeld van convergentie. Lacerta 30(7): 83-86.
- Franke, K. (2007): Haltung und Nachzucht der Grünen Wasseragame (*Physignathus cocincinus*). Terraria 2(2): 54-62.
- Franke, K. (2009): Gibt es Parthenogenese bei Grünen Wasseragamen? Terraria 4(3): 8-9.
- Franke, K. (2022): Tinie's Reptilien: Wir lieben es schuppig. Grüne Wasseragame – *Physignathus cocincinus*. http://www.wasseragame.de/Wasseragamen_startseite.html (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Geißler, P. (2012): Neues aus Indochina – die Amphibien und Reptilien des Cat-Tien-Nationalparks in Südvietnam. Terraria-Elaphe 7(5): 72-77.
- Geissler, P., T. Hartmann, F. Ihlow, T. Neang, R. Seng, P. Wagner & W. Böhme (2019): Herpetofauna of the Phnom Kulen National Park, northern Cambodia – An annotated checklist. Cambodian Journal of Natural History 2019(1): 40-63.
- Gewiss, L.R., H.N. Ngo, M. van Schingen-Khan, M. Bernardes, A. Rauhaus, C.T. Pham, Q. Nguyen & T. Ziegler (2020): Population assessment and impact of trade on the Asian Water Dragon (*Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829) in Vietnam. Global Ecology and Conservation 23: e01193.
- Gilbert, M. (2009): Herpetologische waarnemingen in Zuidoost-Azië. Deel 1: Thailand, Laos, Vietnam en Cambodja. Lacerta 67(3): 98-117.
- Graf, R., J. Pfeleiderer, M. Fritsche et al. (2024): Zootierliste. Grüne Wasseragame (Cochinchina-Wasseragame) (Indochina-Wasseragame) *Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829. <https://www.zootierliste.de/?klasse=3&ordnung=303&familie=30316&art=3040309> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Gray, J.E. (1831): A synopsis of the species of Class Reptilia. The Second Order of Reptiles, or the Sauria. Pp. 97-240. In: Griffith, E & E. Pidgeon: The animal kingdom arranged in conformity with its organisation by the Baron Cuvier with additional descriptions of all the species hither named, and of many before noticed. Vol. 9. London (Printed for Whittaker, Treacher and Co): 481 + 110 pp.

- Grismer, J.L., A.M. Bauer, L.L. Grismer, K. Thirakhupt, A. Aowphol, J.R. Oaks, P.L. Wood, C.K. Onn, N. Thy, M. Cota & T. Jackmann (2014): Multiple origins of parthenogenesis, and a revised species phylogeny for the Southeast Asian butterfly lizards, *Leiolepis*. *Biological Journal of the Linnean Society* 113(4): 1080-1093.
- Grismer, L.L., T. Chav, T. Neang, P.L. Wood, J.L. Grismer, T.M. Youmans, A. Ponce, J.C. Daltry & H. Kaiser (2007): The herpetofauna of the Phnom Aural Wildlife Sanctuary and checklist of the herpetofauna of the Cardamom Mountains, Cambodia. *Hamadryad* 31(2): 216-241.
- Grismer, L.L., T. Neang, T. Chav, L. Perry, P.L. Wood, J.R. Oaks, J. Holden, J.L. Grismer, T.R. Szutz & T.M. Youmans (2008a): Additional amphibians and reptiles from the Phnom Samkos Wildlife Sanctuary in Northwestern Cardamom Mountains, Cambodia, with comments on their taxonomy and the discovery of three new species. *Raffles Bulletin of Zoology* 56(1): 161-175.
- Grismer, L.L., T. Neang, T. Chav & J.L. Grismer (2008b): Checklist of the amphibians and reptiles of the Cardamom region of Southwestern Cambodia. *Cambodian Journal of Natural History* 2008(1): 12-28.
- Grismer, L.L. & E.S.H. Quah (2019): An updated and annotated checklist of the lizards of Peninsular Malaysia, Singapore, and their adjacent archipelagos. *Zootaxa* 4545(2): 230-248.
- Guérin-Méneville, F.E. (1829): Iconographie du règne animal de G. Cuvier, ou, Représentation d'après nature de l'une des espèces les plus et souvent non encore figurées de chaque genre d'animaux: avec un texte descriptif mis au courant de la science: ouvrage pouvant servir d'atlas a tous les traites de zoologie. Tome I: Planches des Animaux Vertébrés. Paris (Chez J.B. Baillière): Reptiles. Pl. 9: *Istiurus cochinsinensis*.
- Günther, A.C.L.G. (1861a): Second list of Siamese reptiles. *Proceedings of the Zoological Society of London* 1861: 187-189.
- Günther, A.C.L.G. (1861b): Second list of Siamese reptiles. *Annals and Magazine of Natural History* (3)8: 266-268.
- Günther, A.C.L.G. (1864): *The Reptiles of British India*. London (Published for the Ray Society by R. Hardwicke): 452 pp.
- Hall, W.P. (1970): Three Probable Cases of Parthenogenesis in Lizards (Agamidae, Chamaeleontidae, Gekkonidae). *Experientia* 26: 1271-1273.
- Hartmann, T., F. Ihlow, S., Edwards, S. Sothanin, M. Handschuh & W. Böhme (2013): A Preliminary Annotated Checklist of the Amphibians and Reptiles of the Kulen Promtep Wildlife Sanctuary in Northern Cambodia. *Asian Herpetological Research* 4(1): 36–55.
- Hawkeswood, T.J. & B. Sommung (2017): A record of the Thai Water Dragon, *Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829 (Reptilia: Agamidae) from Chonburi, Chonburi Province, Thailand. *Calodema* 575: 1-3.
- Hawkeswood, T.J., B. Sommung & A. Sommung (2019): First record of the Thai Water Dragon, *Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829 (Reptilia: Agamidae) from Sisaket Province, Thailand. *Calodema* 712: 1-4.
- Hecht, V.L., C.T. Pham, T.T. Nguyen, T.Q. Nguyen, M. Bonkowski & T. Ziegler (2013): First report on the herpetofauna of Tay Yen Tu Nature Reserve, northeastern Vietnam. *Biodiversity Journal* 4(4): 507-552.
- Henkel, F.W. & W. Schmidt (1997): *Agamen im Terrarium*. Hannover (Landbuch-Verlag): 151 pp.
- Hernandez-Divers, S.J. (2002a): The Thai water dragon, *Physignathus cocincinus*. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 12(2): 41-44.
- Hernandez-Divers, S.J. (2002b): Care of the Thai water dragon, *Physignathus cocincinus*. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 12(2): 45.

- Heselhaus, R. (1983): Die Cochinchina-Wasseragame – eine “Amphibienechse”. *Aquarien Magazin* 17(5): 276-279.
- Heselhaus, R. (1989): The Chinese water dragon – experiences with *Physignathus cocincinus*. *Tropical Fish Hobbyist* 37(11): 99-100.
- Hesseling, H. (1988): Geslaagde kweek met de groene wateragame (*Physignathus cocincinus*). *Lacerta* 46(7): 106-109.
- Hinz, C. (2006): Ungewöhnlich gefärbte Schlüpflinge bei der Grünen Wasseragame (*Physignathus cocincinus*). *Reptilia* 11(1): 11-12.
- Howard, C.J. (1982): Observations on the water dragon *Physignathus cocincinus* in captivity. *Herptile* 7(4): 3-5.
- Hugall, A., R. Foster, M. Hutchinson & M.S.Y. Lee (2008): Phylogeny of Australasian agamid lizards based on nuclear and mitochondrial genes: implications for morphological evolution and evolution and biogeography. *Biological Journal of the Linnean Society* 93(2): 343-358.
- ICZN (1991): Decision of the Commission: Three works by Richard W. Wells and C. Ross Wellington: proposed suppression for nomenclatural purposes. *Bulletin of Zoological Nomenclature* 48: 337-338.
- Jahn, J. (1978): *Kleine Terrarienkunde*. Minden (Albrecht Philler Verlag): 144 pp.
- Jauch, H. (1979): Beobachtungen an Asiatischen Wasseragamen (*Physignathus cocincinus*). *herpetofauna*, Weinstadt 1(2): 15-17.
- Janssen, J. & E. Sy (2022): *A Naturalist's Guide to the Lizards of Southeast Asia*. Oxford (John Beaufoy Publishing): 176 pp.
- Jes, H. (1987): *Echsen als Terrarientiere*. München (Gräfe und Unzer): 72 pp.
- Jestrzemski, D., S. Schütz, T.Q. Nguyen & T. Ziegler (2013): A survey of amphibians and reptiles in Chu Mom Ray National Park, Vietnam, with implications for herpetofaunal conservation. *Asian Journal of Conservation Biology* 2(2): 88-110.
- Jiang, Z., J. Jiang, Y. Wang, E. Zhang, Y. Zhang, L. Li, F. Xie, B. Cai, L. Cao, G. Zheng, L. Dong, Z. Zhang, P. Ding, Z. Luo, C. Ding, Z. Ma, S. Tang, W. Cao, C. Li, H. Hu, Y. Ma, Y. Wu, Y. Wang, K. Zhou, S. Liu, Y. Chen, J. Li, Z. Feng, Y. Wang, B. Wang, C. Li, X. Song, L. Cai, C. Zang, Y. Zeng, Z. Meng, H. Fang & X. Ping (2016): Red List of China's Vertebrates. *Biodiversity Science* 24(5): 500-551.
- Kahl, B., P. Gaupp & G. Schmidt (1980): *Das Terrarium*. Niedernhausen (Falken Verlag): 336 pp.
- Kammerer, I. (1999): Haltung und Nachzucht von *Physignathus concincinus*. *Elaphe* 7(1): 22-24.
- Karbe, B., D. Karbe & M. Niehaus-Osterloh (1991): *Bunte Terrarienwelt. Die beliebtesten Amphibien und Reptilien*. Melle (Tetra Verlag): 160 pp.
- Kasper, K., J. Schweikhard, M. Lehmann, C.L. Ebert, P. Erbe, S. Wayakone, T.Q. Nguyen, M.D. Le & T. Ziegler (2020): The extent of the illegal trade with terrestrial vertebrates in markets and households in Khammouane Province, Lao PDR. *Nature Conservation* 41: 25-45.
- Kast, J. (2007): Prolonged sperm storage in the Asian water dragon (*Physignathus cocincinus*). *Herpetological Review* 38(2): 172.
- Keijzer, J. (2023): Exploring Green Water Dragons in their natural habitat: Insights & Beautiful Photos. <https://www.jefrim.nl/posts/water-dragons-natural-habitat> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Klingelhöffer, W. (1957): *Terrarientkunde, Dritter Teil: Echsen*. Zweite, vollständig neubearbeitete Auflage, herausgegeben von Ch. Scherpner. Stuttgart (Alfred Kern Verlag): 264 pp.
- Kodym, P. (1992): Chov a rozmnozování agamy vodní, *Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829 (Agamidae). *Terarista* 3(1): 10-18.

- Kölner Aquarium am Zoo (1988): Grüne Wasseragame (*Physignathus cocincinus*). DATZ 41(5): 73.
- Krautwald-Junghanns, M.-E. (2018): Abschlussbericht EXOPET-Studie, Teil 2: Ergebnisse, Zusammenfassung, Gegenüberstellung der geplanten zu den tatsächlich erreichten Zielen, Literaturverzeichnis. Leipzig (Universität Leipzig, Veterinärmedizinische Fakultät): 265 pp.
- Lange, J. (1997): Wasseragamen-Zwillinge. DATZ 50(6): 346.
- Lee, K.H., T.-H. Chen, G. Shang, S. Clulow, Y.-J. Yang & S.-M. Lin (2019): A check list and population trends of invasive amphibians and reptiles in Taiwan. ZooKeys 829: 85-130.
- Liesack, H. (1999): Haltung und Vermehrung verschiedener Agamenarten. Berlin (2. VDA-Terraristik-Symposium, Humboldtrose 1912 e. V.): 21-27.
- Liesack, H. (2001): Probleme bei der Haltung der Hinterindischen Wasseragame. Berlin (3. Terraristik-Symposium, Humboldtrose 1912 e.V.): 23-26.
- Lindstrom, T. (1979): Experience with *Physignathus cochinchinensis*. Nordisk Herpetologisk Forening 22(1): 25-27.
- Liu, L. (1984): A preliminary survey of *Physignathus cocincinus* Cuvier of Guangxi. Acta Herpetologica Sinica N.S. 3 (4): 79-80. (in Chinesisch)
- Lladó Hädinger, M. (1996): *Physignathus concincinus*. El Dragón de agua. Reptilia (E) 3: 14-16.
- Lladó Hädinger, M. (1998): *Physignathus concincinus*. The Water Dragon. Reptilia (GB) 1: 28-31.
- Love, C. (2021): Chinese Water Dragon Guide. Arbor View Animal Hospital <https://arborview-wah.com/wp-content/uploads/2023/03/Chinese-Water-Dragon-Guide.pdf> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Macey, J. R., J.A. Schulte, A. Larson, N.B. Ananjeva, Y. Wang, R. Pethiyagoda, N. Rastegar-Pouyani & T.J. Papenfuss (2000): Evaluating Trans-Tethys migration: an example using acrodont lizard phylogenetics. Systematic Biology 49(2): 233-256.
- Mader, D.R. (1987): Captive propagation of the Chinese Water Dragon (*Physignathus cocincinus*). P. 67. In: Gowen, R. (ed.): 1987 Proceedings of the Northern California Herpetological Society. Los Angeles (SWHS Special Publication 4): 164 pp.
- Mader, D.R. (1991): Treatment of a broken leg in an Asian water dragon (*Physignathus cocincinus*) with an electric bone stimulator. The Vivarium 3(4): 11-13.
- Mader, D.R. (1994): Chinese water dragons (*Physignathus cocincinus*). Reptiles 2(1): 48-61.
- Mader, D.R. & L. Kerr (1986): Treatment of a non-union fracture of the tibia in a Chinese water dragon, including stimulation of osteogenesis with direct electric current. Journal of the American Veterinary Medical Association 189 (9): 1141-1142.
- Magnusson, M. (2017): Introduction to Water Dragon Care. <https://allpetsvetnh.com/wp-content/uploads/2017/03/Introduction-to-Water-Dragon-Care.pdf> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Mainz, V. (1990): Interessant und liebenswert – Cochinchina Wasserdrachen *Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829. Aquarien Terrarien 37(6): 206-207.
- Manthey, S. & U. Manthey (1999): Beobachtungen an *Physignathus cocincinus* in Thailand und Laos. Reptilia 4(6): 22-23.
- Manthey, U. (2010): Agamid Lizards of Southern Asia. Draconinae 2 – Leiolepidinae. Frankfurt (Edition Chimaira, Terralog 7b): 168 pp.
- Manthey, U. & S. Manthey (2017): Amphibien und Reptilien von Laos – Ein Reisebericht – Teil 1: Phou Khao Khouay NBCA (Februar 1998). Sauria 39(2): 35-55.
- Manthey, U. & N. Schuster (1999): Agamen, 2. Aufl. Münster (Natur und Tier Verlag): 120 pp.

- Martin, F. (1987): Chinese water dragons hatch at zoo. *Zoonooz* 60(9): 11-12.
- Matsubara, K., D. O'Meally, S.D. Sarre, A. Georges, K. Srikuhnath & T. Ezaz (2019): ZW Sex Chromosomes in Australian Dragon Lizards (Agamidae) Originated from a Combination of Duplication and Translocation in the Nucleolar Organising Region. *Genes* 10(11): 861.
- Mattison, Ch. (1987): *The Care of Reptiles and Amphibians in Captivity*. Revised Edition. London (Blandford Press): 317 pp.
- Matz, G. & M. Vanderhaege (1980): *BLV Terrarienföhrer. Über 300 Amphibien- und Reptilienarten – ihre Haltung, Pflege und Zucht*. München (BLV Verlagsgesellschaft): 360 pp.
- Mayer, J., J. Knoll, C. Innis & M.A. Mitchell (2005): Characterizing the Hematologic and Plasma Chemistry Profiles of Captive Chinese Water Dragons, *Physignathus cocincinus*. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 15(3): 16-23.
- Meek, R. (1999): Thermoregulation and activity patterns in captive water dragons, *Physignathus cocincinus*, in a naturalistic environment. *Herpetological Journal* 9(4): 137-146.
- Meyer-Holzappel, M. (1969): Notes on the breeding and egg-laying of some reptiles at Berne Zoo. *International Zoo Yearbook* 9: 20-23.
- Miller, K.L., S. Castañeda Rico, C.R. Muletz-Wolz, M.G. Campana, N. McInerney, L. Augustine, C. Frere, A.M. Peters & R.C. Fleischer (2019): Parthenogenesis in a captive Asian water dragon (*Physignathus cocincinus*) identified with novel microsatellites. *PLoS ONE* 14(6): e0217489
- Ministry of Science, Technology and Environment (1992): *Red data book of Vietnam [Sach Do Viet Nam]*. Vol. 1: Animals. Hanoi (Science and Technics Publishing House): 396 pp. (in vietnamesisch).
- Mo, M. (2019): Using citizen-science reports to document range expansion of the introduced Chinese Water Dragon (*Physignathus cocincinus*) in Hong Kong. *IRCF Reptiles & Amphibians* 26(2): 128-131.
- Mudde, P. (1982): Groene leguanen, basiliken en wateragamen. *Lacerta* 40(10/11): 218-220.
- Myers, A. (2023): *The Way of the Water Dragon*. The beautiful Indo-Chinese lizard for advanced keepers. <https://reptilesmagazine.com/the-way-of-the-water-dragon/> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Nabhitabhata, J. & T. Chan-ard (2005): *Thailand Red Data: Mammals, Reptiles and Amphibians*. Bangkok (Office of Natural Resources and Environmental Policy and Planning): 234 pp.
- Nabhitabhata, J., T. Chan-ard & Y. Chuaynkern (2000): *Checklist of Amphibians and Reptiles in Thailand*. Bangkok (Office of Environmental Policy and Planning): 152 pp.
- Ngo D.C. & T.T.B. Bui (2009): *The process of raising Physignathus cocincinus Cuvier, 1829*. Hue, Vietnam (Hue University Publishing House).
- Ngo, H.G., T.Q. Phan, C.T. Pham, T.Q. Nguyen, H.V. Nguyen, D.T. Do, L.R. Gewiss, M. van Schingen-Khan & T. Ziegler (2024): Male-biased sexual dimorphism in a vulnerable lizard, *Physignathus cocincinus*, in Vietnam: an indirect cause of targeted exploitation? *Salamandra* 60(4): 255-262.
- Ngo, V.B., L.C. Nguyen, H.V. Nguyen, C.D. Ngo & T.Q. Nguyen (2016): Microhabitat use and foraging mode of the Green Water Dragon (*Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829) in Thua Thien-Hue Province. Pp. 175-180. *In: Ong, A.V. (ed.): Proceedings of the 3rd National Scientific Workshop on Amphibians and Reptiles in Vietnam*. Hanoi (Natural Science and Technology Publishing House). (in Vietnamesisch)
- Nguyen, S.V., C.T. Ho & T.Q. Nguyen (2009): *Herpetofauna of Vietnam*. Frankfurt (Chimaira): 768 pp.
- Nguyen, T.Q., H.N. Ngo, C.T. Pham, H.N. Van, C.D. Ngo, C.D., M. van Schingen & T. Ziegler (2018a): First population assessment of the Asian Water Dragon (*Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829) in Thua Thien Hue Province, Vietnam. *Nature Conservation* 26: 1-14.

- Nguyen, T.Q., A.V. Pham, H.V. Tu, T.V. Nguyen & T. Ziegler (2018b): New records and an updated list of lizards from Son La Province, Vietnam. *Herpetology Notes* 11: 209-216.
- Nguyen, V.H., D.C. Ngo, V.B. Ngo & Q.T. Nguyen (2017): Day and night activities and microhabitat use of the Green Water Dragon (*Physignathus cocincinus*) in the montain region of Thua Thien Hue Province, central Vietnam. *Hue University Journal of Science: Natural Science* 126(1A): 103-112. (in Vietnamesisch, mit englischer Zusammenfassung).
- Nguyen, V.H. (2018): Study on the population status of the Asian Water Dragon (*Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829) with implications for conservation in Thua Thien Hue. Hue, Vietnam (Hue University): 23 pp.
- Nguyen, V.H., B.V. Ngo, D.C. Ngo & Q.T. Nguyen (2018): Diet of the Indochinese Water Dragon *Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829 (Squamata: Sauria: Agamidae) from Thua Thien Hue Province, Vietnam. *Russian Journal of Herpetology* 25(3): 189-194.
- Nguyen, V.S. & T.C. Ho (1979): [Results of some reptile and frog investigations in some areas of west-South Viet Nam and neighbouring islands]. *Tap Chi Sinh Vat Hoc [Academia Journal of Science]* 1(1): 28-30. (in Vietnamese).
- Nguyen, V.S., T.C. Ho & Q.T. Nguyen (2005): A checklist of Amphibians and reptiles of Vietnam [Danh lục ếch nhái và bò sát Việt Nam]. Hanoi (Nha Xuat Ban Hong Nghiep): 180 pp.
- Nguyen, V.S., T.C. Ho & Q.T. Nguyen (2009): *Herpetofauna of Vietnam*. Frankfurt (Edition Chimaira): 768 pp.
- Nietzke, G. (1980): *Die Terrarientiere, Band 2*. (2. Auflage) Stuttgart (Ulmer): 322 pp.
- NVHT Lacerta (2024): Caresheets – Groene wateragaam. Nederlandse Vereniging voor Herpetologie en Terrariumkunde <https://nvht-lacerta.nl/groene-wateragaam/> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Obst, F.J., K. Richter & U. Jacob (1984): *Lexikon der Terraristik und Herpetologie*. Hannover (Landbuch-Verlag): 466 pp.
- Ortner, A. (1982): Pflege und Verhalten der Wasseragame (*Physignathus mentager*). *Aquaria*, St. Gallen 29(10): 165-166.
- Pachmann, A. (2020): Home Range Sachsen: Raumnutzungsverhalten von Grünen Wasseragamen (*Physignathus cocincinus*) im Gondwanaland des Zoos Leipzig. *Reptilia* 25(3): 32-41.
- Pang, Q., et al. (1991): The karyotype of *Physignathus cocincinus*. *Sichuan Journal of Zoology* 10(3): 14-15. (in Chinesisch)
- Patawang, I., A. Tanomtong, S. Jumrusthanasan, L. Neeratanaphan, K. Pinthong & N. Jangsuwan (2015): Karyological Analysis of the Indo-Chinese Water Dragon, *Physignathus cocincinus* (Squamata, Agamidae) from Thailand. *Cytologia* 80(1): 15-23.
- PetMD Editorial (2016): Reptile & Amphibian Species. Chinese Water Dragon – *Physignathus cocincinus*. <https://www.petmd.com/reptile/species/chinese-water-dragon> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Petzold, H.-G. (1980): *Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829 – Indonesische Wasseragame. *Aquarien Terrarien* 27(6): 216.
- Pope, C.H. (1935): *The reptiles of China, natural history of central Asia*. New York (American Museum of Natural History): 604 pp.
- Poyarkov, N.A., T.V. Nguyen, E.S. Popov, P. Geissler, P. Pawangkhanant, T. Neang, C. Suwannapoom, N. Ananjeva & N. Orlov (2023): Recent progress in taxonomic studies, biogeographic analysis and revised checklist of reptiles in Indochina. *Russian Journal of Herpetology* 30(5): 255-476.

- Pham, V.A., T.Q. Nguyen, V.T. Tran, M. Le Duc, T.A. Nguyen, K.B.T. Nguyen, T.T.H. Pham, T.H.L. Dang & T.N.M. Doan (2023): Threatened Species of Amphibians and Reptiles from Son La Province and Their Conservation Values. *VNU Journal of Science: Earth and Environmental Sciences* 39(1): 53-61.
- Reid, D. (1986): Walking on water. *Practical Fishkeeping* 1986: 30-31.
- Rehak, I. (1995): The agamid lizard *Physignathus cf. cocincinus* from Tonkin. *Akvarium a Terarium* 38(4): 35-39.
- Rezheninova, V. (1995): What do we know about the agamid lizard *Physignathus cocincinus*? *Akvariummist* 1(9): 14-17. (in Russisch)
- Rogner, M. (1992): Echsen 1. Band. Haltung, Pflege und Zucht im Terrarium. Geckos, Flossenfüße, Agamen, Chamäleons und Leguane. Stuttgart (Eugen Ulmer Verlag): 281 pp.
- Rogner, M. (2015): Die Grüne Wasseragame (*Physignathus cocincinus*) im Terrarium. *Reptilia* 20(4): 44-48.
- Rohovský, Z. (2010): *Physignathus cocincinus*. Vše, co potřebujete vědět, o chovu agam kočičninských. 23 pp. <https://agama.over.cz/physignathus-high.pdf> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Rosenberg, H. (1940): Ein seltener Terrariengast, *Physignathus cocincinus*. *Wochenschrift für Aquarien- und Terrarienkunde* 37(3-5): 25-27; 45-48.
- Sande, A.P. van den (1974): Quelques présentations: soa soa, agame aquatique indochinois, basilic à bondes. *Zoo Anvers* 39(4): 140-142.
- Schliemann, D. (1968): Die Haltung von Cochinchina-Wasseragamen *Physignathus cocincinus*. *Aqua Terra* 5: 81-83.
- Schweikhard, J., K. Kasper, C.L. Ebert, M. Lehmann, P. Erbe & T. Ziegler (2019): Investigations into the illegal wildlife trade in central Lao PDR. *TRAFFIC Bulletin* 31(1): 19-25.
- Simon, R. (2001): Elevage du dragon d'eau asiatique *Physignathus cocincinus*. *Bulletin de la Société Herpétologique de France* 98 (Supplément): 9-17.
- Smith, A. (2013): Chinese Water Dragons (*Physignathus cocincinus*) as pets. *IGNL Publishing*: 132 pp.
- Smith, M.A. (1935): The fauna of British India, including Ceylon and Burma. Reptiles and Amphibia, Vol. II. Sauria. London (Taylor & Francis): 440 pp.
- Stehr, C. (1984): Eine interessante Entdeckung bei meinen Wasseragamen. *DATZ* 37(11): 438.
- Stenger, L., A. Große-Hovest, T.Q. Nguyen, C.T. Pham, A. Rauhaus, M.D. Le, D. Rödter & T. Ziegler (2023): Assessment of the threat status of reptile species from Vietnam – Implementation of the One Plan Approach to Conservation. *Nature Conservation* 53: 183-221.
- Stettler, P.H. (1978): Handbuch der Terrarienkunde. Stuttgart (Franckh'sche Verlagshandlung): 228 pp.
- Stolk, A. (1986): *Physignathus cocincinus*. *Aquarium*, Den Haag 56(3): 73.
- Storer, P.J. (1979): A preliminary biological survey of Khao Khieo Wildlife Sanctuary. *Natural History Bulletin of the Siam Society* 28: 25-46.
- Stuart, B.L. (1999): Amphibians and Reptiles. Pp. 43-68; Annex 3: Amphibian, reptile, bird and mammal species listed in CITES Appendix I or II recorded or reported from Lao PDR.; Annex 6: Revised list of key species of amphibians, reptiles, birds and mammals in Lao PDR. In: Duckworth, J.W., R.E. Salter & K. Khounboline (eds.): Wildlife in Lao PDR (1999) status report. Vientiane (IUCN-The World Conservation Union / Wildlife Conservation Society / Centre for Protected Areas and Watershed Management): 275 pp.
- Stuart, B.L. & D.A. Emmett (2006): A Collection of Amphibians and Reptiles from the Cardamom Mountains, Southwestern Cambodia. *Fieldiana Zool. N.S.* 2006(109): 1-27.

- Stuart, B., K. Sok & T. Neang (2006): A collection of amphibians and reptiles from hilly Eastern Cambodia. *The Raffles Bulletin of Zoology* 54(1): 129-155.
- Stuart, B., M. Sumontha, M. Cota, N. Panitvong, T.Q. Nguyen, T. Chan-Ard, T. Neang, D.-q. Rao & J. Yang (2019): *Physignathus cocincinus* – Chinese Water Dragon. The IUCN Red List of Threatened Species 2019: e.T104677699A104677832: 12 pp.
- Suzuki, D., K. Fuse, M. Aizu, S. Yoshizawa, W. Tanaka, K. Araya & B. Praxaysombath (2015): Reptile Diversity in Food Markets in Laos. *Current Herpetology* 34(2): 112-119.
- Taylor, E.H. (1934): Zoological Results of the Third De Schauensee Siamese Expedition, Part III. Amphibians and Reptiles. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 86: 281-310.
- Taylor, E.H. (1963): The Lizards of Thailand. *University of Kansas Science Bulletin* 44(14): 687-1077.
- Thai National Parks (2024): Species of Thailand – Chinese water dragon (*Physignathus cocincinus*) <https://www.thainationalparks.com/species/physignathus-cocincinus> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- To, A. (2005): Vertebrates. Another alien has landed: the discovery of water dragon, *Physignathus cocincinus*, in Hong Kong. *Porcupine* 33: 3-4.
- Tomey, W.A. (1985): Grüner Baumdrache. *Physignathus cocincinus* aus dem Nebelwald. *Aquarium* 19(194): 425-427.
- Tran K., C.T. Ho, S.V. Nguyen & T. Pham (2007): List of Threatened Reptiles and Amphians. Pp 219-276. In: Dang, N.T, K. Tran, H.H. Dang, C. Nguyen, N. Nguyen, Y.H. Nguyen & D.T. Dang (Eds.): Vietnam Red Data Book. Part I. Animals, Hanoi (Science and Technics Publishing House): 396 pp.
- Uetz, P., P. Freed, R. Aguilar, F. Reyes, J. Kudera & J. Hošek (eds.) (2024): The Reptile Database, <http://www.reptile-database.org> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Ullrich, K. (1979): Beobachtungen an asiatischen Wasseragamen (*Physignathus cocincinus*). *Herpetofauna, Weinstadt* 1(2): 15-17.
- Vassilieva, A.B., E.A. Galoyan, N.A. Poyarkov & P. Geissler (2015): A photographic field guide to the amphibians and reptiles of the lowland monsoon forests of southern Vietnam. Frankfurt (Edition Chimaira): 319 pp.
- Velenska, N. & P. Kodým (2002): Rekordní vek agamy kocincínské (*Physignathus cocincinus*) a agamy kavkazské (*Laudakia caucasia*). Recordbreaking age of a Chinese water dragon (*Physignathus cocincinus*) and a Caucasian agama (*Laudakia caucasia*). *Terarista* 6: 5-7.
- Vit, Z. (1979): Cochinchina-„Wasserdrachen“ – *Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829. *Aquarien Terrarien* 26(8): 268-271.
- Vogel, Z. (1969): Die Mini-Saurier. Wasseragamen aus Indien und Australien. *Aquarien Magazin* 3(10): 406-408.
- Vosjoli, P. de (1992): Green Water Dragons, Sailfin Lizards and Basilisks. Escondido, CA (Advanced Vivarium Systems): 31 pp.
- Wang, K., J. Ren, H. Chen, Z. Lyu, X. Guo, K. Jiang, J. Chen, J. Li, P. Guo, Y. Wang & J. Che (2020): The updated checklists of amphibians and reptiles of China. *Biodiversity Science* 28(2): 189-218.
- Wang, K., Z. Lyu, J. Wang, S. Qi & J. Che (2022): The updated checklist and zoogeographic division of the reptilian fauna of Yunnan Province, China. *Biodiversity Science* 30(4): 21326, 31 pp.
- Watkins-Colwell, G.J. (1994): Cladistic biogeography of the water dragons, *Hydrosaurus* and *Physignathus* (Lepidosauria: Agamidae). Athens (Ohio University): 69 pp.
- Wells, R.W. & C.R. Wellington (1985): A classification of the Amphibia and Reptilia of Australia. *Australian Journal of Herpetology (Supplementary Series)* 1: 1-61.

- Werning, H. (1993): *Physignathus cocincinus* Cuvier, 1829. Sauria 15 Suppl.: 265-268.
- Werning, H. (1995): Wasseragamen. Münster (Heselerhaus und Schmidt Verlag): 96 pp.
- Werning, H. (2000a): Wasseragamen. Reptilia 4(6): 16-21.
- Werning, H. (2000b): 15 Jahre mit Grünen Wasseragamen. Reptilia 4(6): 24-31.
- Werning, H. (2000c): 15 years with green water dragons. Reptilia (GB) 10: 20-27.
- Werning, H. (2004): Bibliographie der Gattungen *Physignathus*, *Lophognathus* und *Hydrosaurus*. Iguana Rundschreiben 17(2): 18-31.
- Werning, H. (2006): Die Grüne Wasseragame (*Physignathus cocincinus*). Münster (Natur und Tier Verlag): 64 pp.
- Werning, H. (2008): Wasseragamen und Segeleichen. Münster (Natur und Tier Verlag): 127 pp.
- Werning, H. (2015): Jurassic World im Wohnzimmer. Mini-Dinos für das Terrarium. Reptilia 20(4): 26-37.
- Wikipedia (2015): Grüne Wasseragame https://de.wikipedia.org/wiki/Grüne_Wasseragame (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Wikipedia (2023): Chinese water dragon https://en.wikipedia.org/wiki/Chinese_water_dragon (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Yiming, L. & L. Dianmo (1998): The dynamics of trade in live wildlife across the Guangxi border between China and Vietnam during 1993-1996 and its control strategies. Biodiversity and Conservation 7: 895-914.
- Zhang, L., N. Hua & S. Sun (2008): Wildlife trade, consumption and conservation awareness in southwest China. Biodiversity and Conservation 17: 1493-1516.
- Zhao, E.-M & K. Adler (1993), Herpetology of China. Oxford, OH (Society for the Study of Amphibians and Reptiles, in cooperation with the Chinese Society for the Study of Amphibians and Reptiles): 522 pp.
- Zhao, E.-M., K.-T. Zhao & K.-Y. Zhou (1999): Fauna Sinica: Reptilia. Vol 2: Squamata, Lacertilia. Beijing (Science Press): 394 pp. (in Chinesisch)
- Ziegler, T. (2002): Die Amphibien und Reptilien eines Tieflandfeuchtwald-Schutzgebietes in Vietnam. Münster (Natur und Tier Verlag): 342 pp.
- Ziegler, T. (2004): Erforschung der Artenvielfalt im Vietnamprojekt des Kölner Zoos: Die Amphibien und Reptilien von Phong Nha-Ke Bang. Zeitschrift des Kölner Zoo 47(4): 147-171.
- Ziegler, T., A. Rauhaus, T.D. Tran, C.T. Pham, M. van Schingen, P.H. Dang, M.D. Le & T.Q. Nguyen (2015): Die Amphibien- und Reptilienfauna der Me-Linh-Biodiversitätsstation in Nordvietnam. Sauria 37(4): 11-44.
- Ziegler, T. & T.Q. Nguyen (2019): Herpetological research and conservation in Vietnam and Laos in compliance with the One Plan Approach. Proceedings of the 4th National Scientific Conference on Amphibians and Reptiles in Vietnam, Thanh Hoa: 17-26.
- Zimniok, K. (1988): Echsen. Minden (Albrecht Philler Verlag): 111 pp.
- Zimniok, K. (1989): Echsen und Panzerechsen – die unbekannten Wesen. Hannover (Landbuch-Verlag): 200 pp.
- Zoo Leipzig GmbH (2024): *Physignathus cocincinus* – Grüne Wasseragame. <https://www.zoo-leipzig.de/tier/gruene-wasseragame/> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).

Zuklin, T., N. Maury, S. Sitthivong, T.V. Pham, O. Le Duc, C. Bordes, B. Leprince, C. Ducotterd, L.V. Oanh, P. Vilay, V.Q. Luu & L. Luiselli (2021): The «Empty Forest Syndrome» and the Herpetofaunal Communities in Laos (South-Eastern Asia). *Russian Journal of Herpetology* 28(6): 333-347.

Felix Hulbert (25.08.2024)

Ein großer Dank geht insbesondere an A. Dehne, P. Freed, A. Hohmeister, M. Kroniger, B. Lang, Ch. Langner, T. Mazuch, F. Prellwitz, A. Rauhaus, F. Rosenau, M. Singheiser, D. Trobisch, H. Werning, K.-H. Wogrin & T. Ziegler für diverse Nachfragen, Hilfestellungen, Diskussionen, Literaturbeschaffung & Bilder. Weiterhin ein großer Dank an die ungenannten Halter, welche sich an der Befragung in unterschiedlichster Art und Weise beteiligten oder Hinweise gaben.

Gekkonidae

Cyrtodactylus jeyporensis (Beddome, 1878)

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Cyrtodactylus jeyporensis</i>	(Beddome, 1878)	Jeypore Gecko	Patinghe Indian gecko, Jeypore Indian gecko, Jeypore Ground gecko	ja



Abb. 2: Adultes trächtiges ♀ von *Cyrtodactylus jeyporensis* im Habitat Araku Valley, Andhra Pradesh, Indien (Ch. Langner).

Morphologie und Taxonomie

Cyrtodactylus jeyporensis wurde bereits 1878 vom britischen Offizier und Naturforscher Richard Henry Beddome anhand eines einzelnen Männchens wissenschaftlich beschrieben. Die Art galt für die nächsten 133 Jahre als verschollen, bis sie 2010 von Agarwal et al. (2012) wiederentdeckt wurden.

Cyrtodactylus jeyporensis wurde bis vor einigen Jahren traditionell innerhalb der 1867 von Gray aufgestellten Gattung *Geckoella* geführt. Die phylogenetischen Beziehungen innerhalb der Gattung *Geckoella* gelten als nicht ausreichend geklärt. Aufgrund von Vergleichen morphologischer Merkmale billigte Bauer (2002) *Geckoella* lediglich den Rang einer Untergattung

von *Cyrtodactylus* zu. Eine phylogenetische Studie von Feng et al. (2007) stellte den Gattungstatus wieder her. Die Angehörigen der für Indien und Sri Lanka endemischen Gattung *Geckoella* werden heute meist in die Gattung *Cyrtodactylus* eingeordnet (Grismer et al. 2021, Agarwal & Karanth 2014).

Im CITES CoP 19 Proposal 15 werden *Geckoella jeyporensis* Kluge, 1993, *Geckoella jeyporensis* Agarwal & Karanth, 2015 und *Gymnodactylus jeyporensis* Beddome, 1878 als offizielle Synonyme geführt (CITES 2022).

Cyrtodactylus ist mit über 350 Arten die artenreichste Gekkota-Gattung und nach *Pristimantis* und *Anolis* die drittgrößte Wirbeltiergattung. Die Zuordnung von dem hier behandelten Taxon *Cyrtodactylus jeyporensis* zu der Gattung *Cyrtodactylus* ist, wie eingangs erläutert, nicht unumstritten und es wird sich zeigen, ob die riesige Sammelgattung *Cyrtodactylus* auch zukünftig in der heutigen Form Bestand hat.

Cyrtodactylus jeyporensis und die meisten anderen Angehörigen der ehemaligen Gattung *Geckoella* weisen anders als die übrigen Bogenfingergeckos eine eher gedrungene Körperform auf. Kopf und Rumpf sind nicht abgeflacht. Der Schwanz ist karottenförmig und die Schwanzlänge erreicht nur etwas mehr als $\frac{2}{3}$ der Körperlänge.

Die Zehen und Finger von *C. jeyporensis* sind in einem nach oben gerichteten Bogen abgewinkelt (Bogenfingergeckos), bekrallt, und weisen gattungstypisch keine Haftlamellen auf.

Die durchschnittliche Kopf-Rumpflänge adulter Exemplare lag bei 14 im Biotop vermessenen Exemplaren zwischen etwa 50–60 mm, die Schwanzlänge bei 32–40 mm. Regenerate waren im Verhältnis geringfügig kürzer als Originalschwänze (Langner pers. Beob.).

Der Körper ist dorsal mit gleichmäßig nebeneinander angeordneten großen, quadratischen oder sechseckigen, flachen Schuppen bedeckt. Sie sind regelmäßig wie die Ziegel einer Wand angeordnet.

Adulte Exemplare von *C. jeyporensis* weisen eine sehr markante unverwechselbare Rückenzeichnung auf. Die Grundfarbe der Dorsalzeichnung ist orangebraun bis hellbraun. Sie ist von einer auffälligen Reihe sehr kontrastreich abgesetzter großer, mitunter fast schwarzer bis schokoladenbrauner Rückenflecken durchsetzt. Die Flecken sind rund bis länglich-oval, teils in relativ symmetrischen Paaren zwischen Schulter und Kreuzbein angeordnet. Am Hinterkopf und im Nackenbereich befinden sich teilweise verschmolzene Flecken mit ebensolchen dunklen Markierungen. Die Flanken weisen eine zusätzliche Reihe von vier bis fünf dunklen Flecken zwischen den Ansätzen der Vorder- und Hinterbeine auf. Flankenflecken setzen sich entlang des ventrolateralen Randes der vorderen zwei Drittel des Schwanzes fort. Die Gliedmaßen sind etwas heller als der Rumpf, mit einer Reihe brauner Bänder (Vordergliedmaßen) oder Flecken (Hintergliedmaßen).

Der Kopf weist ein weniger intensives Orange oder Hellbraun auf als die Dorsalseite des restlichen Körpers, mit teilweise symmetrischen dunkleren Markierungen. Die Labialschuppen und Seiten des Halses sind weißlich mit verstreuten dunklen Markierungen. Die Ventralseite ist rein weiß, mit dunklen Flecken unter dem Kinn, an den Seitenrändern des Halses und entlang der Flankenränder. Die Grundfärbung des Schwanzes ist ebenfalls orangebraun bis hellbraun mit fünf bis sieben breiten, dunkelbraunen Bändern. Die Iris ist messingfarben.

Verbreitung und Lebensraum

Verbreitung

C. jeyporensis scheint an die wenigen übriggebliebenen feuchten tropischen Hartlaubwälder in höher gelegenen Gebieten über 1.200 m ü. NN der Ost-Ghats im Norden von Andhra Pradesh und im Süden von Odisha adaptiert zu sein. Die Gebiete, in denen die Geckos gefunden wurden, stehen jedoch heute unter enormem Druck durch Abholzung, Bergbau und Landwirtschaft. Es wird vermutet, dass das Taxon möglicherweise ein Relikt aus klimatisch feuchteren Perioden ist. Während der fortschreitenden Ausbreitung arider Gebiete auf dem indischen Subkontinent konnte die Art wohl nur in diesen klimatisch begünstigten Arealen geeignete Rückzugsorte finden.

Typuslokalität: "Patinghe Hills" (1280 m NN), Jeypore, Madras Presidency, Indien. Das männliche Typusexemplar wurde in den Jeypore Hills, Koraput District, Odisha gefunden.

Je ein weiteres Männchen wurden im Zuge der Wiederentdeckung in Deomali, Koraput District, Odisha sowie in Galikonda, Araku Valley, Visakhapatnam District, Andhra Pradesh, Indien gefunden (Agarwal et al. 2012).

Im letztgenannten Gebiet konnten, während zweier Habitatbegehungen 2015 und 2016, insgesamt 14 *C. jeyporensis* beobachtet werden. Dabei gelang erstmalig auch der Nachweis von sieben weiblichen und drei semiadulten Exemplaren (Langner 2022, Langner pers. Beob.).

Lebensraum und Lebensweise

Das oben genannte Biotop besteht aus einer Kaffeeplantage, in der zur Beschattung stehen gelassene Bäume, den Rest des ehemaligen Primärwaldes darstellten. Diese großen Solitär-bäume bildeten hier ein fast geschlossenes Kronendach, welches eine nahezu vollständige Beschattung, des vornehmlich aus *Coffea arabica* bestehenden Unterwuchses ermöglichte. Die einzelnen Bäume waren zusätzlich regelmäßig mit *Piper nigrum* bepflanzt. Vereinzelt gab es Sekundäraufwuchs verschieden großer Bäume und Sträucher. Zwischendurch waren immer wieder verstreut kleinere und mittelgroße Felsbrocken anzutreffen. Am Randbereich, vor allem in steileren Lagen im oberen Bereich, waren auch größere Felswände vorhanden. Während einer Begehung in der Regenzeit Mitte Juli, gegen 22:30 Uhr wurden folgende Temperatur- und Luftfeuchtigkeitsdaten ermittelt: 23,2 °C; 88 %. Später in der Nacht setzte dann noch leichter Nieselregen ein (Langner 2022).

Adulte Tiere konnten durch den Autor vornehmlich am Boden und im niedrigen Wurzelwerk beobachtet werden. In einem Fall saß ein männliches Exemplar an einem von Moos und Flechten bewachsenen Stamm eines Jackfruchtbaumes (*Artocarpus heterophyllus*) in etwa 3,50m Höhe.

Die beiden semiadulten *C. jeyporensis* wurden kletternd auf dünnen Zweigen in 1,5–2 m Höhe beobachtet, in einem Fall in einem Kaffeestrauch und im anderen Fall in einem *Glochidion*-Busch. Zwei ♀♀, ein Jungtier und ein Männchen wiesen Regenerate auf (Langner pers. Beob.).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 15).

Am 26.03.2018 hat Indien den Export aller Wildfänge bzw. wild gesammelten Pflanzen der Arten, die auf den CITES-Anhängen I, II und III stehen, für kommerzielle Zwecke verboten (CITES 2018).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV in Deutschland: Besonders geschützt.

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Stark gefährdet – EN (Endangered B1ab(iii)+2ab(iii), assessed August 08, 2019).

Gefährdungsfaktoren

Die Waldhabitate, in denen diese Art vorkommt, stehen unter extremem anthropogen verursachtem Druck (Agarwal et al. 2012). Keiner der bekannten Fundorte von *Cyrtodactylus jeyporensis* liegt in einem Schutzgebiet und beide Lokalitäten sind stark entwaldet. Galikonda und die umliegenden Hügel wurden in Kaffeeplantagen umgewandelt und in Deomali gibt es enormen Druck durch Umwandlung in Weideland und durch Brennholzgewinnung. Das Hüggelland im Koraput-Distrikt ist außerdem fortschreitendem Bauxitabbau ausgesetzt. Generell wurden die autochthonen Wälder in dieser Region in Plantagen (mit nicht heimischen Baumarten), Acker- oder Weideland umgewandelt und die verbleibenden Waldstücke sind durch Brennholzeinschlag und gelegentlich auftretende Waldbrände extrem bedroht. In den Bergen um den Typusstandort gibt es Pläne für Bauxitminen. Der ursprüngliche Waldbestand ist hier schon vollständig vernichtet. Im gesamten Verbreitungsgebiet der Art werden standortfremde Monokulturen für die Forstwirtschaft angelegt (hauptsächlich nicht heimische Silbereiche (*Grevillea robusta*) und *Eucalyptus* spp.). Es wird angenommen, dass *C. jeyporensis* in ihrer Typuslokalität bereits ausgerottet wurde.

Die Deomali-Subpopulation gilt durch die rasche Verschlechterung ihres Lebensraums vor allem durch Rodungen, als unmittelbar vom Aussterben bedroht (Mohapatra 2021).

In der Kaffeeplantage in Galikonda, konnten auf weniger als einem Hektar Fläche, während zweier nächtlicher Begehungen, innerhalb weniger Stunden, neben *Cyrtodactylus jeyporensis* noch neun weitere Amphibien- und Reptilienarten nachgewiesen werden (Langner 2022).

Aufgrund des enormen Artenreichtums auf kleinräumigem, anthropogen intensiv genutztem Gebiet und des Vorkommens von *Cyrtodactylus jeyporensis* und dem Skink *Sepsophis punctatus*, zweier extrem seltener in den Ostghats endemischen Reptilienarten, dem Vorkommen einer unlängst neubeschriebenen hier endemischen Geckoart (*Hemiphyllodactylus arakuenensis*), sowie dem Vorkommen einer möglicherweise noch unbeschriebenen weiteren *Cyrtodactylus*-Art aus dem *C. (Geckoella) nebulosus*-Komplex, wäre es dringend geboten, das Gebiet unter Schutz zu stellen und ggf. zu renaturieren. Eventuell wäre sogar weiterhin eine naturschonende, extensive Nutzung, z. B. für den Bio-Anbau von Kaffee und Pfeffer, in Teilen des Gebietes möglich, um der heimischen Bevölkerung ein Auskommen zu sichern und die Akzeptanz für solche Naturschutzmaßnahmen zu erhöhen, (Langner 2022).

Der Aufbau einer stabilen kontrolliert gemanagten ex-situ-Population in menschlicher Obhut, z. B. im Rahmen von Citizen Conservation, könnte einem möglicherweise drohenden Aussterbeszenario entgegenwirken.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Cyrtodactylus jeyporensis</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Die Art weist einen Geschlechtsdimorphismus in Bezug auf die deutlich vergrößerten Hemipenistaschen der adulten ♂♂ auf.
Fortpflanzungsweise	Eierlegend/ hartschaliges Doppelgelege.
Geschlechtsreife	Ab einem Alter von 1½–2 Jahren.
Fortpflanzungs-saison	Frühjahr (März–Ende Mai).
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	2 Eier pro Gelege bis zu 8 Gelege/Saison. Schlupfrate 100 %.
Eigröße / Schlupfgröße	Frisch geschlüpfte Jungtiere 46 mm Gesamtlänge, bei 1,5 g Gewicht.
Entwicklungsdauer	70–86 Tage bei 26–28 °C; bei schwankenden Temperaturen im Hobbyraum, je nach Jahreszeit zwischen 20 und 27 Grad tags, 23 bis 18 Grad nachts. Es wird empfohlen, die Eier einzeln auf Flaschendeckel gelegt und diese auf sehr feuchten Perlite oder Vermiculit zu stellen und dann in einem handelsüblichen Inkubator zu inkubieren.
Geschlechtsbestimmung	Genetisch, die Geschlechtschromosomen wurden für diese Art nicht untersucht (Gamble 2010).
Spermien-speicherung	Es wurde von Halter*innenseite die Vermutung geäußert, dass Sperma nach erfolgreicher Paarung für 2 bis 4 Gelege gespeichert wird.

Haltung und Nachzucht B/B

Thema	Angaben für <i>Cyrtodactylus jeyporensis</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Moderate Temperaturabsenkung und Absenkung der Luftfeuchtigkeit (siehe Haltungsanforderungen) von Dezember bis Ende Februar entsprechend den natürlichen Verhältnissen in Ostindien. Außerdem ist eine Trennung der Geschlechter zu dieser Zeit förderlich zur Regeneration der ♀♀ und als Paarungsstimuli.
Haltungsansprüche	Die Angaben zu den Mindestanforderungen der Terrarienmaße betragen 60 x 40 x 60 oder 50 x 50 x 50 (L x B x H). Die Becken sollten im Deckelbereich eine großzügige Lüftungsfläche bieten. Eine weitere schmale Lüftung im Bereich unter den Frontscheiben gewährleistet einen ausreichenden Luftaustausch. Handelsübliche LED- oder Leuchtstofflampen sind als Beleuchtung für die strikt nachtaktiven Geckos ausreichend im Sommer sind sie 12 Stunden, im Winterhalbjahr 8 Stunden täglich in Betrieb. Die Grundtemperaturen im Terrarium liegen im Sommer bei 26–28 °C am Tage mit nächtlichem Abfall auf Zimmertemperatur. Im Winterhalbjahr liegen sie bei 22–26 °C. Die Luftfeuchtigkeit sollte im Sommer höher sein als im Winter. 2–3 x pro Woche wird vor allem in der Regenzeit (Sommer) kräftig gesprüht. Im Winter wird nur einmal die Woche gesprüht und eine Trockenzeit imitiert. Die Lüftungsflächen im Deckelbereich sind so großzügig zu wählen, dass die Einrichtung nach dem Beregnen wieder vollständig abtrocknen kann. Stauluft ist unbedingt zu vermeiden. Das Terrarium wird mit Wurzeln Ästen und auf dem Boden aufgelegten Rindenstücken gut strukturiert. Auch eine sogenannte „Wetbox“, gefüllt mit leicht feuchtem Moos, wird von den Geckos

	besonders in der Häutungsphase gerne angenommen. Das Terrarium sollte üppig bepflanzt werden. Hierfür eignen sich eine Vielzahl gängiger Zimmerpflanzen wie <i>Ficus benjamini</i> , <i>Philodendron</i> spec. etc. Gefüttert werden die Geckos mit handelsüblichen Insekten wie Grillen, Heimchen, kleinen Schaben, Heuschrecken, Asseln, etc. entsprechender Größe. Bei jeder Fütterung werden die Futtertiere mit Mineral-/Vitaminpräparaten supplementiert. Eine kleine Wasserschale vervollständigt die Einrichtung.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Mit einer Einzelhaltung wurden die besten Erfahrungen gemacht. Nur zur Fortpflanzungszeit sollten die Tiere zur Verpaarung kurzfristig für einige Tage zusammengesetzt werden.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Jungtiere werden unter identischen Bedingungen wie die Adulti in entsprechend kleineren Behältern einzeln aufgezogen. Auf eine ausreichende Kalziumversorgung (Supplementierung) ist unbedingt zu achten.
Lebenserwartung in Haltung	Unbekannt
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Selten, da die Geckos nur von wenigen Liebhaber*innen gehalten werden. Kein Nachweis für eine Haltung in einem Zoo.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Haltung und Zucht bereitet unter den geschilderten Bedingungen keine Schwierigkeit.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Keine Verluste bei der Aufzucht (Einzelaufzucht).
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Ja (bei 5 Befragungen explizit angegeben).
Befragungen	8 (privat), davon gaben 7 Halter erfolgreiche Nachzuchten an.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Agarwal, I. (2016): Two new species of ground-dwelling *Cyrtodactylus* (*Geckoella*) from the Mysore Plateau, south India. *Zootaxa* 4193(2): 228-244.
- Agarwal, I., A. Datta-Roy, A.M. Bauer & V.B. Giri (2012): Rediscovery of *Geckoella jeyporensis* (Squamata: Gekkonidae), with notes on morphology, coloration and habitat. *Hamadryad* 36(1): 17-24.
- Agarwal, I., A. Khandekar, V.B. Giri, U. Ramakrishnan & K.P. Karanth (2019): The hills are alive with geckos! A radiation of a dozen species on sky islands across peninsular India (Squamata: Gekkonidae, *Hemiphyllodactylus*) with the description of three new species. *Organisms Diversity & Evolution* 19: 341-361.
- Agarwal, I. & K.P. Karanth (2014): A phylogeny of the only ground-dwelling radiation of *Cyrtodactylus* (Squamata, Gekkonidae): diversification of *Geckoella* across peninsular India and Sri Lanka. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 82, Part A: 193-199
- Bauer, A.M. (2002): Two New Species of *Cyrtodactylus* (Squamata: Gekkonidae) from Myanmar. *Proceedings of the California Academy of Sciences* 53(7): 73-86.
- Beddome, R.H. (1878): Descriptions of new reptiles from the Madras Presidency. *Proceedings of the Zoological Society of London* 1877: 685-686.
- CITES (2018): The Government of India has banned the export for commercial purposes of all wild-taken specimens of species included in Appendices I, II and III, except cultivated varieties of plant species included in Appendices I and II. CITES 26/03/2018, Notification No. 2018/031.

- CITES (2022): Inclusion of *Cyrtodactylus jeyporensis* in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 15: 13 pp.
- Das, I. (2003): Growth of Knowledge on the Reptiles of India, with an Introduction to Systematics, Taxonomy and Nomenclature. Journal of the Bombay Natural History Society 100(2-3): 446-502.
- Datta-Roy A., P.P. Mohapatra, S.K. Dutta, V.B. Giri, D. Veerappan, S.T. Maddock, P. Raj, I. Agarwal & P. Karanth (2013): A long-lost relic from the Eastern Ghats: Morphology, distribution and habitat of *Sepsophis punctatus* Beddome, 1870 (Squamata: Scincidae). Zootaxa 3670: 55-62.
- Feng, J., D. Han, A.M. Bauer & K. Zhou (2007): Interrelationships among gekkonid geckos inferred from mitochondrial and nuclear gene sequences. Zoological Science 24(7): 656-665.
- Gamble, T. (2010): A Review of Sex Determining Mechanisms in Geckos (Gekkota: Squamata). Sexual Development 4(1-2): 88-103.
- Grismer, L.L., P.L. Wood, N.A. Poyarkov, M.D. Le, F. Kraus, I. Agarwal, P.M. Oliver, S.N. Nguyen, T.Q. Nguyen, S. Karunarathna, L.J. Welton, B.L. Stuart, V.Q. Luu, A.M. Bauer, K.A. O'Connell, E.S.H. Quah, K.O. Chan, T. Ziegler, H. Ngo, R.A. Nazarov, A. Aowphol, S. Chomdej, C. Suwannapoom, C.D. Siler, S. Anuar, N.V. Tri & J.L. Grismer (2021): Phylogenetic partitioning of the third-largest vertebrate genus in the world, *Cyrtodactylus* Gray, 1827 (Reptilia; Squamata; Gekkonidae) and its relevance to taxonomy and conservation. Vertebrate Zoology 71: 101–154.
- Mohapatra, P. (2021): *Cyrtodactylus jeyporensis* – Jeypore Gound Gecko (errata version published in 2022). The IUCN Red List of Threatened Species 2021: e.T194100A218866954.
- Langner, Ch. (2022): „Die Rache der Ameisen“ – Ein selten dokumentiertes Beispiel für die Umkehr des Beutegreifer-Opfer-Verhältnisses bei einer überwiegend myrmecophagen Reptilienart. [“The revenge of the ants” – A rarely documented example of predator/prey reversal in a predominantly myrmecophagous reptile species. Sauria 44(4): 49-52.
- Smith, M.A. (1935): The fauna of British India, including Ceylon and Burma. Reptiles and Amphibia, Vol. II. Sauria. London (Taylor & Francis): 440 pp.
- Venugopal, P.D. (2010): An updated and annotated list of Indian lizards (Reptilia: Sauria) based on a review of distribution records and checklists of Indian reptiles. Journal of Threatened Taxa 2(3): 725-738.
- Wood, P.L., M.P. Heinicke, T.R. Jackman & A.M. Bauer (2012): Phylogeny of bent-toed geckos (*Cyrtodactylus*) reveals a west to east pattern of diversification. Molecular Phylogenetics and Evolution 65: 992-1003.

Christian Langner (29. 07. 2024)

***Tarentola chazaliae* (Mocquard, 1895)**

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Tarentola chazaliae</i>	(Mocquard, 1895)	Helmkopfgecko Helmgecko	Helmethead gecko Helmeted gecko Gecko casqué Perenquén de Casco Geco de Casco	ja

Abb. 3: *Tarentola chazaliae*

- a Adulte *T. chazaliae* im Biotop (U. Prokoph)
- b Adulte *T. chazaliae* im Biotop (Ch. Langner)
- c Kopf- & Zehendetail des Helmkopfgeckos (U. Prokoph)
- d Subadulte NZ des Helmkopfgeckos (J. Felka).

Morphologie und Taxonomie

Bei dem charismatischen Helmkopfgecko, *Tarentola chazaliae*, handelt es sich um einen kleineren Vertreter der Gattung *Tarentola*, welcher durch seine charakteristische Leiste am Hinterkopf mit keinem anderen Gecko zu verwechseln ist. In seinem Erscheinungsbild erinnert er oberflächlich betrachtet an KrötenECHSEN der Gattung *Phrynosoma*.

Einst durch Francois Moquard 1895 als *Geckonia chazaliae* beschrieben, stellte dieser schon damals in der Erstbeschreibung der Gattung und Art eine sehr nahe Verwandtschaft zur Gattung *Tarentola* fest. Moquards Labor erhielt durch den Ornithologen und Zoologischen Sammler Raymond Comte de Dumas (1862–1930) mehrere Belegexemplare an Reptilien vom Cap

Blanc. Wie in der Erstbeschreibung zu lesen, wurde der Helmkopfgecko auf Wunsch des Grafen Dumas nach dessen Segeljacht „Chazalie“ benannt, einem Dreimaster welcher als Expeditionsschiff von 1893–1897 durch das Mittelmeer, den Atlantik und die Karibik segelte. Die „Chazalie“ lief vor dem Cap Blanc auf eine Sandbank, während der Landexkursion wurde unter anderem das Typusexemplar des Helmkopfgeckos gesammelt.

Vermutlich aufgrund des unverwechselbaren Aussehens existieren mit Ausnahme der Gattungszugehörigkeit bei *Tarentola chazaliae* keine weiteren Synonyme. Das bei Uetz & Hallmann (2020) als „ungültige Korrektur“ benannte Synonym *Geckonia malazodes* beruht auf einer Fehlinterpretation der Bildunterschrift bei Ahl (1930). Während die Tiere im Text von Ahl (l. c.) korrekterweise als *Geckonia chazaliae* bezeichnet werden, lässt die Bildunterschrift (*Geckonia Malazodes*, Rio de Oro. Phot. Spaney) Spielraum für Spekulationen.

Bis zu den molekulargenetischen Untersuchungen durch Carranza et al. (2002) war *Tarentola chazaliae* eine monotypische Art innerhalb der Gattung *Geckonia*. Bei dieser Studie wurde eine eigene Linie festgestellt, welche mit der makaronesischen Klade (Untergattung *Makariogecko* der Kanarischen und Kapverdischen Inseln) verschachtelt zu sein schien (Carranza et al. 2002). Spätere Untersuchungen bestätigten abermals die Gattungszugehörigkeit, stellen aber eine basale Verwandtschaft zu *Tarentola annularis* und *Tarentola ephippiata* aus der Untergattung *Sahelogecko* fest (Rato et al. 2012).

Aufgrund der morphologischen Alleinstellungsmerkmale, wie beispielsweise dem charakteristischen „Helm“ und der abweichenden Körperform und Proportion, erscheint es sinnvoll die von Joger (1984b) aufgestellten Untergattungen (*Tarentola*, *Makariogecko*, *Sahelogecko*, *Saharogecko* und *Neotarentola*) fortzuführen und *Tarentola chazaliae* in die Untergattung *Geckonia* zu stellen.

Senfft (1931) beginnt seinen Aufsatz über *Geckonia chazaliae* mit den Worten: „Mir erscheint, als ob unser Herrgott bei der Erschaffung dieses sonderbaren Geschöpfes erst vorhatte, eine Krötenechse, etwa vom Habitus einer *Phrynosoma modestum*, „herzustellen“, sich aber doch noch eines anderen besonnen und aus dem bereits Gewordenen einen Gecko modelliert hat.“ Der Vergleich zum Habitus der allseits bekannten Krötenechsen könnte treffender kaum sein und umschreibt in blumigen Worten recht gut das Aussehen des Helmkopfgeckos.

Maximallänge 115 mm, in der Regel jedoch unter 100 mm (Martínez del Marmol et al. 2019). Schleich et al. (1996) geben eine KRL von 64 mm und eine SL von 37 mm an. Ein bemerkenswert großes Weibchen vom Cap Blanc (MNHN 1996.6270) erreichte eine KRL von 74 mm (Ineich et al. 1997). Während üblicherweise bei Mauergeckos die Schwanzlänge ungefähr der Kopf-Rumpf-Länge entspricht, ist es für Helmkopfgeckos charakteristisch, dass die Schwanzlänge nur etwas mehr als $\frac{1}{3}$ der Gesamtlänge ausmacht. Auch speichert diese Art keine Fettreserven im Schwanz an, wie wir das von verwandten Arten, oder anderen wüstenbewohnenden Geckos ähnlicher Biotope her kennen, sondern die Fettreserven werden im Rumpf an den Bauchseiten als Speckwülste gebildet (Schulte 1974). Wie alle Vertreter der Gattung *Tarentola* besitzt auch der Helmkopfgecko nur an den 3. und 4. Fingern und Zehen eine sichtbare Krallen, während die makroskopisch unbekrallt erscheinenden 1., 2. und 5. Finger und Zehen distal ein flaches, nagelartiges Schild tragen. Die weiblichen Tiere besitzen jedoch an diesen Zehen eine winzige, retraktile Krallen, welche als eindeutiges Geschlechtsmerkmal zu benennen ist (Joger 1984a).

Charakteristisch für *Tarentola chazaliae* ist die nur bei dieser Art vorkommende helmartige Leiste am Hinterkopf mit den deutlichen Occipaltuberkeln. Der etwas grimmig wirkende Blick

wird durch die 5–6 Supraocularschuppen über den Augen hervorgerufen, welche zum Schutz des Auges weit überstehen (Seufer 1988). Im Vergleich zu den anderen Vertretern der Gattung besitzen die Tiere eine sehr gedrungene Körperform. Als Anpassung an die Lebensweise als Bewohner von sandigen Böden sind auch die Zehen im Verhältnis zu anderen Vertretern der Gattung deutlich kürzer und weisen zudem reduzierte Haftlamellen auf – siehe Bons (1959), González de la Vega (2012), Schleich et al. (1996). Zudem sind die Finger und Zehen sehr rau beschuppt. Die seitlich fransenartigen Schuppen sind zwar nicht so stark ausgeprägt wie bei anderen psammophilen Gattungen, wie beispielsweise den Fransenfinger Eidechsen der Gattung *Acanthodactylus*, jedoch im direkten Vergleich zu anderen Vertretern der Gattung *Tarentola* deutlich abstechend (siehe Foto bei Martínez del Marmol et al. 2019). Die Funktion der fransenartig ausgezogenen einzelnen Schuppen ist das Verhindern des Einsinkens in losem Sand und ist an die bodenbewohnende Lebensweise in sehr sandigen Habitaten angepasst.

Die Färbung ist oberseits in unterschiedlichen Grau- und Brauntönen, teilweise rötlich braun bis sandfarben. Die Zeichnung auf der Oberseite ist sehr variabel. Zum einen ist die Zeichnung und Färbung sehr individuell, aber auch abhängig von Stimmung und Tageszeit (González de la Vega 2012). Die Bauchseite ist stets heller als Oberseite, in einem hellen cremeton, teilweise mit zarten Sprenkeln. Manchmal finden sich komplett zeichnungslose Tiere, welche oberseits uni sandfarben sind. Ein sehr charakteristisches Zeichnungselement, welches häufig noch bei stark reduzierter, kontrastarmer Färbung vorkommt, sind 5 (selten 6) rhombenförmige, hellgraue Flecken über die Rückenmittellinie. Diese können etwas breiter, oder auch schmal und langgezogen sein. Manchmal sind diese Rückenflecken mittig nochmals unterbrochen, bzw. weisen einen zarten Mittelstrich auf. Sehr selten können diese Rückenflecken auch zu einem durchgehenden, hellgrauen Vertebralband verschmelzen (Campmany Garcia & Déniz Suárez 2001). In einigen Fällen findet sich eine Fortführung der hellen Fleckung auf dem Schwanz. Die markanten hellgrauen Zeichnungselemente stehen sehr häufig im direkten Wechsel zu vorangehenden, größeren braunen Flecken entlang der Rückenmitte. Mehr oder weniger intensiv ausgeprägt sind 7–10 dunklere Querbänder auf dem Schwanz, welche aber nicht komplett durchgebändert sind, da die Schwanzunterseite ebenfalls hell ist. Auffällig sind auch die immer sehr hellen Okulare, die unmittelbar das Auge umgebenden Schuppen.

Im Gegensatz zu der ansonsten häufigen Jugendzeichnung bei anderen Arten der Gattung *Tarentola*, welche mit dem Alter verblasst, besitzen die Schlüpflinge von *T. chazaliae* keine ausgeprägt kontrastreich hell-dunkel gebänderten Schwanzspitzen (vergl. Hulbert 1995). Jungtiere sind ab dem Schlupf identisch gefärbt zu den Adulti (siehe González de la Vega 2012). Teilweise sollen sie in einem etwas dunkleren Grau gefärbt sein, bei ansonsten identischer Zeichnung (Seufer 1988), dies scheint aber individuell sehr unterschiedlich zu sein. Die sonstige dunklere Fleckung auf dem Rücken, Kopf und Gliedmaßen ist häufig nicht so scharf abgegrenzt wie die hellgrauen Rückenflecken und kann von verwaschen bis hin zu deutlich ausgeprägt sein. Die bei Bergmann (2006) zitierten herausgezüchteten Farb- und Zeichnungsvarianten eines US-amerikanischen Züchters gehen vermutlich eher auf die natürliche hohe Variabilität zurück.

Die Iris ist bronzefarben in unterschiedlichen Helligkeitsstufen, teils mit ausgeprägter roter oder brauner Äderung.

Die Sehfähigkeit von *Tarentola chazaliae* wurde von Roth et al. (2009) untersucht. Dabei stellen sie fest, dass die nachtaktiven Tiere selbst im schwachen Mondlicht Farben unterscheiden können, während Menschen unter diesen Bedingungen farbenblind sind. Die Empfindlichkeit ist um 350-mal höher als die des menschlichen Auges. Im direkten Vergleich zu dem Großen

Madagaskar-Taggecko (*Phelsuma grandis*) wurde festgestellt, dass das optische System der tagaktiven Art keine Anzeichen von klar unterscheidbaren konzentrischen Zonen zeigt. Somit ist das optische System von *Phelsuma grandis* monofokal, wohingegen das multifokale optische System bei *T. chazaliae* sich durch unterschiedliche konzentrische Zonen mit unterschiedlicher Brechkraft auszeichnet. Die Fähigkeit der Geckos, selbst bei Nacht unterschiedliche Farben zu sehen, ist einzigartig unter den Wirbeltieren (Bauer 2013).

Verbreitung und Lebensraum

Vorkommen

Der Helmkopfgecko bewohnt ausschließlich einen schmalen Küstenstreifen, vom nördlichsten Zipfel Mauretaniens, bis kurz unter Agadir (Inezgane) in Marokko (Mellado & Mateo 1992).

Die Terra typica am Cap Blanc, einer langgezogenen Halbinsel, welche über ihre gesamte Länge jeweils zur Hälfte in der Westsahara (Marokko) und Mauretanien liegt, scheint trotz sonstiger irrtümlicher Angaben der südlichste Verbreitungspunkt zu sein.

In der Literatur werden häufig noch „mittlerer Senegal“ (Rösler 1995), oder gar gezielt „Dakar“ (Schleich et al. 1996) genannt. Bezugnehmend auf die Verbreitungskarte in zuletzt genannter Arbeit gibt es eine Korrektur für Mauretanien von Ineich et al. (1998), welche darauf hinweist, dass die über das gesamte Küstengebiet Mauretaniens eingezeichnete Verbreitung fehlerhaft sei. Untersuchungen in diesem 500 km langen Küstenabschnitt Mauretaniens konnten kein einziges Belegexemplar aufzeigen, mit Ausnahme des äußersten Nordens, dem Cap Blanc. Ebenso wird darauf hingewiesen, dass in keiner europäischen Museumssammlung ein Exemplar auffindbar ist, welches in diesem Gebiet gesammelt wurde.

Weitere Untersuchungen in Mauretanien bestätigen, dass *Tarentola chazaliae* dort lediglich im Grenzgebiet zur Westsahara zu finden ist (Padial 2006).

Auch eine jüngere Arbeit, welche sich mit der Herpetofauna des Parc National du Banc d'Arguin, einem 120.000 km² großen Gebiet entlang der nördlichen Atlantikküste Mauretaniens beschäftigt, konnte abermals lediglich das Vorkommen für das Cap Blanc bestätigen (Sow et al. 2014).

Trotz ausreichender Studien im Senegal zeigen auch Trape et al. (2012) lediglich einen Foto-beleg aus der Umgebung von Nouadhibou, welches nördlich vom Cap Blanc auf mauretanischer Seite der Halbinsel liegt. Die gezeigte Karte, sowie im Text erwähnte Verbreitung bezieht sich ebenfalls nur auf das Gebiet, beginnend südlich von Agadir als nördlichste Verbreitungsgrenze und nennt als südlichsten Punkt das Cap Blanc.

Auch Wilms et al. (2013) weisen auf den irrtümlich genannten Fundpunkt Dakar hin, welcher seinen Ursprung in der Arbeit von Bons (1967) findet. Bereits Le Berre (1989) listete einzelne Fundpunkte und nennt im Süden ebenfalls nur Port Etienne (Nouadhibou) und Cap Blanc.

Dennoch wird aber selbst in neuerer Literatur, beispielweise Elbahi et al. (2022), immer wieder als südlichste Verbreitung der Senegal genannt, ohne genauere Angaben zu machen.

Ausgehend von einem Gebiet vom Souss Tal (südlich von Inezgane/Agadir) bis hin zum Cap Blanc im nördlichen Mauretanien erstreckt sich das Verbreitungsgebiet auf ca. 1.400 km Küstenlänge. Die nördliche Souss Tal Population ist durch eine ca. 50 km große Lücke von der südlicheren Population getrennt (Martínez del Marmol et al. 2019).

Im Regelfall ist *Tarentola chazaliae* im Bereich von ca. 5 km, in seltenen Fällen bis maximal 25 km im Inland zu finden (Harris et al. 2010). Mit dem Fundpunkt in Abatteh, ca. 50 km vom Atlantischen Ozean entfernt, wurden erstmals Helmkopfgeckos weiter im Inland nachgewiesen (Bons & Geniez 1996). Im Bereich der Westsahara konnten auf der Strecke von Laâyoune nach Smara bis auf eine Distanz von ca. 115 km zum Ozean insgesamt 14 Exemplare während der Nacht gesichtet werden (Hasi et al. 1997). Zuletzt wurde während einer Feldexkursion in die Umgebung nördlich von Smara ein weiteres Exemplar 144 km weit im Inland nachgewiesen (Sánchez-Vialas & Aznar-González de Rueda 2016). In dieser Region, in der Nähe des Wadi Saguia el-Hamra herrscht trotz der großen Distanz zum Atlantik ein Ozeanisches Klima. Eine weitere Art, die Fransenfinger Eidechse *Acanthodactylus aureus*, welche ebenso eine küstennahe Verbreitung hat, ist ebenfalls bis in die Umgebung von Smara zu finden (Bons & Geniez 1996, Geniez et al. 2000).

Lebensraum und Lebensweise

Prinzipiell nachtaktiv, allerdings können die Tiere auch vereinzelt am Tag beobachtet werden (Martínez del Marmol et al. 2019). Schleich et al. (1996) führen Ameisen im Mageninhalt als Beleg für eine partiell tagaktive Lebensweise auf.

Im Gegensatz zu anderen wüstenbewohnenden Geckoarten graben die Tiere nicht aktiv Höhlen, um sich darin zu verstecken, sondern suchen tagsüber Schutz unter Steinen, oder sind in dem Pflanzengewirr der im gleichen Habitat vorkommenden *Euphorbia* zu finden (Bons 1959). Die hohlen, abgestorbenen Äste bilden hierbei zusätzlich vorzügliche Verstecke. Ansonsten suchen die Tiere unter allem, was einen nötigen Schutz vermittelt Unterschlupf. Auch der reichliche Zivilisationsmüll, welcher in einigen Teilen des Verbreitungsgebietes zu finden ist, wird als Deckung genutzt (Henkel & Schmidt 2003a).

Im Vergleich zu anderen Arten der Gattung *Tarentola* handelt es sich bei den Helmkopfgeckos nicht um typische Mauergeckos, welche eine petricole oder arboricole Lebensweise führen, sondern sie sind im Prinzip ausschließlich bodenbewohnend. Interessant ist jedoch die Beobachtung von Nickel (2002b), welcher mehrere Tiere in jeweils 2 m Höhe an den Wänden von unbewohnten Rohbauten fand.

Zur Temperatureinnischung von 4 verschiedenen *Tarentola*-Arten in der Westsahara geben de Melo (2016) und Guerreiro (2014) einen kurzen Einblick.

Wie nahezu alle Geckos ist *Tarentola chazaliae* zu Lautäußerungen fähig. Zum einen betrifft das die innerartliche Kommunikation, zum anderen ist es ihnen möglich, während ihres Defensivverhaltens gegenüber vermeintlichen Fressfeinden Schrecklaute zu äußern (Gramentz 2005). Insbesondere in der Paarungs- und Eiablagezeit kann man die Tiere regelmäßig in den Abendstunden und nachts rufen hören. Der Ruf ist ein kurzes, etwa halbsekündiges, melodisches Schnarren in gleichbleibender Frequenz (Schulte 1974).

Das Drohverhalten des Helmkopfgeckos ist stark ausgeprägt. Wenn die Tiere in einem Versteck aufgespürt werden, verharren sie in der Regel starr und vertrauen auf ihre kryptische Färbung, welche sie regelrecht mit dem Untergrund verschmelzen lässt. Sobald die Tiere allerdings bemerken, dass sie entdeckt worden sind, flüchten sie nicht, sondern nehmen direkt eine Drohhaltung ein und reißen das Maul weit auf. Schulte (1974) skizziert das Drohverhalten ausführlich und gliedert es in 4 Phasen: 1.) Aufreißen des Maules, 2.) Ausstoßen eines Drohrufes, 3.) Anspringen des vermeintlichen Feindes, und 4.) Beißen des Angreifers.

Tarentola chazaliae ist vorwiegend insektivor. Vermutlich werden aber auch kleinste Wirbeltiere, wie zum Beispiel im gleichen Mikrohabitat vorkommende *Saurodactylus harrisi* Beute der Helmkopfgeckos sein.

Burmeister von der ZSM führte für Schleich eine Kotuntersuchung von Tieren südlich von Goulmime durch. Dabei wurden, wie zu erwarten, keine Pflanzeninhalte gefunden, jedoch große Häutungsstücke der Geckos. Der Anteil an Insekten betrug bei Hautflüglern, in diesem Fall Ameisen (Formicinae und Myrmicinae) etwa 20 %. An Heuschreckenarten konnte ein großes Exemplar einer Kurzfühlerschrecke (Caelifera) festgestellt werden. Hauptbestandteil mit 40 % stellten Trüffelskäfer (Leiodidae) und Nestkäfer (Catopidae) dar. Dies sind kleine bis mittelgroße Käfer, welche häufig in oder an Nestern von Kleinsäugetern und Vögeln leben und durch ihre unterirdische Lebensweise selten zu finden sind. Weitere 10 % waren Glanzkäfer (Nitidulidae) und 20 % der Beute waren Bohrkäfer (Bostrichoidea) aus verschiedenen Gattungen. Zuletzt konnten noch 5 % Websspinnen (Aranea) und 5 % Weberknechte (Opiliones) festgestellt werden (Schleich et al. 1996).

Im Habitat von *Tarentola chazaliae* konnten eigenen Untersuchungen nach, neben kleinen Käfern und Spinnen, auch häufig Landasseln (*Porcellio saharaiensis*) und nicht näher bestimmte Fischchen (*Zygentoma* sp.) beobachtet werden.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 16).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV in Deutschland: Besonders geschützt.

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Gefährdet – VU (Vulnerable A3cd; B1ab(iii,v), assessed 18 July 2004) (Wilms et al. 2013).

Schutz im Herkunftsland

In Marokko gilt das Gesetz Nr. 29-05 zum Schutz wildlebender Tier- und Pflanzenarten und zur Kontrolle ihrer Nutzung nicht nur für CITES-Arten, sondern über seine Kategorie IV auch für Nicht-CITES-Arten, die von der IUCN als bedroht eingestuft werden. Ohne Genehmigung ist jegliches Einfangen, jeglicher Verkauf, Erwerb oder Export verboten (Bulletin Officiel 2011).

Die Art kommt zwar in einigen Schutzgebieten Marokkos und Mauretaniens vor, der Großteil ihres Verbreitungsgebiets liegt jedoch außerhalb von Schutzgebieten (Wilms et al. 2013). Es liegen keine Informationen über spezielle Managementpläne oder weitere Untersuchungen an der Population in Marokko vor (CITES 2022).

Gefährdungsfaktoren

Die IUCN listet den Helmkopfgecko in der Roten Liste als gefährdet, aufgrund des begrenzten Vorkommens und der wenigen bekannten Standorte. Zudem wird der Rückgang geeigneten Lebensraumes, durch Verlust an Größe und Qualität als Kriterium herangezogen, sowie der Fang erwachsener Exemplare für den Handel (Wilms et al. 2013). Weiterhin wird der Gefährdungsstatus damit begründet, dass die Art von weniger als 10 Standorten bekannt gewesen sei. Dahingehend hat sich der Wissensstand inzwischen deutlich erweitert, denn Martínez del Marmol et al. (2019) verarbeiteten knapp 70 Fundpunkte auf Ihrer Verbreitungskarte. Allerdings zeigten bereits Harris et al. (2010) in ihrer Verbreitungskarte neben den 2 erwähnten neuen Fundorte, bereits ca. 50 nicht näher genannte Standorte, welche sie aus der Literatur entnommen hatten.

Der erste Hinweis auf eine fehlende Kontrolle des Handels und dem Fehlen ausreichender Daten zu Wildfang-Importen des Helmkopfgeckos lieferten Affre et al. bereits 2005. Der Erwähnung von *Tarentola chazaliae* bei Auliya (2003) lässt keine Rückschlüsse auf ein kontinuierliches Auftauchen im Handel zu, sondern enthält nur den Hinweis, dass diese Art 1998 auf Börsen angeboten wurde, sowie zwischen 1977 und 1999 auf Händlerlisten auftauchte. Auch die Einschätzung, dass diese Art durch den Heimtierhandel in Deutschland gefährdet sei (CITES 2022) beruht auf etwas oberflächlichen Recherchen, denn es wird nicht darauf geachtet, ob es sich bei den angebotenen Tieren wirklich um Wildfänge handelt. Ebenso findet sich auch für den Reptilienhandel in Taiwan nur der Hinweis, dass *T. chazaliae* dort auftaucht, ohne auf die Häufigkeit einzugehen (Shiau et al. 2006), und auch für China fand sich nur ein Angebot in Online-Tierportalen im dortigen Internet, und das zu einem hohen Preis (Ji et al. 2020).

Als höchst bedenklich ist aber eine Meldung aus Schweden zu behandeln, dass dort über 550 Wildfänge von *Tarentola chazaliae* aufgegriffen wurden (The Local 2018, CITES 2022). Aufgrund fehlender Informationen über die genaue Herkunft der Tiere wurde versucht diese auf zoologische Einrichtungen zu verteilen. Bedauerlicherweise konnten von den über 550 Helmkopfgeckos nur 50 Tiere einen Platz in europäischen Zoos finden. Daraufhin entschieden die schwedischen Behörden die Tötung der übrigen 500 (!) Tiere – eine in mehrfacher Hinsicht sehr umstrittene Vorgehensweise der verantwortlichen Behörde. Mit der Vermutung, dass Helmkopfgeckos nicht in hohen Bestandsdichten vorkommen, war die illegale Entnahme von 550 Tieren als höchst kriminell anzusehen und schadete den betroffenen Populationen sicherlich sehr.

Eigenen Beobachtungen nach hat in den letzten 10 Jahren das Angebot an Wildfängen jedoch deutlich nachgelassen. Im selben Zug tauchten immer häufiger Nachzuchten auf Reptilienbörsen und Anzeigenportalen auf.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Tarentola chazaliae</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Geschlechtsunterscheidung durch deutlich vergrößerte Hemipenis-Taschen und ebenso vergrößerte Postanaltuberkel der ♂♂ gegenüber den ♀♀. Die Geschlechtsmerkmale sind recht eindeutig und bei adulten Tieren sehr gut sichtbar. Ansonsten ist oberflächlich betrachtet kein sonderlich stark ausgeprägter Geschlechtsdimorphismus festzustellen. Entgegen anderen Arten der Gattung, sind die ♂♂ nicht größer, wie bspw. bei einigen Arten der Untergattung <i>Makariogecko</i>, sondern bei der Untergattung <i>Geckonia</i> sind die ♀♀ tendenziell sogar etwas größer als die ♂♂. Das größte vermessene Tier war ein ♀ vom Cap Blanc (Ineich et al. 1997). Das Gattungsmerkmal, die unbekrallt erscheinenden 1., 2. & 5. Finger und Zehen kann bei subadulten und adulten Tieren zur Geschlechtsbestimmung herangezogen werden, da lediglich die ♀♀ retraktile Krallen besitzen (Joger 1984a). Mit einem leichten nach hinten ziehen des flachen Nagelbetts kann an den Zehen eine winzige Kralle zum Vorschein gebracht werden.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	Ab einem Alter von ca. 1–1½ Jahren sind die Tiere in der Regel geschlechtsreif und sollten auch nicht früher zur Zucht angesetzt werden. Bei Seufer (1988) erfolgten die frühesten Eiablagen (von unbefruchteten Eiern) in einem Alter von 9 Monaten, während Bergmann (2006) sogar angibt, dass Weibchen mit 4 bis 6 Monaten geschlechtsreif werden und bei ausreichenden Flüssigkeits- und Mineralstoffgaben gute Zuchttiere abgeben und das ganze Jahr über Eier legen. Auch wenn dies durchaus funktionieren mag, ist es für die Lebensdauer der ♀♀ jedoch nicht förderlich. Das extrem schnelle Wachstum in der Aufzucht, einhergehend mit dem zu frühen Ansetzen zur Zucht und die das ganze Jahr durchgehend warme Haltung hat zwar höhere Gelegezahlen zur Folge, entspricht aber nicht dem natürlichen Fortpflanzungsrhythmus mit benötigten Ruhephasen.
Trächtigkeitsdauer	Nach erfolgter Paarung dauert es 10–15 Tage bis zur Eiablage (Campmany Garcia & Déniz Suárez 2001).
Fortpflanzungs-saison	Vom Frühjahr bis in den Herbst hinein konnten Paarungen beobachtet werden.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	Üblicherweise 2 Eier pro Gelege, manchmal auch nur 1 Ei. 2–5 Gelege pro Saison.
Eigröße / Schlupfgröße	Eigröße 7–12 mm x 12–15 mm. Schlupfgröße: GL ca. 35–40 mm, KRL 20–22 mm, SL 17–18 mm (Seufer 1988, Wilms 2000). Laut Meiri et al. (2012) KRL 20 mm, bei einer KRL von 62,8 mm des ♀.
Entwicklungsdauer	Von 50–56 Tagen bei 29–31 °C bis 85–92 Tage bei 26–27 °C. Relative Luftfeuchte von ca. 50–55 % (Wilms 2000).
Geschlechtsbestimmung	Möglicherweise temperaturabhängige Geschlechtsbestimmung wie bei anderen <i>Tarentola</i> -Arten (vgl Straková et al. 2024).
Spermien-speicherung	Nicht sicher belegt, aber sie wird vermutet, da die Phase der Eiablage länger anhält, als Paarungen beobachtet wurden.

Haltung und Nachzucht B/B



Abb. 4: Nachzucht von *Tarentola chazaliae*

- a Schlüpfling im Terrarium (R. van Ham)
- b Schlüpfling unmittelbar nach dem Schlupf (J. Felka)
- c Dasselbe Tier wie oben (a), nunmehr adult (R. van Ham)
- d Nachzuchten verschiedenen Alters (J. Felka).

Thema	Angaben für <i>Tarentola chazaliae</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Eine von Dezember bis Februar durchgeführte gemäßigte Winterruhe mit Temperaturen von 8–10 °C kann als Auslöser für die Fortpflanzung gelten. Ein abendliches feines Übersprühen ist ebenfalls wichtig, um die im natürlichen Habitat vorkommende Luftfeuchtigkeit nach Sonnenuntergang zu simulieren. Allerdings ist es relevant, dass nicht das gesamte Terrarium stark benässt wird, sondern nur partiell und sehr fein bestäubt. Ein dauerhaft feuchter Bodengrund oder gar Nässe ist unbedingt zu vermeiden.
Haltungsansprüche	Wüstenterrarium mit ausreichend Struktur und Versteckplätzen. Als Bodengrund ist eine Sandschicht zu wählen, welche großzügig mit feinem Muschelgrit vermischt ist. Als Sand hat sich entweder Strandsand oder gesiebter Flusssand bewährt. Aber auch eine Lehm-Kiesmischung wurde bereits erfolgreich bei der Zucht von Helm Kopfgeckos verwendet. Flache, umgedrehte Tonuntersetzer mit einer nicht scharfkantig herausgetrennten Eingangsöffnung haben sich als Unterschlupf bewährt. Noch dekorativer ist es, wenn diese mit beige eingefärbtem Estrichbeton grob überzogen werden, um eine steinähnlichere Oberfläche zu erhalten. Flache Rindenstücke werden ebenfalls gerne angenommen. <i>T. chazaliae</i> versteckt sich aber tagsüber nicht zwingend unter entsprechenden Gegenständen, sondern sitzt auch gerne an, bzw. unter kleinen vertrockneten Büschen. Getrocknete Thymiansträucher haben sich hier seit Jahren als dekorative und

auch gerne genutzte Terrarieneinrichtung von Wüstenterrarien bewährt. Eine kleine Pflanzecke mit entsprechenden Sukkulenten bietet sich ebenfalls an und trägt dazu bei, einen kleinen Teil des Terrariums minimalst feucht zu halten.

Ein kleiner Wassernapf mit frischem Trinkwasser sollte zwar stets zur Verfügung stehen, allerdings wird man die Tiere äußerst selten von offenem Wasser trinken sehen. *T. chazaliae* nimmt die Feuchtigkeit über die Nahrung und über das Tau- bzw. Sprühwasser auf.

Für die Ernährung im Terrarium spielen Asseln eine wichtige Rolle und waren dem Anschein nach der Durchbruch bei der erfolgreichen Haltung und Zucht, nach vorherigen Fehlschlägen (Seufer 1988, Seufer, pers. Mitt.). Insbesondere die in der Terraristik fälschlicherweise „Kubanische Assel“ genannte *Porcellionides pruinosus*, eine bis 11 mm große Isopode aus dem Mittelmeerraum, wird sehr gerne von kleineren Geckoarten gefressen. Bei Seufer waren es gewöhnliche Kellerasseln (*Porcellio scaber*), welche sich ebenfalls hervorragend züchten lassen. Es gibt allerdings auch Halter, welche gar keine Asseln anbieten, allerdings bei gleichzeitig hohen Gaben von Muschelgrit und geriebener Sepia. Die ausreichende Versorgung mit Calcium ist eine Schlüsselrolle bei der erfolgreichen Haltung und Zucht von *T. chazaliae*.

Ebenso erscheint die Ernährung mit Ofenfischchen (*Thermobia domestica*) als sehr vorteilhaft, zum einen sind die Tiere sehr einfach zu züchten und damit in großen Mengen verfügbar, zum anderen werden sie auch sehr gerne gefressen. Ein großer Vorteil, gerade bei der Aufzucht von jungen *Tarentola* ist, dass Ofenfischchen, selbst wenn sie in zu großer Menge angeboten werden, die jungen Geckos nicht anknabbern, wie man das beispielsweise von Heimchen (*Acheta domestica*) her kennt.

Gemäß dem natürlichen Nahrungsspektrum, bei dem kleine Käferarten den Hauptbestandteil der Nahrung ausmachen, sind auch Getreideschimmelkäfer (*Alphitobius diaperinus*) und Bohnenkäfer (*Bruchus quadrimaculatus*) eine gern gesehene Abwechslung im Speiseplan. Bei der Fütterung sollte beachtet werden, dass sich langsam bewegendere Futtertiere lieber gefressen werden. Dies sollte bei der Fütterung von Heimchen (*Acheta domestica*), sowie Steppen- und Mittelmeergeckos (*Gryllus assimilis* & *G. bimaculatus*) bedacht werden. Kleine Schabenarten entsprechender Größe, bspw. Jungtiere der Argentinischen Waldschabe (*Blaptica dubia*) stellen ebenfalls eine gute Futterquelle dar.

Trächtige ♀♀ können vor und nach der Eiablage auch sehr gut mit Wachsräupen, den Larven der Wachsmotte (*Galleria melonella*), gefüttert werden, da diese eine sehr gehaltvolle Nahrung darstellen.

Grundsätzlich sollten alle Futtertiere mit einem Mineral-Vitamingemisch bestäubt werden.

Die Mindestgröße zur Pflege eines Pärchens sollte 60 x 40 cm nicht unterschreiten, bei der Haltung eines Trios 80 x 40 cm. Wie bei anderen Gecko-Arten, deren ♀♀ größer sind als die ♂♂ (bspw. *Stenodactylus mauritanicus*, *Pachydactylus rangei*, *Tropiocolotes* ssp.) ist eine verminderte Territorialität der ♂♂ festzustellen. Bei der Haltung in einem 150 cm großen Wüstenterrarium wurden mehrere Männchen zeitgleich gepflegt, ohne dass es zu ersichtlichen Revierkämpfen kam. Grundsätzlich ist aber die paarweise Haltung zu bevorzugen, da die Tiere auch in der Natur einzelgängerisch nachgewiesen wurden.

Die Grundbeleuchtung kann über T5 Röhren, oder LED-Balken erfolgen. Aufgrund der partiellen Aktivität am Tag ist eine UVB-Beleuchtung empfehlenswert (Dobosz 2023). Hierfür haben sich 35 Watt Metaldampflampen bewährt. Die Beleuchtung kann in den Sommermonaten 12 Stunden, während des Winterhalbjahres 8–10 Stunden in Betrieb sein.

Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht

Ausreichende Calciumversorgung ist das ganze Jahr über wichtig, bei trächtigen Weibchen unabdingbar. Nachtabsenkung und ausreichende Luftfeuchtigkeit ist zu beachten. Regelmäßiges Sprühen aber eine gute Luftzirkulation sind wichtig (Hamann 2009).

Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Jungtierversluste sind bei entsprechender mineral- & vitaminreicher Versorgung vorhanden, aber gering. Aufzucht gelegeweise oder in Kleingruppen bis zu 4 Tieren gleicher Größe. Futterneid kann Auslöser zur Nahrungsaufnahme sein. In Einzelhaltung gehaltene Schlüpflinge verweigerten teilweise die Nahrungsaufnahme. Tägliches Sprühen ist bei der Jungtieraufzucht unverzichtbar
Lebenserwartung in Haltung	Durchschnittlich ca. 8–10 Jahre. ♂♂ max. 12 Jahre, ♀♀ max. 13 Jahre.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Verhältnismäßig selten. In Zoologischen Einrichtungen spielte die Haltung des Helmkopfgeckos quasi nie eine Rolle, trotz seines attraktiven Aussehens. Als ehemalige Haltungen sind in der Zootierliste lediglich der Tierpark Friedrichsfelde in Berlin, der Zoo Frankfurt, der Tiergarten Nürnberg, das Reptiliencenter in Malmö, Schweden, das Vivarium in Lausanne, Schweiz, sowie der Cotswold Wildlife Park in Burford, Vereinigtes Königreich genannt. Einzige aktuelle Haltung (Stand 10.2024) findet im Zoo Prag in Tschechien statt. Dort ist auch die Zooerzucht 2022 erfolgt (Graf et al. 2024). In Privathaltung erfolgt die Zucht seit 1986 jährlich und wurde erstmalig von Seuffer (1988) dokumentiert. Anfänglich waren die Tiere zwar als „äußerst haltbar“ beschrieben (Ahl 1930), jedoch gelang die Zucht nicht. Senfft (1931) pflegte seine Tiere ebenfalls erfolgreich, konnte aber keine Eiablage verzeichnen. Erwähnenswert ist die erstmalige Anmerkung von Friedel (1967), dass Helmkopfgeckos im Terrarium züchtbar sind. Friedel beobachtete mehrfach Kopulationen. Die erfolgten Gelege wurden jedoch durch eine im Terrarium lebende Schildkröte zerstört. Rieppel (1973) war mit seiner Haltung zwar nicht langfristig erfolgreich, lieferte aber gute Daten zur Ökologie von <i>Tarentola chazaliae</i>. Auch Schulte (1974) beschreibt mehrere Eiablagen, jedoch bemerkte er, dass die Eier sehr schnell austrockneten und empfahl sie in feuchtes Moos zu betten. Dies ist als grundlegend falsch anzusehen. Die Vermutung liegt nahe, dass die Eier bei Schulte eine nicht kalzifizierte Eischale aufwiesen und deshalb weichschalig erschienen. Befruchtete Eier von <i>T. chazaliae</i> sind grundsätzlich dünnwandig, aber hartschalig und dürfen nicht in feuchtes Substrat gebettet werden, sondern müssen in trockenem Substrat inkubiert werden. Kontaktfeuchte ist stets zu vermeiden. Eine etwas erhöhte Luftfeuchtigkeit lässt sich durch ein separat im Inkubator aufgestelltes Gefäß oder im Inkubationsbehälter selbst, mit einem wassergefüllten Flaschendeckel realisieren. Um ein Ertrinken von Schlüpflingen zu verhindern, sollte dieser mit Watte, Schaumstoff oder Seramis-Granulat gefüllt sein. Grundsätzlich ist eine hohe Versorgung mit Kalzium der ausschlaggebende Punkt, bei der erfolgreichen Vermehrung von <i>T. chazaliae</i>. Dies kann zum einen gezielt über die Nahrung gesteuert werden. Bei Seuffer (1988) war dies beispielsweise das Verfüttern von Kellersasseln, <i>Porcellio scaber</i> welche den Erfolg in der Zucht brachten. Bei einer Ernährung primär mit Heimchen, <i>Acheta domestica</i> kann die ausreichende Versorgung mit Kalzium auch über den Bodengrund gewährleistet werden. Ein hoher Anteil an feinem Muschelgrit im Substrat des Terrariums stellt die jederzeit verfügbare Kalziumquelle dar (Van Ham, pers. Mitteilung). <i>Tarentola chazaliae</i> tauchte bis heute nie häufig und in großen Stückzahlen in der Terraristik auf, allerdings ist die Haltung und vereinzelt auch die Zucht kontinuierlich über die Jahre in der Literatur dokumentiert (Ahl 1930, Friedel 1967, Rieppel 1973, Schulte 1974, Seuffer 1988, Rösler 1995, Modry 1996, Ineich et al. 1997, Wilms 2000, Campmany Garcia & Déniz Suárez 2001, Bonetti 2002, Henkel & Schmidt 2003a und 2003b, Drews 2004, Gramentz 2005, Rösler 2005, Rogner 2005, Bergmann 2006, Hamann 2009, Wirth 2013, Dobosz 2023).
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Kein Anfängertier. Werden die angesprochenen Parameter erfüllt, sind adulte Nachzuchten vollkommen problemlose Terrarieninsassen.
Sterblichkeit in den	Geringe Sterblichkeitsrate bei mineralstoffreicher Aufzucht. Teilweise Ausfälle durch Häutungsprobleme (eventuell durch zu geringe Luftfeuchtigkeit hervorgerufen).

ersten Lebensjah- ren	
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Ja, seit 1987 F2 (Seufer 1988). Mittlerweile sind einige Nachzuchtgeneration von Helmkopfgeckos in der Zucht.
Befragungen	15 (privat), davon 13 Züchter*innen und 2 Halter*innen.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Affre, A., I. Ineich & S. Ringuet (2005): West-Africa, Madagascar, Central- and South America: Main origins of the CITES-listed lizard pet market in France. *Herpetological Review* 36(2): 133-137.
- Ahl, E. (1930): Der Helmgecko. *Das Aquarium* 4: 190-191.
- Arnegger, J. & N. Aransay (2011): Marokkos Nationalparks: Naturschutz und/oder touristische Inwertsetzung? *Natur und Landschaft* 86(2): 59-63.
- Auliya, M. (2003): Hot trade in cool creatures: A review of the live reptile trade in the European Union in the 1990s with a focus on Germany. Brussels, Belgium (TRAFFIC Europe): 112 pp.
- Barnestein, J.A., D. Donaire-Barroso, J.P. de la Vega, A Valdeón & E.H. El Mouden (2012): Contribución al conocimiento de la herpetofauna de Marruecos: Nuevos datos corológicos (octubre 2003). *Butlletí de la Societat Catalana d'Herpetologia* 20: 57-71.
- Bauer, A.M. (2013): *Geckos. The animal answer guide*. Baltimore (Johns Hopkins University Press): 159 pp.
- Bergmann, J. (2006): *Geckos – Day Geckos, Tokay Geckos plus New Caledonian and more!* Irvine, CA (The Herpetoculture Library): 159 pp.
- Bonetti, M. (2002): 100 Sauri. Milano (Mondadori): 192 pp.
- Bons, J. (1959): Les lacertiliens du sud-ouest Marocain; systematique, repartition géographique, ethologie, ecologie. *Travaux de l'Institut Scientifique Chérifien, Série Zoologie* 18: 1-130.
- Bons, J. (1967): *Recherches sur la biogéographie et la biologie des amphibiens et de reptiles du Maroc*. Montpellier (Thèse Doctorat d'Etat, Faculté des Sciences, Université de Montpellier): 321 pp.
- Bons, J. & P. Geniez (1996): *Amphibiens et Reptiles du Maroc (Sahara Occidental compris). Atlas biogéographique*. Barcelona (Asociación Herpetológica Española): 319 pp.
- Bons, J. & B. Girot (1962): Clé illustrée des reptiles du Maroc. *Travaux de l'Institut Scientifique Chérifien, Série Zoologie* 26: 1-64.
- Bons, J. & B. Girot (1974): *Amphibiens et reptiles de la Province de Tarfaya*. Cahiers de la Recherche Agronomique 33: 197-226.
- Bulletin Officiel Maroc (2011): Dahir n 1-11-84 portant promulgation de la loi n 29-05 relative relative la protection des espèces de faune et de flore sauvages et au contrôle de leur commerce. Bulletin officiel n° 5962, 21 juillet 2011, p. 1860 à 1868.
- Campmany Garcia, M. & M.S Déniz Suárez (2001): *Geckonia chazaliae*. *Reptilia GB* (Barcelona) 17: 48-51.
- Carranza, S., E.N. Arnold, J.A. Mateo & P. Geniez (2002): Relationships and evolution of the North African geckos, *Geckonia* and *Tarentola* (Reptilia: Gekkonidae), based on mitochondrial and nuclear DNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 23(2): 244-256.
- CITES (2022): Inclusion of the Helmethead gecko, *Tarentola chazaliae*, in Appendix II in accordance with Resolution Conf. 9.24 (Rev. CoP17). CITES CoP19, Proposal 16: 9 pp.

- de Melo, J.P. (2016): Combining ecological niche modelling and phylo-geographic analyses to address climatic stability and persistence in four *Tarentola* species across the West Sahara. Porto (Universidade de Porto): 98 pp.
- Drews, O. (2004): Terrarientiere von A bis Z. Reptilien, Amphibien, Spinnentiere, Insekten. München (Gräfe & Unzer): 256 pp.
- Dobosz, H. (2023): Husbandry of Helmethead Geckos. Responsible Herpetoculture Journal 10: 18-22.
- Elbahi, A., C. Lawton, W. Oubrou, M. El Bekkay, M., J. Hermas & M. Dugon (2022): Reptile biodiversity in Souss-Massa National Park: an internationally important hotspot in the Mediterranean region. Biodiversity Data Journal 10: e79088.
- Etude nationale sur la Biodiversité (1998): Biodiversité des Amphibiens et Reptiles. Rabat (Royaume de Maroc, Ministère de l'Environnement avec l'appui financier du Programme des Nations Unies pour l'Environnement (PNUE), Projet GEF /6105-92): 111 pp.
- Friedel, R. (1967): Zur Pflege von *Geckonia chazaliae*. Aquarien Terrarien 14: 390.
- García-Cardenete, L., J. Pleguezuelos, J. Brito, F. Jiménez-Cazalla, M.T. Pérez-García & X. Santos (2014): Water cisterns as death traps for amphibians and reptiles in arid environments. Environmental Conservation 41(4): 341-349.
- Geniez, P., J.-A. Mateo & J. Bons (2000): A checklist of the amphibians and reptiles of Western Sahara (Amphibia, Reptilia). Herpetozoa 13(3/4): 149-163.
- Geniez, P., J.A. Mateo, M. Geniez & J. Pether (2004): The amphibians and reptiles of the Western Sahara (former Spanish Sahara) and adjacent regions. Frankfurt (Edition Chimaira): 228 pp.
- González de la Vega, J.P. (2012): Geco de casco *Tarentola chazaliae* (Mocquard, 1895). Online available at http://www.moroccoherps.com/ficha/tarentola_chazaliae/ (Letzter Zugriff: 02.06.2024).
- Gramentz, D. (2005): Zum Defensivverhalten und Schrecklaut von *Geckonia chazaliae* Mocquard, 1895. Sauria 27(3): 23-28
- Günther, A. (1903): Reptiles from Rio de Oro, Western Sahara. Novitates Zoologicae 10: 298-299.
- Guerreiro, R.N.F.M. (2014): Biodiversity distribution in the western Sahara-Sahel: the role of environmental variation. Porto (Universidade de Porto): 23 pp.
- Hamann, G. 2009: Care and breeding of Helmeted geckos. Species spotlights, online article of 27 July at <http://www.geckotime.com/care-and-breeding-of-helmeted-geckos/> (Letzter Zugriff: 02.06.2024).
- Harris, D.J., A. Perera, M., Barata, P. Tarroso & D. Salvia (2010): New distribution notes for terrestrial herpetofauna from Morocco. North-Western Journal of Zoology 6(2): 309-315.
- Hasi, M., L.-F. Lopez-Jurado, J.-A. Mateo, P.-P. Saint-Andrieux & P. Geniez (1997): Nouvelles observations Herpetologiques au Sahara Occidental, 3. Bulletin de la Société Herpétologique de France 84: 33-38.
- Henkel, F. W. & W. Schmidt (2003a): Geckos – Biologie, Haltung, Zucht. 2. Auflage. Stuttgart (Ulmer): 175 pp.
- Henkel, F. W. & W. Schmidt (2003b): Praxisratgeber Geckos. Frankfurt (Chimaira): 159 pp.
- Henrique Cardoso, M.M. (2017): Diversity, distribution, and conservation of reptiles in the West Sahara-Sahel. Porto (Universidade de Porto): 99 pp.
- Hulbert, F. (1995): *Tarentola boehmei*. Sauria 17(3): 341-344.
- Ineich, I., A.T. Dia, B. Alphaly, F. Girard & F. Colas (1997): *Geckonia chazaliae* (Helmeted Gecko). Maximum Size. Herpetological Review 28(4): 202-203.

- Ineich, I., A.T. Dia, B.A. Ly & F. Colas (1998): Geographic Distribution. *Geckonia chazaliae*. Herpetological Review 29(1): 51.
- Ji, Y., Y. Li, F. Liu & D. Li (2020): Assessment of current trade of exotic pets on the internet in China. Biodiversity Science 28(5): 644–650.
- Joger, U. (1984a): Morphologische und biochemisch-immunologische Untersuchungen zur Systematik und Evolution der Gattung *Tarentola* (Reptilia: Gekkonidae). Zoologische Jahrbücher (Abteilung für Anatomie und Ontogenie der Tiere) 112(2): 137-256.
- Joger, U. (1984b): Taxonomische Revision der Gattung *Tarentola* (Reptilia: Gekkonidae). Bonner Zoologische Beiträge 35: 129-174.
- Joger, U. & W. Bischoff (1989): Erste Ergebnisse einer herpetologischen Forschungsreise nach Nord-west-Afrika. Tier und Museum 1: 99-106.
- Kern, W. (2021): Helmeted Gecko – A Complete Care Guide to *Tarentola chazaliae*. <https://www.youtube.com/watch?v=hjuHFF0gPIA> (Letzter Zugriff: 30.10.2024).
- Le Berre, M. (1989): Faune du Sahara. 1. Poissons-Amphibiens-Reptiles. Lechevalier, Paris (R. Chabaud): 332 pp.
- Leptien, R. (2009): Auf Exkursion in Marokkos Süden. Reptilia 14(75): 32-37.
- Loveridge, A. (1947): Revision of the African lizards of the family Gekkoniidae. Bulletin of the Museum of Comparative Zoology at Harvard College 98: 1-469.
- Martínez del Marmol, G., D.J. Harris, P. Geniez, P. de Pous & D. Salvi (2019): Amphibians and Reptiles of Morocco. Frankfurt (Edition Chimaira): 478 pp.
- Meiri, S., J.H. Brown & R.M. Sibly (2011): The ecology of lizard reproductive output. Global Ecology and Biogeography 21(5): 592-602.
- Mellado, J. & J.A. Mateo (1992): New records of Moroccan herpetofauna. Herpetological Journal 2: 58-61.
- Mocquard, F. (1895): Note sur quelques reptiles du Cap Blanc. Bulletin du Muséum d'Histoire Naturelle Paris 1: 310-312.
- Modry, D. (1996): The Helmethead gecko. Reptile & Amphibian Magazine 1996 (Nov./Dec.): 23-26.
- Nickel, H. (2002a): Expedition Westafrika. Reptilia 36, 7(4): 16-23.
- Nickel, H. (2002b): Durch die Wüste – Die Westafrika-Expedition des Museums Alexander Koenig. Reptilia 36, 7(4): 24-31.
- Padial, J.M. (2006): Commented distributional list of the reptiles of Mauritania (West Africa) Graellsia 62(2): 159-178.
- Pasteur, G. & J. Bons (1960): Catalogue des Reptiles actuels du Maroc. Revision de formes d'Afrique, d'Europe et d'Asie. Travaux de l'Institut Scientifique Chérifien, Série Zoologie 21: 1-134.
- Patan, A. (2024): Helmkopfgecko – Haltung und Pflege im Terrarium. <https://www.tropic-shop.de/cms/helmkopfgecko-haltung-und-pflege-im-terrarium> (Letzter Zugriff: 30.10.2024).
- Piehl, A. (2006): Bemerkungen zu den Eidechsen Marokkos. Die Eidechse 17(2): 33-41.
- Putz, T. (2024): Helmkopfgecko – Steckbrief und alles Wichtige zur Haltung & Pflege von *Tarentola chazaliae*. <https://www.gecko-haltung.de/helmkopfgecko.html> (Letzter Zugriff: 30.10.2024).
- Ramos, J.J. & del Campo, P.G. (2013): Depredación de *Malpolon mospessulanus* sobre *Tarentola chazaliae*. Boletín de la Asociación Herpetológica Española 24(2): 15-16.

- Rato, C., S. Carranza & D.J. Harris (2012): Evolutionary history of the genus *Tarentola* (Gekkota: Phyllodactylidae) from the Mediterranean Basin, estimated using multilocus sequence data. BMC Evolutionary Biology 12. <https://doi.org/10.1186/1471-2148-12-14>.
- Rieppel, O. (1973): Zur Kenntnis von *Geckonia chazaliae*. Aquarien Terrarien 20(7): 230-233.
- Rösler, H. (1995): Geckos der Welt – Alle Gattungen. Leipzig (Urania): 256 pp.
- Rösler, H. (2005): Vermehrung von Geckos. Offenbach (Herpeton): 270 pp.
- Rösler, H. (2018): Haftbar – Die einzigartige Welt der Geckos. Begleitheft zur Ausstellung im Naturkundemuseum Erfurt Mai-August 2018: 96 pp.
- Rogner, M. (2005): Echsen. Verbreitung, Pflege, Zucht. 2., aktualisierte und erweiterte Auflage. Stuttgart (Ulmer): 236 pp.
- Roth, L.S.V., L. Lundström, A. Kelber, R.H.H. Kröger & P. Unsbo (2009): The pupils and optical systems of gecko eyes. Journal of Vision 9(3): 1-11.
- Roth, L.S. & A. Kelber (2004): Nocturnal colour vision in geckos. Proceedings of the Royal Society B: Biology 271 (Supplement 6): S485-S487.
- Sánchez-Vialas, A. & J.A. de Rueda (2016): Evading the coast. The most continental record of *Tarentola chazaliae*. Boletín de la Asociación Herpetológica Española 27(2): 73-75.
- Schleich, H.H., W. Kästle & K. Kabisch (1996): Amphibians and Reptiles of North Africa. Königstein (Koeltz): 627 pp.
- Schlüter, U. (2001): Die Herpetofauna von Südwest-Marokko. Reptilia 31, 6(5): 43-49.
- Schulte, R. (1974): *Geckonia chazaliae*, der Helmgecko. DATZ 27(9): 319-322.
- Senfft, W. (1931): *Geckonia chazaliae* Mocquard. Wochenschrift für Aquarien- und Terrarienkunde, 28: 589-591.
- Seufer, H. (1988): Haltung und Zucht des Helmkopfgeckos *Geckonia chazaliae* in der zweiten Generation. Sauria 10(2): 21-25.
- Shiau, T.W., P.C. Hou, S.H. Wu & M.C. Tu (2006): A survey on alien pet reptiles in Taiwan. Taiwania 51(2): 71-80.
- Sindaco, R. & V.K. Jeremcenko (2008): The reptiles of the Western Palearctic. Latina (Edizioni Belvedere): 579 pp.
- Sow, A.S., F. Martínez-Freiría, P.-A. Crochet, P. Geniez, I. Ineich, H. Dieng, S. Fahd & J.C. Brito (2014): Atlas of the distribution of reptiles in the Parc National du Banc d'Arguin, Mauritania. Basic and Applied Herpetology 28: 99-111.
- Stemmler, O. (1972): Bericht über eine zweite Herpetologische Sammelreise nach Marokko im Juli und August 1970. Monitore Zoologico Italiano 6 (Supplement IV): 123-158.
- Straková, B., L. Kubička, J. Červenka & L. Kratochvíl (2024). Pivotal temperature is not for everyone: Evidence for temperature-dependent sex determination in three gecko species. Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological and Integrative Physiology 341: 597-605.
- The Local (2018): Swedish zoo kills 500 rescued lizards with liquid nitrogen. Online article of 14 April in The Local. <https://www.thelocal.se/20180414/zoo-vet-drops-500-rescued-lizards-in-liquid-nitrogen> (Letzter Zugriff: 30.10.2024).
- Trape, J.F., S. Trape & L. Chirio (2012): Lézards, crocodiles et tortues d'Afrique occidentale et du Sahara. Marseille (IRD Orstom): 503 pp.

- Uetz, P. & J. Hallermann (2020): *Tarentola chazaliae*. Reptile Database Reptarium. Available at <https://reptile-database.reptarium.cz/species?genus=Tarentola&species=chazaliae> (Letzter Zugriff: 30.05.2024).
- UNEP-WCMC (2009): Review of non-CITES reptiles that are known or likely to be in international trade. Brussels (The European Commission, Directorate General Environment, Directorate E – Global & Regional Challenges, LIFE ENV.E.2. – Global Sustainability, Trade & Multilateral Agreements): 86 pp.
- Velo-Antón, G., M. Henrique, .V. Liz, F. Martínez-Freiría, J.M. Pleguezuelos, P. Geniez, A. Crochet & J.C. Brito (2022): DNA barcode reference library for the West Sahara-Sahel reptiles. *Scientific Data* 9(1): 459.
- Wilms, T. (2000): *Geckonia chazaliae*. *Reptilia* 23(5): 47-50.
- Wilms, T., P. Wagner, P. Geniez, J.A. Mateo, U. Joger, J. Pleguezuelos, T. Slimani & E.H. El Mouden (2013): *Tarentola chazaliae* – Helmethead Gecko. The IUCN Red List of Threatened Species 2013: e.T199698A2609259.
- Wirth, M. (2013): Alle Jahre wieder – Ökologie der Überwinterung von Amphibien und Reptilien. *Draco* 14(55): 6-25
- Zulueta, A. de (1909): Nota sobre reptiles de Cabo Juby (N.W. de Africa). *Boletín de la Sociedad Española de Historia Natural* 9: 354-355.

Felix Hulbert (25.07.2024)

Ein großer Dank geht insbesondere an H. Dobosz, J. Felka, A. Helmdag, M. Kroniger, T. Kusch, B. Lang, Ch. Langner, H. Nickel, U. Prokoph, R. Roks, F. Rosenau, H. Seuffer, D. Trobisch, R. Van Ham & T. Wilms für diverse Nachfragen, Hilfestellungen, Diskussionen & Literaturbeschaffung. Weiterhin ein großer Dank an die ungenannten Halter*innen, welche sich an der Befragung in unterschiedlichster Art und Weise beteiligten oder Hinweise gaben.

Phrynosomatidae

Phrynosoma Wiegmann, 1828

Allgemeines zur Gattung *Phrynosoma*

Die Krötenechsen der Gattung *Phrynosoma* haben Menschen seit jeher fasziniert. Das bizarre Aussehens dieser Echsen hat Liebhaber immer wieder angeregt, diese ungewöhnlichen Reptilien zu pflegen. Dabei sollte die Haltung und Vermehrung der einzelnen Arten aufgrund ihrer Nahrungsspezialisierung und besonderen Ökologie nur sehr erfahren Spezialisten vorbehalten bleiben.

Krötenechsen sind gedrunken wirkende, relativ kurzschwänzige und kurzbeinige Echsen aus der Familie Phrynosomatidae innerhalb der Leguanartigen (Iguania). Zahlreiche hornartige Fortsätze an Kopf und Rücken verleihen ihnen ein urtümliches, drachenartiges Aussehen (Powell & Russell 2023).

Über die evolutionäre Entstehung der hornartigen Kopfauswüchse existieren unterschiedliche Meinungen und hierzu wurde in der Vergangenheit wiederholt leidenschaftlich z. B. im renommierten „Science“ Magazin debattiert (Brodie et al. 2004, Christy 2004, Fouts 2004, Yosef 2004).

Sowohl ihr wissenschaftlicher als auch der deutsche Trivialname, sind eine Anspielung auf die krötenähnliche Körperform. Der Gattungsname leitet sich vom griechischen „phrynos“ = Kröte und „soma“ = Körper ab. Eine Bezeichnung, die neben dem gängigeren „Horned Lizard“ auch im angelsächsischen Sprachraum mit „Horned Toad“ nicht ungebräuchlich ist. Die eher kleinbleibenden Leguane erreichen Körperlängen zwischen acht und 13 Zentimetern. Das Verbreitungsgebiet dieser neuweltlichen Echsen erstreckt sich vom südlichen Kanada bis ins nördliche Guatemala (Hodges 2004, Nieto-Montes de Oca et al. 2014).

Neben ihrer eigenwilligen Physiognomie weisen Krötenechsen auch eine ganze Reihe einzigartiger Verhaltensweisen und ökologischer Anpassungen auf.

Als erstes ist hier eine der sicherlich spektakulärsten und eigenartigsten Abwehrstrategien im Tierreich zu nennen. Zur Feindabwehr sind Krötenechsen in der Lage einen gezielten Blutstrahl aus den Augenwinkeln über eine Distanz von bis zu 1½ m dem potentiellen Angreifer entgegen zu spritzen. Dies wird erreicht, indem der Blutfluss aus dem Kopf einschränkt wird, wodurch der Blutdruck steigt und kleine Blutgefäße um die Augenlider herum platzen. Das Blut verwirrt nicht nur Raubtiere, sondern schmeckt z. B. für Katzen und Hunde anscheinend auch extrem widerlich. Die Überlebensrate der Krötenechsen nach Kontakt mit hundeartigen Raubtieren steigt durch dieses Verhalten signifikant (Sherbrooke & Middendorf 2004). Es zeigte sich, dass die chemischen Komponenten im Blut, die hierfür verantwortlich scheinen, bereits im zirkulierenden Blut vorhanden sind und nicht wie früher angenommen wurde, durch spezielle Drüsen beigefügt werden. Man geht heute davon aus, dass die Aufnahme großer Mengen giftiger Ernteamaisen (*Messor* spp.) dafür verantwortlich ist. Nur bei drei eng verwandten Arten (*P. mcallii*, *P. modestum* und *P. platyrhinos*) konnte bis jetzt noch kein „Blutspritzen“ festgestellt werden. Hierbei ist allerdings noch unklar, ob die genannten Arten dies nur äußerst selten tun oder hierzu nicht in der Lage sind (Sherbrooke & Middendorf 2001).

Sherbrooke & Schwenk (2008) stellten fest, dass Krötenechsen ihre Beutetiere nicht zerbeißen oder kauen, sondern direkt herunterschlucken, obwohl die in großen Mengen erbeuteten Ern-

teameisen der Gattung *Pogonomyrmex* durchaus aggressiv sind und schmerzhaft stechen können. Die Ameisen werden während des Verschluckens durch von besonderen Rachenpapillen abgesonderten Schleimfäden immobilisiert und können die Krötenechsen im Rachenraum nicht verletzen. Durch Untersuchungen an frisch getöteten Krötenechsen weiß man, dass die Ameisen im Magen zu kleinen Kugeln zusammengerollt und im Schleim eingebunden sind.

Vor allem die Arten von Krötenechsen mit ausgeprägten Kopf- und Hinterhauptstacheln wenden noch eine weitere Abwehrstrategie an. Um zu vermeiden, dass sie am Kopf oder Hals gepackt werden, ducken sie sich, oder richten den hornbewährten Kopf gerade nach oben oder nach hinten. Außerdem wird der Körper abgeflacht, schräggestellt und an den Boden gedrückt. Dies lässt die Krötenechse für einen möglichen Fressfeind bedeutend größer erscheinen (Sherbrooke 1987a, Baur & Montanucci 1998).

Ähnlich wie Kröten, bewegen sich Krötenechsen eher träge, verharren oft bewegungslos und verlassen sich auf ihre bemerkenswerte Tarnung. Sie sind vor allem an trockene oder halbtrockene Gebiete angepasst. Die Stacheln auf dem Rücken und den Seiten der Echsen sind modifizierte Schuppen, die auch dem Wasserverlust durch die Haut entgegenwirken, während die Fortsätze auf dem Kopf echte Hörner sind, da sie einen knöchernen Kern aufweisen. In Anpassung an den oft wüstenartigen Lebensraum fehlt ihnen eine Harnblase (Divers & Camus 2020).

Eine interessante Gemeinsamkeit weisen die Angehörigen der Gattung *Phrynosoma* mit der nicht näher verwandten australischen Agamenart *Moloch horridus* auf. Sowohl der Dornteufel (*M. horridus*) als auch die *Phrynosoma*-Arten, weisen eine spezielle Struktur der Dorsalschuppen auf, die ihnen in ihren sehr ähnlichen ariden Lebensräumen, eine optimale Wasseraufnahme bei den seltenen Niederschlagsereignissen ermöglicht. Auch in anderen Aspekten treten auffällige Ähnlichkeiten zutage. Sowohl in morphologischer Hinsicht wie dem sehr stacheligen äußeren Erscheinungsbild, als auch in ihrem Verhaltensrepertoire lassen sich weitere, auf konvergente Entwicklung zurückzuführende Parallelen erkennen (Sherbrooke et al. 2007, Grant & Doherty 2008).

Die Krötenechsen der Gattung *Phrynosoma* gehören innerhalb der Leguanartigen (Iguania) zur kleinen Familie Phrynosomatidae. Zu dieser gehören außerdem die Gattungen *Callisaurus*, *Holbrookia*, *Petrosaurus*, *Sceloporus*, *Uma*, *Urosaurus* und *Uta*.

In Mexiko kommen alle 17 zurzeit als valide erachteten Arten der Krötenechsen vor (Uetz et al. 2024). Zehn Arten sind auch in den USA heimisch; eine Art (*P. asio*) erreicht im Süden annähernd Guatemala und 2 Arten (*P. douglasii* und *P. hernandesii*) erreichen im Norden kanadisches Territorium.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 18). Bereits 1992 war *P. coronatum* in CITES-Anhang II aufgenommen worden (CITES 1992), mit den Unterarten: *P. c. blainvillii* (Gray, 1839), *P. c. coronatum* (Blainville, 1835), *P. c. frontale* (Van Denburgh, 1894a), *P. c. jamesi* (Schmidt, 1922) und *P. c. schmidtii* (Barbour 1921), die heute teilweise als eigene Arten angesehen werden, siehe unten.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

- P. asio*: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 10 May 2012)
P. blainvillii: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 12 August 2016)
P. braconnieri: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)
P. cornutum: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)
P. coronatum: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)
P. ditmarsii: Keine ausreichenden Daten – DD (Data Deficient, assessed 01 March 2007).
P. douglasii: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)
P. goodei: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 13 August 2016)
P. hernandesi: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)
P. orbiculare: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)
P. mcallii: Gering gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 01 March 2007)
P. modestum: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)
P. platyrhinos: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 13 August 2016)
P. solare: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)
P. taurus: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)

Rote Listen der Herkunftsländer

Kanada

- P. douglasii*: Ausgestorben seit 2018 (extirpated) (COSEWIC 2018). Die Möglichkeit zur Wiederansiedlung von Nachzuchten soll jedoch geprüft werden (Environment and Climate Change Canada 2017).
P. hernandesi: Gefährdet und schutzbedürftig (imperiled/vulnerable (N2N3)) (Environment Canada 2015).

Mexiko

- P. asio* und *P. braconnieri*: Unter besonderem Schutz (Pr– Sujeta a protección especial) (SEMARNAT 2019)
P. cerroense, *P. mcallii*, *P. orbiculare* und *P. taurus*: Gefährdet (Amenzada) (SEMARNAT 2019).

USA

Die folgenden Angaben wurden aus Proposal 18 übernommen (CITES 2022):

- P. blainvillii*: Gefährdet (Vulnerable) in Kalifornien.
P. cornutum: Streng geschützt (Fully Protected) in New Mexico, Art von besonderer Bedeutung (Species of Special Concern) in Oklahoma und Colorado, bedroht (Threatened) in Texas
P. hernandesi: Streng geschützt (Fully Protected) in New Mexico, bedroht (Threatened) in Texas, und potenziell gefährdet (potentially at risk) in Montana
P. mcallii: Bedroht (Threatened) in Kalifornien und Arizona
P. platyrhinos ist im US Endangered Species Act nicht als geschützte Art gelistet. Die Bundesstaaten der USA, in denen diese Art vorkommt, haben individuelle Regelungen, die der Art

einen gewissen Schutz gewähren, aber das Schutzniveau variiert von Bundesstaat zu Bundesstaat und es gibt derzeit keine bundesstaatlichen Regelungen, die die Art auf nationaler Ebene schützen.

Gefährdungsfaktoren

Die Biotopzerstörungen schreiten unaufhaltsam voran, hier sind vor allem die Abholzung, vorrangig zur Produktion von Brennholz, Holzkohle und Weidelanderschließung, der letzten verbliebenen Eichen-, Kiefern-Eichen- und Nebelwälder in den Hochlagen von Mexiko zu nennen. Die fortschreitende Urbanisierung ländlich geprägter Gegenden und die Ausbreitung der Städte sind eine weitere Gefährdungsursache. Die Auswirkung des Klimawandels, lassen sich noch nicht voraussagen. Es ist aber zu vermuten, dass die negativen Auswirkungen vor allem für die Krötenechsenarten höherer Lagen, deren Ausweichmöglichkeiten begrenzt sind, erheblich sein werden.

Nicht zu unterschätzen ist auch die anthropogen verursachte Ausbreitung invasiver Arten. So wirken sich aus Brasilien und Argentinien eingeschleppte Ameisenarten auf Angehörige der Gattung *Phrynosoma* in Kalifornien und Texas negativ aus, da die Ameisen von den Echsen nicht gefressen werden, ihre bevorzugte heimische Ameisenbeute aber durch diese verdrängt wird (Manaster 2002, Henke & Fair 1998).

Der Einsatz von Pestiziden, hier vor allem Insektizide wirkt sich zunehmend auf die Quantität an Insekten aus (Henke et al. 1998, Price 1990).

Ursächlich für die CITES-Listung der Gattung *Phrynosoma* ist der Handel mit Wildfängen für die Terrarienhaltung. So wurden zwischen 2006 und 2015 aus den USA über 21.393 Exemplare von neun verschiedenen Arten der Gattung *Phrynosoma* exportiert, darunter auch einige Exemplare der mexikanischen Arten *P. asio*, *P. braconnieri* und *P. taurus*. Der Anteil an Nachzuchten lag hierbei mit 822 Exemplaren bei 3,8 %. Weitere 487 Jungtiere waren in Menschenobhut geboren / geschlüpft. Die mit Abstand am häufigsten exportierte Art war mit über 20.000 Exemplaren *P. platyrhinos* mit weitem Abstand gefolgt von *P. modestum* (496 Exemplare). Exportiert wurde in 32 verschiedene Länder, von denen Deutschland mit 3.371 Exemplaren das Hauptimportland war, gefolgt von den Niederlanden, England und Japan (alle Angaben aus CITES 2022b zu Auswertungen aus LEMIS 2006–2015 und LEMIS 2021).

Auch Mexiko exportierte legal zwischen 2020 und 2021, 602 Exemplare der Gattung *Phrynosoma* für den kommerziellen Handel, darunter vor allem *P. asio* und *P. taurus*. Davor wurde der Export aus Mexiko nur für wissenschaftliche Forschungszwecke erlaubt (SEMARNAT 2022, zitiert in CITES 2022b).

Haltung und Nachzucht der *Phrynosoma*-Arten

Einige Besonderheiten für die Haltung und Nachzucht gelten für alle *Phrynosoma*-Arten gleichermaßen, daher fassen wir dies hier zu Beginn des Kapitels zusammen. Auf die besonderen Bedürfnisse einzelner ovoviviparer bzw. viviparer Arten wird weiter unten in den entsprechenden Unterkapiteln eingegangen.

Baur schreibt bereits 1973, dass für die Pflege und Zucht von Krötenechsen ein Freilandterrarium unumgänglich sei. Unter heutigen Gesichtspunkten ist die technische Ausstattung, gerade in Bezug auf UVB-Metalldampflampen deutlich besser als in den Anfängen der erfolgrei-

chen Krötenechsenhaltung. Dennoch sollte ein temporärer Freilandaufenthalt immer angestrebt werden und trägt deutlich zur Vitalität der Tiere bei. Nachzuchterfolge bei der reinen Zimmerhaltung sind aber unter Einsatz geeigneter technischer Hilfsmittel möglich.

Als Wüstenbewohner ist es wichtig den Tieren einen ausreichenden Bodengrund aus Sand anzubieten. Insbesondere für Krötenechsen hat der Sand eine zusätzliche Bedeutung, da dieser nicht nur als Lauffläche dient, sondern sich die Tiere dort zum Schutz und zum Schlafen teilweise komplett eingraben.

Für alle Krötenechsen haben sich zusätzlich kleine trockene Sträucher im Terrarium bewährt. Optisch ansprechend sind z. B. kleine getrocknete Thymiansträucher und andere verholzende krautige Pflanzen. Auch die im Handel erhältlichen „Wüstensträucher“ eignen sich sehr gut.

Eine Bepflanzung von Krötenechsen-Terrarien kann mit Sukkulenten und Grasbüscheln vorgenommen werden, unter Berücksichtigung, dass in den Terrarien ein trocken heißes Klima herrscht. Als Bepflanzung eignen sich vor allem schmal- bzw. rundblättrige Arten, welche auch nach ihrem meist unweigerlichen Verkümmern im Zimmerterrarium weiterhin als Dekoration dienen.

Als Freilandterrarien haben sich großzügige Gazeterrarien, umgebaute Frühbeete und Volieren bewährt, da hier die Möglichkeit besteht, diese gut gegen Fressfeinde von außen zu sichern. Optimal ist es, wenn die großzügig bemessenen Freilandterrarien über einen Stromanschluss verfügen, sodass auch während kurzfristig bewölkten und kühleren Tagen zusätzlich beleuchtet und geheizt werden kann. Voraussetzung ist hierbei, dass im Bereich der elektrischen Beleuchtungsanlage eine transparente Abdeckung mit UV-durchlässigen Doppelstegplatten (PLEXIGLAS® ALLTOP) erfolgt, um die Elektrik vor Feuchtigkeit zu schützen. Wenn nicht sichergestellt werden kann, dass die Temperaturen während des Freilandaufenthaltes, insbesondere in den kühleren Frühjahrs- und Herbstmonaten zu sehr absinken, müssen die Tiere gegebenenfalls mehrmals täglich herausgeholt werden. Dies stellt bei Tieren, die diese Prozedur gewöhnt sind, kein Problem dar und wird seit Jahrzehnten praktiziert (Kunz 2009).

Eine kalte Überwinterungsphase ist bei nahezu allen Krötenechsenarten unverzichtbar, sei es für einen ausgewogenen Hormonhaushalt, ein intaktes Immunsystem oder auch korrektes Wachstum (Haase 2014a).

Voraussetzung, für die im Frühjahr und Sommer beginnende Fortpflanzungsperiode ist nicht nur die angesprochene Winterruhe, welche 3 bis 5 Monate dauern kann (Haase 2014b), sondern auch die nach der Winterruhe steigende Beleuchtungsintensität (vergl. Schulz 2018c). Auslöser für die auf den Sommer fallende Paarungszeit ist die Simulation der Monsunzeit aus dem natürlichen Verbreitungsgebiet. Durch vermehrtes Sprühen wird die Luftfeuchtigkeit erhöht. Wichtig ist jedoch, dass das Substrat trotzdem trocken bleibt.

Die Besonderheit in der Haltung und damit verbunden auch eine der größten Schwierigkeiten ist die Ernährung von Krötenechsen. Die Hauptnahrung aller Arten besteht aus Ameisen, sie beträgt in Ausnahmefällen nur 11,3 % bei *P. ditmarsii*, aber bis zu 88,8 % bei *P. solare* (Pianka & Parker 1975). Eine Haltung und Zucht von Krötenechsen gänzlich ohne die Zugabe von Futterameisen ist nicht zu empfehlen. Im Gegensatz zu anderen Echsenarten aus Trockengebieten, welche große Futtertiere zu sich nehmen und problemlos mehrere Tage fasten können, müssen Krötenechsen immer ausreichende Mengen an Kleinstinsekten zur Verfügung stehen. Zusätzlich zur regelmäßigen Gabe von Ameisen mit einem geringen Ameisensäureanteil wie bspw. Gelbe Wiesenameisen (*Lasius flavus*) oder Schwarze Wegameisen (*Lasius niger*) muss

den Tieren täglich „Ersatznahrung“ in Form von Ofenfischchen (*Thermobia domestica*) und Bohnenkäfern (*Bruchus quadrimaculatus*) angeboten werden. Insbesondere der Bohnenkäfer hat sich in den letzten Jahren als eine Bereicherung des Futtertierangebotes herausgestellt, da er nicht nur sehr einfach zu züchten ist, sondern als Nahrung für Wüsten- und Halbwüstenbewohner sehr gut geeignet ist (Schulz 2018b). Während kleine Grillen (*Gryllus* spp.) einen zu hohen Fettgehalt und zu wenig Ballaststoffe enthalten, sind junge Ägyptische Wanderheuschrecken (*Locusta migratoria*) oder Wüstenheuschrecken (*Schistocerca gregaria*) in entsprechend kleiner Größe eine gute Ergänzung als Futter für Krötenechsen (Schulz 2018a). Das Verdauungssystem der Tiere ist anfällig, besonders bei Jungtieren. Zu große und derbe Nahrung ist tödlich, dennoch ist ein hohes Maß an Ballaststoffen essenziell (siehe auch die Diskussion von Eisenberg 1999 und Baur 1999).

Aufgrund der geringen Territorialität können nahezu alle Arten der Gattung *Phrynosoma* in Gruppen mit mehreren Männchen zusammengehalten werden. Das Geschlechtsverhältnis sollte gleich oder zugunsten der Weibchen verschoben sein. Reine Männergruppen sind auch möglich. Nicht nur die innerartliche Aggressivität ist sehr gering ausgeprägt, auch die Vergesellschaftung mit anderen Krötenechsenarten ist durchaus möglich. Trächtige Weibchen werden kurz vor der Geburt bzw. Eiablage einzeln gesetzt.

Bei der Haltung muss versucht werden, die klimatischen Verhältnisse aus dem natürlichen Habitat möglichst genau nachzubilden. Dazu ist ein Studium der entsprechenden meteorologischen und klimatologischen Quellen unerlässlich.

Es ist zu beachten, dass Krötenechsen in der Winterruhe feuchtigkeitsempfindlich sind. Auch während der Sommermonate ist darauf zu achten, dass durch das häufige Sprühen zwar eine erhöhte Luftfeuchtigkeit erzielt werden soll, jedoch darf der Bodengrund nicht nass sein und muss schnell wieder abtrocknen können.

Laufende Energie- und Anschaffungskosten für eine ausreichende Beleuchtung ist nicht zu unterschätzen. Die Tiere sind schwierig in der Haltung, aber definitiv nicht unmöglich zu halten. Sie beanspruchen sehr viel Zeit und Fachwissen, um erfolgreich gehalten zu werden. Mit entsprechender Übung, Fachwissen und Erfahrung sind die Tiere jedoch in der Regel gut haltbar und züchtbar. Insgesamt kann festgehalten werden, dass die Haltung äußerst komplex ist.

Fazit

Krötenechsen galten seit jeher als kompliziert und anspruchsvoll in der Haltung und Zucht. Im Prinzip sind sie zwar sehr pflegeaufwändig und die Haltung und Zucht ist extrem zeitintensiv, aber nahezu alle Arten sind einigermaßen gut halt- & züchtbar, wenn die entsprechenden Parameter eingehalten werden. Allerdings sollte die Haltung dieser Arten lediglich durch Spezialist*innen erfolgen, da hier schon sehr viel Fingerspitzengefühl und Kenntnisse über die zu pflegende Art erforderlich ist. Insbesondere im deutschsprachigen Raum wurde ein Großteil der Arten seit über einem halben Jahrhundert erfolgreich gehalten und vermehrt. Die erste jemals in Menschenobhut gezüchtete Krötenechse, eine *Phrynosoma platyrhinos*, schlüpfte am 5. Juni 1972 bei Bertrand Baur (Baur 1973) in der Schweiz (Baur & Montanucci 1998). Baur war es auch, der maßgeblich zur Kenntnis der erfolgreichen Haltung und Zucht beigetragen hat und viele Halter*innen inspiriert, und mit der Begeisterung für diese außergewöhnlichen Echsen angesteckt hat. Insbesondere Arten wie *Phrynosoma asio* und *P. platyrhinos* haben mittlerweile ihren festen Platz in der Terraristik eingenommen, aber auch Arten wie *P. cornutum*, *P. modestum*, *P. orbiculare* und *P. solare* sind regelmäßig als gesunde Nachzuchten

von verantwortungsbewussten Züchter*innen zu erhalten, wohingegen die meisten anderen Arten nur in sehr geringen Stückzahlen vermehrt werden.

Schwierigkeiten bei der Identifizierung der von CITES gelisteten Arten

Im Listungsproposal CoP19 Prop.18 (CITES 2022b) wird ausgeführt, dass die Identifizierung auf Artenebene für Laien schwierig sei, und es darüber hinaus eine anhaltende, kontrovers geführte Debatte über die Taxonomie der Gattung gibt. Verschiedene Autoren erkennen 12 bis 21 Arten an (Sherbrooke 2020, Uetz et al. 2020, Köhler 2021). Die korrekte Artidentifizierung erfordert die Beurteilung einer Reihe von morphologischen Merkmalen wie der Anzahl der Reihen von Rückenschuppen, der Kerbe zwischen den Kopfhörnern, sowie deren Anzahl, der Länge des Schwanzes, der Rückenstreifen usw. (Sherbrooke 2003). Die Identifizierung ist bei Jungtieren noch schwieriger, die erst mit Erreichen der Geschlechtsreife entwickeln sich einige Merkmale wie die Endgröße der Hörner (Pianka & Parker 1975).

In der vorliegenden Bearbeitung werden die von Uetz et al. (2024) aktuell geführten Arten *Phrynosoma asio*, *P. blainvillii*, *P. braconnieri*, *P. cerroense*, *P. cornutum*, *P. coronatum*, *P. dimarsi*, *P. douglasii*, *P. goodei*, *P. hernandesi*, *P. mcallii*, *P. modestum*, *P. orbiculare*, *P. platyrhinos*, *P. sherbrookei*, *P. solare* und *P. taurus* berücksichtigt. Weitere Arten, die in der jüngsten Zeit in die Synonymie anderer Taxa verwiesen wurden, oder welche nun als Unterarten geführt werden, wurden nicht berücksichtigt. Wie eingangs ausgeführt, ist die Unterscheidung der dieser Taxa kompliziert und oft sicher nur genetisch zu verifizieren. Außerdem spielen diese o.g. synonymisierten Taxa im Handel und in der Haltung keine Rolle, und es liegen außerdem auch keine Angaben zur Lebensweise, Biologie und Haltung vor.

Wir haben uns für diese Ausarbeitung für eine Aufteilung der Gattung *Phrynosoma* in zwei Gruppen entschieden: Zum einen die lebendgebärende, zum anderen die eierlegenden Arten. Diese Auswahl wurde vor allem aufgrund von Gemeinsamkeiten in der Lebensweise, Habitatwahl sowie ihrer (Höhen-) Verbreitung getroffen, nicht aufgrund gemeinsamer taxonomischer Verwandtschaftsbeziehungen. Hodges (2004) stellt in seinen Untersuchungen zur Evolution der Viviparie bei Krötenechsen klar, dass Lebendgebären in keinem phylogenetischen Kontext steht und die viviparen Arten nicht monophyletisch sind.

Lebendgebärende (ovovivipare) Arten

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt in der Haltung / im Handel
<i>Phrynosoma braconneri</i>	Duméril & Bocourt, 1870	Kurzschwanz-Krötenechse	Short-tail Horned lizard Camaleón de Cola-Corta	Ja
<i>Phrynosoma ditmarsii</i>	Stejneger, 1906	Felsen-Krötenechse	Rock Horned lizard Camaleón de Roca	Ja
<i>Phrynosoma douglasii</i>	(Bell, 1829)	Zwerg-Kurzhorn-Krötenechse	Pygmy Short-horned lizard	Ja
<i>Phrynosoma hernandesi</i> ¹	Girard, 1858	Berg-Kurzhorn-Krötenechse	Mountain Short-horned lizard Camaleón Cuernitos de Hernandez	Ja
<i>Phrynosoma orbiculare</i>	(Linnaeus, 1758)	Mexikanische Kurzhorn-Krötenechse	Mountain Horned lizard Camaleón de Montaña	Ja
<i>Phrynosoma sherbrookei</i>	Nieto-Montes De Oca, Arenas-Moreno, Beltrán-Sánchez & Leaché, 2014	Guerrero-Krötenechse	Guerreran Horned lizard	Ja
<i>Phrynosoma taurus</i>	Bocourt, 1870	Büffelhorn-Krötenechse	Mexican Horned lizard Camaleón Toro	Ja

Im Folgenden werden hier zuerst die sieben lebendgebärenden Arten bearbeitet. In Anpassung an ihr Vorkommen in höheren Gebirgslagen oder eine weit nördlich gelegene Verbreitung hat sich bei Ihnen im Laufe der Evolution eine ovovivipare Fortpflanzungsweise entwickelt. Wichtige Erkenntnisse zur Entwicklung der Viviparie innerhalb der Gattung *Phrynosoma* finden sich in Hodges (2004).

1 Folgende in CoP19 Prop. 18 (CITES 2022b) genannte Arten des *Phrynosoma douglasii*-Arten-Komplexes wurden von Köhler (2021) mit *P. hernandesi* synonymisiert. Die wenigen Angaben zur Lebensweise, Biologie und Haltung dieser Arten unterscheiden sich nicht von denen zu *P. hernandesi* und werden daher dort mit angeführt. Im Handel und in der Haltung spielen sie keine Rolle.

Phrynosoma bauri Montanucci, 2015 (Baur's Kurzhorn-Krötenechse, San Diego Horned Lizard, Baur's Short-horned Lizard). Eine Hybridisierung von *P. bauri* mit *P. hernandesi* wurde durch Montanucci (2015) festgestellt;

Phrynosoma brevirostris Girard, 1858 (Great Plains Kurzhorn-Krötenechse, Great Plains Short-horned Lizard);

Phrynosoma diminutum Montanucci, 2015 (San Luis Tal-Krötenechse, San Luis Valley Short-horned Lizard);

Phrynosoma ornatissimum Girard, 1858 (Desert Short-horned Lizard, Wüsten-Kurzhorn-Krötenechse).



Abb. 5: *Phrynosoma* spp. – einige lebendgebärende (ovovivipare) Arten

- a *P. braconnieri* ♂ Santiago Yolomécatl, Oaxaca, Distr. de Putla, 2.108 m ü. NN (P. Heimes)
- b *P. braconnieri* (J. Schulz)
- c *P. ditmarsii* (A. Duarte)
- d *P. douglassi* (P. Freed)
- e *P. hernandesi* (J. Schulz)
- f *P. orbiculare cortezii* ♀ San Salvador El Seco, Puebla, 2.390 m ü. NN (P. Heimes)
- g *P. orbiculare* (K. Kunz)
- h *P. orbiculare* Jungtiere (K. Kunz).



Abb. 6: *Phrynosoma* spp. – weitere lebendgebärende (ovovivipare) Arten

- a *P. hernandesi* (J. Schulz)
- b *P. sherbrookei* ♀ Tenexatlajco, Guerrero, 2.000 m ü. NN (P. Heimes)
- c *P. taurus* ♂ El Aguacate, Puebla, 1.910 m ü. NN (P. Heimes)
- d *P. taurus* mit Jungtier (J. Schulz).

Morphologie und Taxonomie

Diese Zusammenstellung zur Morphologie und Taxonomie orientiert sich im Wesentlichen an der Reptile Database (Uetz et al. 2024). Detaillierungen, Ergänzungen und Abweichungen sind gesondert referenziert.

Phrynosoma braconneri Duméril & Bocourt, 1870 – Wie der deutsche Trivialname schon vermuten lässt, unterscheidet sich die Kurzschwanz-Krötenechse von den meisten Arten der Gattung *Phrynosoma* durch einen extrem kurzen Schwanz. Er ist kürzer als der Kopf. Die Schläfenstacheln sind etwa ebenso lange wie die Hinterhauptstacheln; hierdurch unterscheidet sie sich deutlich von der ebenfalls sehr kurzschwänzigen *P. taurus*. Es werden für *P. braconneri* Kopfrumpflängen von 60–70 mm angegeben (Pianka & Parker 1976, Baur & Montanucci 1998, Werning 2014). Die Kopfstacheln sind mittelmäßig stark ausgeprägt und fast gleich lang; lediglich die beiden etwas isoliert sehenden Stacheln im Zentrum sind etwas kräftiger gebaut. Die kryptische dorsale Grundfärbung der Art ermöglicht ihr eine hervorragende Tarnung. Das aus verschiedenen Brauntönen bestehendes Flecken- und Streifenmuster ist individuell sehr unterschiedlich und ermöglicht den Tieren geradezu ein „Verschmelzen“ mit dem Untergrund. Dieses Fleckenmuster ist besonders entlang des längs verlaufenden Dorsalbandes sichtbar, während die beiden recht breiten Flankenbänder oft nahezu zeichnungslos sind (Montanucci 1989c). Tiere aus halbwüstenartigen Biotopen sind meist deutlich heller gefärbt als jene aus Kiefern-Eichenwäldern höher gelegener Lebensräume (Montanucci 1979).

Phrynosoma ditmarsii Stejneger, 1906 – Die Kombination aus Stummelschwanz und auffallend reduzierter Krone aus Hinterhauptstacheln macht die Art unverwechselbar. Die Reduktion der Kopfstachel ist noch ausgeprägter als bei der ansonsten recht ähnlichen Art *P. hernandesii* (Turner et al. 2017). Die Felsen-Krötenechse ist eine mittelgroße Krötenechsenart, die 76–90 mm KRL erreicht. Die dorsale Grundfärbung variiert in roten, braunen, grauen oder gelblichen Tönen. Im hinteren Rückenbereich können dunkle Querbänder auftreten. Die Ventralseite ist weißlich mit stark gekielten Schuppen. Diese Echsen weisen eine einzelne Reihe seitlicher Ventralrand-Schuppen auf, die abgestumpft pyramidenförmig erscheinen. Der Schwanz ist sehr kurz. Der Kopf ist breiter als lang und hat einen hohen Postorbitalkamm, der von der Spitze des Orbitalwulstes bis zu den äußeren vergrößerten Temporallappen reicht. Die Hinterhaupt- und Schläfenhörner sind abgerundet und stark reduziert. *P. ditmarsii* sind langgliedrige Krötenechsen im Vergleich zu den oberflächlich ähnlichen *P. douglasii*. Dies wird als Anpassung an den felsigen Lebensraum interpretiert (Montanucci 1987). Detaillierte Angaben zu den Pholidosewerten finden sich bei Hodges (1995).

Phrynosoma douglasii (Bell, 1829) – zu dieser Art werden aktuell keine Unterarten anerkannt (Uetz et al. 2024), siehe hierzu aber auch die Anmerkungen bei *P. hernandesii*. Der Artname „*douglasii*“ wurde zu Ehren des schottischen Botanikers David Douglas vergeben. Die taxonomische und nomenklatorische Historie des *P. douglasii*-Artenkomplexes ist wildbewegt. Die frühere Unterart *P. douglasii hernandesii* (Girard, 1858) wurde von Zamudio et al. (1997) in den Artstatus erhoben. Die früheren Unterart *P. d. brevirostre*, *P. d. ornatissimum* und *P. d. ornatum* wurden von Zamudio et al. (1997) mit *P. hernandesii* synonymisiert. Montanucci (2015) validierte *P. brevirostre* und *P. ornatissimum* erneut, bevor Leaché et al. (2021) *P. bauri* und *P. brevirostre* in die Synonymie von *P. hernandesii* stellten. *P. douglasii brachycercum* wurde von Montanucci (2015) *P. ornatissimum* zugeordnet. Die Ergebnisse der molekulargenetischen Arbeit von Leaché et al. (2021) zeigen, dass hier weiterhin Forschungsbedarf besteht und mit weiteren taxonomischen und nomenklatorischen Konsequenzen zu rechnen ist. Wie der Name „Zwerg-Kurzhorn-Krötenechse“ schon impliziert, ist *P. douglasii* eine kleine Art und weist eine Kopf-Rumpflänge von etwa 3–6,5 cm auf. Der Körperbau entspricht der krötenechsentypischen gedrungenen und deutlich abgeflachten Gestalt. Der Kopf weist eine extrem kurzstachelige Krone auf. Im Vergleich zu den schlankeren Schnauzen der meisten Krötenechsen, hat *P. douglasii* ein „stumpfnasiges“ Seitenprofil und relativ kurze Beine. Der Rumpf ist von einer Reihe spitzer Schuppen gesäumt. Die Bauchschuppen sind glatt. Die Dorsalfärbung ist je nach Jahreszeit und Region graubeige, gelblich oder rötlich-braun. Zusätzlich gibt es zwei Reihen größerer, dunkler Flecken auf dem Rücken. Die Art ist zu einem physiologischen Farbwechsel befähigt. Während der Paarungszeit, wenn sie sich bedroht fühlt oder defensiv reagiert, werden ihre Farben intensiver. Detaillierte Pholidosewerte sind z. B. Montanucci (2015) zu entnehmen.

Phrynosoma hernandesii Girard, 1858 – Folgende Unterarten werden genannt (umstritten, siehe Köhler 2021, Leaché et al. 2021 sowie Uetz et al. 2024):

P. hernandesii bauri Montanucci, 2015

P. hernandesii brevirostre Girard, 1858

P. hernandesii diminutum Montanucci, 2015

P. hernandesii hernandesii Girard, 1858

P. hernandesii ornatissimum Girard, 1858

P. hernandesii ornatum Girard, 1858

Einigen der o.g. Taxa wurde in der Vergangenheit wiederholt auch Artrang zugebilligt: *P. (h.) ornatissimum*, *P. h. brachycercum*, *P. h. brevirostre*, *P. h. diminutum*, *P. h. ornatum*, *P. (h.) bauri* (vgl. Uetz et al. 2024). Der wissenschaftliche Name der Art ist dem spanischen Arzt Francisco Hernández Médico gewidmet, der 1651 als erster über gehörnte Eidechsen aus der Neuen Welt berichtete (Sherbrooke, 2003). Die Berg-Kurzhornkrötenechse (*P. hernandesii*) wird oft mit ihrer nahen Verwandten, der Zwerg-Kurzhornechse (*P. douglasii*) verwechselt. Beide weisen einen sehr ähnlichen Körperbau auf, wobei die Kopfbestachelung bei *P. hernandesii* weniger deutlich reduziert ist als bei *P. douglasii*. Bis vor kurzem wurde *P. hernandesii* als Unterart zu *P. douglasii* gestellt (siehe taxonomische Bemerkungen zu *P. douglasii*). Man kann beide Arten bei adulten Exemplaren leicht anhand des beträchtlichen Größenunterschiedes unterscheiden; Exemplare von *P. douglasii* sind deutlich kleiner als solche von *P. hernandesii*. *P. hernandesii* ist eine sehr variable Art, bei der sich die unterschiedlichen geografischen Populationen mitunter deutlich in Farbe, Muster und Größe unterscheiden. Adulte *P. hernandesii* erreichen je nach Herkunftsgebiet Kopf-Rumpflängen von etwa 5 bis 13 cm. Es handelt sich immer um Krötenechsen-typisch abgeflachte, gedrungen gebaute Echsen. Der Rumpf ist von einer Reihe spitzer Schuppen gesäumt, während die Bauchschuppen glatt sind. In der Färbung überwiegen graue, gelbliche oder rötlich-braune Töne und auf dem Rücken befinden sich zwei Reihen großer dunkler Flecken. Die Tiere können innerhalb einer Population sehr variabel gefärbt sein und lassen sich anhand der Färbung geografisch keiner Subpopulation zuordnen (Sherbrooke 2003). Wenn sie bedroht werden oder aggressives Verhalten zeigen, werden ihre Farben ähnlich wie bei *P. douglasii* intensiver (Sherbrooke 1979).

Phrynosoma orbiculare (Linnaeus, 1758) – Es werden neben der Nominatform *P. orbiculare orbiculare* (Linnaeus 1758) aktuell noch vier weitere, nicht unumstrittene Unterarten unterschieden (vgl. Baur & Montanucci 1998, Uetz et al. 2024):

P. orbiculare bradti Horowitz 1955

P. orbiculare boucardii (Duméril & Bocourt 1870)

P. orbiculare cortezii (Duméril & Bocourt 1870)

P. orbiculare dugesii (Duméril & Bocourt 1870).

Köhler (2021) synonymisierte die von Horowitz (1955) beschriebene Unterart *P. orbiculare orientale* mit *P. orbiculare dugesii*.

Der wissenschaftliche Artname leitet sich von orbis (= kreisförmig) ab und nimmt Bezug auf die rundliche Körperform. Die dorsale Körperbeschuppung von *P. orbiculare* erscheint auffällig stachelig. Den Übergang zum Ventralbereich bildet eine charakteristische einzelne Reihe seitlicher Bauchrandschuppen. Die beiden Hinterhauptstacheln sind kräftig ausgebildet. Sie sind breiter, gleich lang oder etwas kräftiger ausgebildet als die Schläfenstacheln. Die Ventralschuppen sind glatt und ungekielt. Der Schwanz gut entwickelt (Sherbrooke 2003, Baur & Montanucci 1998). *P. orbiculare* ist eine mittelgroße Krötenechsen Art. Sie erreicht im Schnitt eine Kopf-Rumpflänge von 6–7 cm. In Ausnahmefällen können auch Körperlängen von über 10 cm erreicht werden. Männchen bleiben meist etwas kleiner als die Weibchen. Der Schwanz misst bei Weibchen etwa 51 % der KRL, bei Männchen 62 % (Baur & Montanucci 1998).

Phrynosoma sherbrookei Nieto-Montes de Oca, Arenas-Moreno, Beltrán-Sánchez & Leaché, 2014 – Benannt wurde die Art nach Wade C. Sherbrooke in Anerkennung seiner zahlreichen und bedeutenden wissenschaftlichen Beiträge über Krötenechsen (Nieto-Montes de Oca et al. 2014). Ein besonderes Merkmal, das *P. sherbrookei* von den meisten anderen Krötenechsenarten unterscheidet, sind die auffällig gekielten Ventralschuppen. Von *P. asio* und *P.*

cornutum, die ebenfalls gekielte Bauchschuppen aufweisen, unterscheidet sich *P. sherbrookei* u. a. durch die deutlich geringere Körpergröße und den kürzeren Schwanz. *P. sherbrookei* ist nach heutigem Kenntnisstand am nächsten mit den beiden Arten *P. braconnieri* und *P. taurus* verwandt (Nieto-Montes de Oca et al. 2014). Von *P. braconnieri* unterscheidet sie sich dadurch, dass der äußere temporale Teil des Schädels posterio-dorsal in zwei Temporalstacheln endet (im Gegensatz zu *P. braconnieri*, welche posterio-dorsal drei verlängerte Temporalstacheln aufweist. *P. sherbrookei* unterscheidet sich von *P. taurus* neben verschiedenen morphologischen und pholidotischen Merkmalen vor allem durch eine kleinere Körpergröße (vgl. hierzu die Ausführungen bei Nieto-Montes de Oca et al. 2014 und Uetz et al. 2024).

Phrynosoma taurus Bocourt, 1870 – Diese Art hat zwei herausragende Merkmale: Neben der extremen Kurzschwanzigkeit ist dies in besonderem Maße die büffelartige, stark verlängerte Ausprägung der äußeren seitlichen Kopfhörner, die wie zwei zusammengewachsene Kopfstacheln mit zwei Spitzen erscheinen. Die inneren Occipitalstacheln sind extrem reduziert, was zu dem namensgebenden „zweihörnigen“, stierartigen Aussehen führt. Dieser „Schädelanker“ verleiht der Art innerhalb der Gattung *Phrynosoma* ein unverwechselbares Erscheinungsbild. Die hornartigen Fortsätze über den Augen sind ebenfalls recht ausgeprägt (Sherbrooke 2003). Die kleine bis mittelgroße Art erreicht Kopf-Rumpflängen von 6–8 cm bei maximal annähernd 10 cm. Das ermittelte Maximalgewicht betrug 29 g (Baur & Montanucci 1998). Die Färbung kann sehr vielfältig sein und richtet sich populationsbedingt meist nach den Gegebenheiten des Bodengrundes im jeweiligen Lebensraum. Graue, braune und beige-gelbe Farbtöne überwiegen meist. Die Dorsalmitte ist leicht aufgehellt, ebenso die Stachelsäume an den Körperseiten (Baur & Montanucci 1998). Ausführliche Beschreibungen zur Morphologie und Pholidose finden sich bei Bocourt (1870), Martin del Campo (1934) und Reeve (1952).

Verbreitung, Lebensraum und Lebensweise

Phrynosoma braconnieri: Endemisch für Mexiko; Nachweise liegen für die Bundesstaaten Oaxaca und Puebla vor (Zamudio & Parra-Olea 2000, Canseco-Márquez & Gutiérrez-Mayé 2010). Terra Typica: Oaxaca, Mexiko. Als Lebensraum von *P. braconnieri* werden Eichen-Kiefernwälder und trockenes Buschland in der Sierra Madre Oriental und der Sierra Madre del Sur in 1.900–2.250 m ü. NN angegeben (Montanucci 1979, Zamudio & Parra-Olea 2000, Canseco-Márquez & Gutiérrez-Mayé 2010).

Unter den viviparen und in großer Höhe lebenden *Phrynosoma*-Arten weist *P. braconnieri* eine der höchsten dokumentierten Körpertemperaturen auf (Lara-Reséndiz et al. 2015). Studien haben ergeben, dass die Körpertemperatur dieser Art im Freiland weder unmittelbar mit der aktuellen Luft- oder Substrattemperatur noch mit der Körpergröße der Tiere zusammenhängt. Interessanterweise wiesen die Männchen von *P. braconnieri* höhere Körpertemperaturen als die Weibchen auf (Woolrich-Piña et al. 2012). Díaz-Marín et al. (2019) untersuchten ob Umgebungstemperatur sowie Saisonalität Auswirkungen auf die Körpertemperatur einer *P. braconnieri*-Population haben. Sie stellten ganz im Gegensatz zu den oben erwähnten Rekordwerten bei der von ihnen untersuchten Population unter Einbeziehung nachaktiver Exemplare u. a. fest, dass die gemessenen Körpertemperaturwerte (Kloake) hier zu den niedrigsten gehören, die für die Gattung *Phrynosoma* registriert wurden. Es wird angenommen, dass der Fortpflanzungszyklus in etwa dem von *P. ditmarsii* entspricht (Baur & Montanucci 1998).

Phrynosoma ditmarsii: Endemisch des mexikanischen Bundesstaats Sonora. Die Entdeckungsgeschichte von *P. ditmarsii* gleicht einer Detektivgeschichte und ihre Verbreitung war lange ein ungelöstes Mysterium. Die nach dem bekannten ersten Reptilien-Kurator des Bronx Zoos Ray-

mond Lee Ditmars benannte Felsenkrötenechse wurde 1906 von Stejneger beschrieben. In herpetologischen Sammlungen waren nur drei Exemplare hinterlegt und bis Anfang der 1970er Jahre blieb die Art verschollen, da außer der vagen Angabe „mexikanisch Sonora“, nahe der Grenze zu den Vereinigten Staaten, nichts über die genaue Verbreitung bekannt war. Mittels Mageninhaltsuntersuchungen wurde versucht, die genaue Herkunft z. B. durch aufgenommene Bodenpartikel und gefressene Ameisen zu analysieren, und somit auch das Herkunftsgebiet von *P. ditmarsii* näher einzugrenzen. Erst 1971 tauchten dann weitere Exemplare auf und erstmalig konnten Aussagen zur Verbreitung und Lebensweise dieser seltenen Art getroffen werden (Roth 1971, Baur & Montanucci 1998, Sherbrooke 2003). Terra typica: Sonora, Mexico, unweit der Grenze zu Arizona.

Als Lebensraum werden südwestexponierte Geröllhalden mit lichten Eichen- oder Eichen-Kiefernwäldern, in Höhenlagen um 1.400 m ü. NN genannt. Die Geröllhalden sind teilweise stark überwachsen. Die Vegetation besteht aus verschiedenen Sträuchern, Gräsern und Sukkulenten (Hodges 1995). Im Frühling steigen die Temperaturen im Lebensraum rasch, im Mai/ Juni wird es sehr heiß und trocken. Ab Juli setzen die für die Region typischen Monsunregen ein und die Temperaturen sinken. Die Monsunregen können bis Oktober andauern. In den Monaten November bis April können Nachtfröste auftreten (Baur & Montanucci 1998).

***Phrynosoma douglasii*:** Nachweise für *P. douglasii* liegen für die US-amerikanischen Bundesstaaten Washington, Arizona, Colorado, Idaho, Kalifornien, Montana, Nebraska, Nevada, New Mexico, Nord Dakota, Oregon, Süd Dakota, Utah, Texas und Wyoming, vor. Für Mexiko ist die Art aus Chihuahua nachgewiesen. Das Vorkommen in British Columbia, Kanada, ist heute möglicherweise erloschen. Terra typica: „Irgendwo am Columbia River, Washington“.

Die Echsen leben in felsigen und sandigen Trockengebieten oder lichten Wäldern. Die Lebensräume sind vielfältig und reichen z. B. in New Mexico von grasigen und buschbestandenen Halbwüsten auf 1.200 m ü. NN (Degenhardt et al. 1996) bis zu alpinen Tundren in 3.424 m ü. NN (Gehlbach 1965). Der Lebensraum der im nördlichen Mexiko verbreiteten Population – die dem von uns hier als nicht valide aufgefassten Taxon *P. d. brachycercum* entspricht – liegt unterhalb von 120 m ü. NN und wird von Montanucci (1981) als offenes Grasland beschrieben. Die Ernährung von *P. douglasii* variiert von Region zu Region, je nach saisonaler Verfügbarkeit und je nach Alter oder Geschlecht. Jungtiere ernähren sich fast ausschließlich von Ameisen (89 %). Bei erwachsenen Echsen sinkt der Anteil an Ameisen auf etwa 72 %. Neben Ameisen wurden verschiedenen Spinnentieren, Käfern und Larven, Asseln, Schnecken, Nacktschnecken und Regenwürmern sowie Schmetterlingen und ihre Raupen als Nahrungskomponenten festgestellt. Auch pflanzliche Nahrung soll gelegentlich aufgenommen werden. Ameisen machen bei *P. douglasii* den Hauptanteil der natürlichen Nahrungsressource aus; der Anteil einer bestimmten Beuteart kann saisonal stark variieren (Lahti & Beck 2008). Als Fressfeinde werden neben verschiedenen Säugern und Vögeln wie Blauhäher (*Cyanocitta cristata*, *Cyanocitta stelleri*) und Raubwürger (z. B. *Lanius ludovicianus*) auch größere Echsen wie Leopardleguane (*Gambelia wislizenii*) genannt. Der Beginn der Aktivitätszeit nach der Winterruhe schwankt aufgrund des großen Verbreitungsgebietes und der unterschiedlichen Höhenverbreitung teils erheblich. Die Tiere erscheinen nach der Schneeschmelze zwischen Ende März und Anfang Juni. Die Populationen in Norden des Verbreitungsgebietes besiedeln grundsätzlich die tieferen Lagen, z. B. in Alberta im Südosten Kanadas zwischen 700 u. 900 m ü. NN. Die gemessenen Körpertemperaturen liegen im Sommer während der Hochphase ihrer Aktivität zwischen 33–35 °C (Powell & Russel 1984, Prieto & Whitford 1971, Pianka & Parker 1975). *P. douglasii* ist

allerdings in der Lage sich schon bei Körpertemperaturen von nur 6 °C normal zu bewegen (Degenhardt et al. 1996).

***Phrynosoma hernandesi*:** Dies ist die am weitesten verbreitete Krötenechsenart und kommt von Mexiko bis in den Süden von Alberta und Saskatchewan vor. Für die USA ist *P. hernandesi* aus den Bundesstaaten Arizona, Colorado, Idaho, Montana, Nebraska, Nevada, New Mexico, Oregon, North u. South Dakota, Texas, Utah und Wyoming nachgewiesen. In Mexiko ist sie aus Chihuahua dem nord-östlichen Sonora und Durango belegt. In Kanada gibt es Nachweise aus dem südöstlichen Alberta und dem südwestlichen Saskatchewan. Terra typica: „New Mexico und Sonora“. Von Smith & Taylor 1950 auf Santa Fe, New Mexico eingegrenzt, von Montanucci (2015) auf Fort Huachuca, Cochise County, Arizona. Nähere Ausführungen zu den einzelnen Unterarten siehe in der Reptile Database (Uetz et al. 2024).

Die Berg-Kurzhornkrötenechse besiedelt eine Vielzahl verschiedener Lebensräume von halbtrockenen Ebenen bis hin zu hohen Bergregionen. Vor allem im Süden ist die Art überwiegend ein Bewohner trockener Bergregionen, d. h. sie ist regional stenök (Kühnelt 1943). Je nach Verbreitungsgebiet kommt sie aber in Höhenlagen zwischen 170 und 3.440 m vor. So werden beispielsweise die Kurzgrasprärien der Great Plains, von „Sagebrush“-Pflanzengesellschaften (u. a. *Artemisia tridentata*) dominierte Prärien und Halbwüsten, und lockere Wacholder- und Kiefernwälder als Habitate angeführt. Die Bodenbeschaffenheit in diesen Lebensräumen kann steinig oder felsig sein, besteht aber normalerweise aus feinem, lockerem Boden oder Sand (Stebbins 2003, Hodges in Jones & Lovich 2009). Die Große Kurzhornechse weist eine hohe Kältetoleranz auf, sie kann im rauerem Klima höheren Lagen und weiter nördlich als die meisten anderen andere *Phrynosoma*-Arten überleben. So ist sie z. B. die einzige Vertreterin ihrer Gattung im Bundesstaat Wyoming, der *P. hernandesi* als offizielles „Staatsreptil“ führt. Der Anteil an Ameisen an der Nahrung ist bei Berg-Kurzhornkrötenechse geringer als bei den meisten anderen Arten, und der Anteil an anderen Arthropoden wie Grillen, Käfer, Spinnen usw. ist relativ hoch (COSEWIC 2007). In der Regel sind *P. hernandesi* von April bis September aktiv, wobei einzelne Individuen auch im März und Oktober angetroffen wurden. *P. hernandesi* gehören zu den kältetolerantesten Echsen überhaupt. Sie wurden aktiv bei Lufttemperaturen von nur 1,5 °C angetroffen und können aber auch in der heißesten Jahreszeit Körpertemperaturen von 41 °C aufweisen, die sie offensichtlich unbeschadet überstehen (Hodges in Jones & Lovich 2009). Weibchen neigen dazu während der aktiven Sommerperiode eine Reihe kleiner Reviere innerhalb eines größeren Areals zu errichten und bewegen sich insgesamt über relativ kurze Distanzen. Männchen dagegen legen größere Entfernungen zurück. In Populationen in Alberta wurde zwischen April und November Aktivität verzeichnet (COSEWIC 2007).

***Phrynosoma orbiculare*:** Die Art ist für Mexiko endemisch. Es liegen Nachweise aus den mexikanischen Bundesstaaten Aguascalientes, Chihuahua, Coahuila, Distrito Federal (Mexiko-Stadt), Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tlaxcala, Sinaloa, Sonora und Zacatecas vor. Terra typica: Mexico. Von Smith & Taylor 1950 auf „Mexiko-Stadt“ spezifiziert.

P. orbiculare kommt in einer Vielzahl von Primärlebensräumen vor; hierzu zählen sowohl trockenes Buschland, Kiefern-Eichen-Wälder, Eichenwälder als auch Wacholderwälder. Mexikanische Kurzhorn-Krötenechsen nutzen aber auch Sekundärbiotope wie landwirtschaftlich genutzte Flächen, wie z. B. Agaven- und Opuntienfelder als Lebensraum. Es werden vorrangig Habitate in Höhen zwischen 1.370 und 3.350 m ü. NN besiedelt (Davis 1953, Sherbrooke 2003). Baur & Montanucci (1998) berichten von einem sympatrischen Vorkommen von *P. orbiculare* und *P. douglasii* bei San José de Barbícora, Chihuahua, Mexiko. Der Anteil an Ameisen

in der Nahrung von *P. orbiculare* scheint größeren Schwankungen zu unterliegen. Montanucci (1981) gibt 40 % Ameisen an, die restlichen 60 % machen Käfer und andere Insekten aus. In einem anderen Fall lag der Ameisenanteil bei 82 %. Pianka & Parker (1975) wiederum fanden bei Mageninhaltsanalysen einen Ameisenanteil von nur 26 % und sonst überwiegend Käfer; in einem Fall sogar fast ausschließlich Käfer. Über die Lebensweise in der Natur ist nur wenig bekannt.

***Phrynosoma sherbrookei*:** Die Art ist ein Endemit Mexikos und bis jetzt nur von der Terra typica und zwei weiteren Fundorten in Guerrero bekannt (Nieto-Montes de Oca et al. 2014, Grummer 2014). Nieto-Montes de Oca et al. (2014) vermuten allerdings, dass das Verbreitungsgebiet in Guerrero deutlich größer ist und sich auch auf das angrenzende Puebla erstrecken könnte. Bei iNaturalist (2024) werden 6 Fundpunkte aufgeführt, einige liegen unweit der Grenze zu Puebla. Terra typica: Tenexatlajco, Gemeinde von Chilapa de Álvarez, Guerrero, Mexiko, in 1.997 m ü. NN. Koordinaten: 17.55437°N, 99.26973°W.

Das Klima am Typusstandort ist gemäßigt und subhumid mit sommerlichen Niederschlägen. Die Vegetation setzt sich aus mit Graslandflecken durchsetztem Eichenwald und Buschland mit Agavenarten und anderen krautigen Pflanzen zusammen (Rzedowski 1978). Das Gebiet ist stark von Landwirtschaft und Bodenerosion betroffen. Die Typenreihe wurde tagsüber auf einem kleinen Stück Grasland an einem Hang mit starker Erosion gesammelt (Nieto-Montes de Oca et al. 2014). Feldbeobachtungen eines Individuums und Kotanalysen von fünf Exemplaren zeigen, dass sich *P. sherbrookei*, wie für die meisten *Phrynosoma*-Arten typisch, von Ameisen ernährt. Die mittlere Körpertemperatur von 15 Exemplaren betrug 30,25 °C (±1,61 °C).

***Phrynosoma taurus*:** Diese Art ist ebenfalls ein Endemit Mexikos. Es liegen Nachweise aus den mexikanischen Bundesstaaten Guerrero, Morelos, Oaxaca und Puebla vor. Bei iNaturalist (2024) ist auch ein Nachweis aus dem Bundesstaat Mexiko (Estado de México) angeführt. Terra typica: Matamoras Izúcar, Puebla, Mexiko.

Die Büffelhorn-Krötenechse kommt in trockenem Buschland, Hochwüsten und sogar tropischen Trockenwäldern vor. *P. taurus* kann auch in Sekundärhabitaten wie auf traditionell bewirtschafteten Viehweiden und Rändern von extensiv bewirtschafteten Maisfeldern überleben (Pianka & Hodges 2007, Baur & Montanucci 1998). Nach Sherbrooke (2003) bewohnt *P. taurus* unterschiedliche trockene Lebensräume. Darunter saisonal laubabwerfendes tropisches Buschland und halbtrockene Gebiete mit üppiger Sukkulentevegetation wie Säulenkakteen. Obwohl *P. taurus* im Allgemeinen in niedrigeren Höhen (bis 1.500 m ü. NN) vorkommt als die ebenfalls in Oaxaca und Puebla heimische Art *P. braconnieri* kommen die beiden Arten gelegentlich sympatrisch vor. Montanucci (1979) gibt an, dass *P. taurus* in Guerrero in lichten Eichen-Dornbuschwäldern vorkommt wohingegen sie in Puebla in Halbwüsten lebt. Davis & Dixon (1961) geben als Habitat auf einem felsigen Hügel, lichten Chaparral-Eichenwald, an. In den Vorkommensgebieten der Art fällt der meiste Niederschlag in den Monaten Mai bis Oktober und beträgt im jährlichen Mittel 300–700 mm. In dieser Zeit ist es sehr heiß, sodass ein großer Teil der Feuchtigkeit schnell verdunstet. Temperaturen von über 30 °C können das ganze Jahr im Lebensraum vorkommen (Baur & Montanucci 1998). Im Vergleich zu anderen Mitgliedern der Krötenechengattung *Phrynosoma* ist über *P. taurus* wenig bekannt (Baur & Montanucci 1998). Montanucci (1989c) schließt aus der Kiefer- und Zahnmorphologie, dass sich die Art überwiegend von Ameisen ernährt. Auch Pianka & Parker (1975) fanden bei Mageninhaltsuntersuchungen von vier Exemplaren einen durchschnittlichen Volumenanteil von 56 % Ameisen. Baur & Montanucci (1998) zitieren Modry (schriftliche Mitteilung), welcher in Kotproben ausschließlich Reste von Ameisen ausmachen konnte.

Reproduktionsdaten

Die Angaben zur Reproduktion und zur Haltung und Nachzucht wurden, wenn nicht anders angegeben, aus den Befragungen zusammengestellt.

Thema	Angaben zur Reproduktion der lebendgebärenden (ovoviviparen) <i>Phrynosoma</i> -Arten
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Die Geschlechter lassen sich bei allen Arten der Gattung <i>Phrynosoma</i> eindeutig erkennen. Adulte ♂♂ sind nicht nur etwas kleiner und schlanker als die etwas massigeren ♀♀, sondern ihre Schwänze sind proportional auch etwas länger. Zudem ist die Schwanzwurzel durch die innenliegenden Hemipenistaschen der ♂♂ deutlich verdickt, insbesondere zur Paarungszeit. Bei <i>P. hernandesi</i> werden die ♀♀ deutlich größer als die ♂♂. Ein weiterer Geschlechtsunterschied lässt sich bei allen Arten (außer bei der oviparen <i>P. coronatum</i>, s. unten) feststellen. Unterhalb der Analspalte finden sich bei den ♂♂ eine Reihe deutlich vergrößerter Schuppen. Diese sind selbst bei Jungtieren (teilweise mit Zuhilfenahme einer Lupe) bereits zu erkennen. (Baur 1998).
Fortpflanzungsweise	Ovovivipar = eilebendgebärend Die Entwicklung der Eier vollzieht sich komplett im Mutterleib. Unmittelbar vor, oder während der Geburt schlüpfen die Jungtiere aus der dünnen Eihaut.
Geschlechtsreife	In der Regel setzt die Geschlechtsreife erst nach der 2. Überwinterung ein. Je nach dem, wann die Jungtiere geboren sind, ist dies nach ca. 1½ Jahren der Fall, ♀♀ benötigen mindestens 18 Monate bis zur Geschlechtsreife, ♂♂ können etwas früher geschlechtsreif werden. <i>P. braconneri</i> ♀♀ werden ab 60 mm KRL geschlechtsreif (Baur & Montanucci 1998). <i>P. douglasii</i> wird erst ab dem 2. Jahr geschlechtsreif. <i>P. ditmarsii</i> benötigt in beiden Geschlechtern 13 Monate bis zur Geschlechtsreife (Baur & Montanucci 1998).
Fortpflanzungs-saison	<i>P. braconneri</i> ist, je nach Vorkommensgebiet, ganzjährig aktiv. Geburten wurden sowohl im Juli als auch im Januar beobachtet (Baur & Montanucci 1998) <i>P. ditmarsii</i>: Paarungszeit August–Oktober, die Jungtiere werden in der Regenzeit, Juli–September, geboren (Baur & Montanucci 1998) <i>P. hernandesi</i>: Für wärmere Gebiete werden 16 Jungtiere als durchschnittliche Wurfgröße angegeben. In den kanadischen Populationen bringen erwachsene Weibchen Ende Juli oder Anfang August lebende Junge zur Welt. Die Wurfgröße variiert stark, und kann auch hier bei 10 Nachkommen oder mehr liegen. Die Überlebensrate der Neugeborenen wird allerdings als gering angegeben (COSEWIC 2007) <i>P. orbiculare</i> verpaart sich im Herbst und Winter (Suárez-Rodríguez et al. 2018) bzw. direkt nach der Winterruhe (Baur & Montanucci 1998). Die Jungtiere kommen dann im folgenden Sommer zur Welt (Haase 2014b, Schulz 2018c) <i>P. sherbrookei</i>: Die Paarung findet im Frühjahr und die Geburt im Herbst statt (Nieto-Montes de Oca et al. 2014).
Tragzeit (Paarung bis Geburt der Jungtiere)	<i>P. braconneri</i>: 3–4 Monate Tragzeit. <i>P. ditmarsii</i>: 3–4 Monate Tragzeit <i>P. douglasii</i>: 3–4 Monate Tragzeit <i>P. hernandesi</i>: 3–4 Monate Tragzeit im Terrarium, 63 Tage (Baur & Montanucci 1998) <i>P. orbiculare</i>: 3–4 Monate Tragzeit (Haase 2014b, Schulz 2018c), Baur & Montanucci (1998) vermuten im Freiland eine Trächtigkeitsdauer von 6–7 Monaten <i>P. sherbrookei</i>: 3–4 Monate Tragzeit <i>P. taurus</i>: 3–4 Monate Tragzeit.
Anzahl Jungtier /	<i>P. braconneri</i> : 2–12 Jungtiere, / 1, max. 2 Würfe. Im Freiland meist 5–8 Jungtiere

Wurf, Anzahl Würfe / Jahr	(Baur & Montanucci 1998) <i>P. ditmarsii</i>: 2–12 Jungtiere / 1, max. 2 Würfe. Im Freiland 9–16 Jungtiere (Baur & Montanucci 1998) <i>P. douglasii</i>: 4–12 Jungtiere / 1, max. 2 Würfe <i>P. hernandesii</i>: 4–12 Jungtiere / 1, max. 2 Würfe pro Jahr. In der Natur durchschnittlich 16 Jungtiere pro Wurf (max. 18, Dammann 1949), in Kanada meist 10 Jungtiere und nur 1 Wurf pro Jahr (CITES 2022b) <i>P. orbiculare</i>: 4–14 Jungtiere (Schulz 2018c) / 1, max. 2 Würfe (Schulz 2018c). Baur & Montanucci (1998) geben als durchschnittliche Wurfgröße 9–10 Jungtiere an <i>P. sherbrookei</i>: 2–12 Jungtiere <i>P. taurus</i>: 2–12 Jungtiere.
Größe der Jungtiere bei der Geburt	<i>P. hernandesii</i>: 0,9–1,3 g / 24–30 mm (Baur & Montanucci 1998), in Kanada 25–32 mm <i>P. orbiculare</i>: 40 mm (Haase 2014b).
Geschlechtsbestimmung / Parthenogenese	Bei <i>P. platyrhinos</i> genetische Geschlechtsbestimmung, X/Y-Geschlechts-Chromosomen (Koochekian et al. 2022). Für die ovoviviparen Arten liegen keine Untersuchungen vor. Über eine mögliche Parthenogenese bei <i>Phrynosoma</i> spp. ist nichts bekannt.
Spermien-speicherung	Bisher ist darüber wenig bekannt, lediglich bei <i>P. hernandesii</i>, <i>P. ornatissimum</i> (Syn. von <i>P. hernandesii</i>) und <i>P. orbiculare cortezi</i> wurde uns berichtet, dass sie über eine Saison hinweg Spermien speichern.

Haltung und Nachzucht C/C



Abb. 7: *Phrynosoma* spp. Terrarienhaltung (alle Fotos J. Schulz)

- a Terrarienanlage
- b Freilandterrarium für kleinere Tiere, im Mittagsschatten
- c Terrarium für die Zucht
- d Aufzuchtwanne
- e Terrarium für die Aufzucht
- f „Staubsaugen“ (Einsammeln von Ameisen im Garten)
- g *Lasius flavus*, die gelbe Wiesenameise, ist gut als Futtertier geeignet
- h *P. orbiculare cortezii* mit Jungtieren.



Abb. 8: *Phrynosoma* spp. Freilandhaltung im Südwesten Deutschlands (alle Fotos A. & E. Calgua). Die Freilandhaltung im Sommer ist für alle *Phrynosoma*-Arten essenziell!

- a Freilandanlage als Frühbeet gestaltet
- b *P. asio* in Gruppenhaltung
- c Freilandanlage als begehbare Voliere
- d die *P. asio*-Gruppe sonnt sich gemeinsam an der wärmsten Stelle der Voliere.

Thema	Angaben für die lebendgebärenden (ovoviviparen) <i>Phrynosoma</i> -Arten
Haltungsansprüche	Bei den lebendgebärenden Krötenechsen handelt es im Gegensatz zu den eierlegenden Arten in der Regel um Bewohner höherer Lagen und einem dementsprechend abweichendem Klima. Die Haltung erfolgt in großzügigen Trockenterrarien mit entsprechenden Temperaturen. Trotz ihrer sehr ruhigen Art benötigen die größeren Arten, wie bspw. die am häufigsten gehaltene lebendgebärende Art <i>Phrynosoma orbiculare</i>, Zimmerterrarien in einer Größe von mind. 120 x 60 x 60 cm. Für kleine und mittelgroße Arten eignen sich Terrarien ab ca. 100 x 60 x 60 cm. Alle Krötenechsenarten sind nicht territorial und lassen sich recht gut in kleinen Gruppen, sogar mit mehreren Männchen halten. Dies ist bei der Terrariengröße zu berücksichtigen. Als tagaktive Bewohner von Trockengebieten der höheren Lagen kann es Krötenechsen im Terrarium eigentlich nie hell genug sein. Bewährt haben sich UVB-Metall-dampflampen, welche in den unterschiedlichsten Wattzahlen erhältlich sind. Geeignete Produkte sind z. B. Solar Raptor von ECONLUX, Premium UVB MD-Lampe von Reptiles Expert oder Bright Sun von Lucky Reptile. Während für Aufzuchtterrarien 35 Watt und 50 Watt in Frage kommen, sind für die Terrarien der Adulti 70 Watt und 100

	Watt die Regel. In nach oben offenen Terrarien, welche sich teilweise gut bewährt haben, kommen dann eher die 150 Watt Versionen zum Einsatz, da hier keine Gefahr von Stauwärme entsteht. In dem Trockenterrarium für lebendgebärende Krötenechsen ist eine Umgebungstemperatur von 20–25 °C anzustreben, während die Sonnenplätze durchaus bis zu 45 °C warm werden können (Haase 2014b, Schulz 2018c). Wichtig ist es eine Nachtabenkung zu erzielen, in dem das Terrarium auf Zimmertemperatur unter 20 °C abkühlt. Als zusätzliche Grundbeleuchtung können T5 Röhren und LED Balken zum Einsatz kommen, allerdings lediglich um die Beleuchtungsintensität zu erhöhen, als alleinige Beleuchtung sind diese vollkommen ungeeignet. Die Beleuchtungsdauer beträgt während der Paarungszeit im Sommer bis zu 14 Stunden und in den Wintermonaten 6 Stunden. Während der 3–4-monatigen Winterruhe, welche am besten einzeln in separaten Boxen im Kühlschrank bei 12 °C durchgeführt wird, wird die Grundbeleuchtung im besten Fall für die lebenden Pflanzen im Terrarium benötigt.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Allgemein wird für Krötenechsen eine Kühlschranküberwinterung empfohlen, siehe oben. Ist der Terrarienraum in den Wintermonaten entsprechend kalt, können die Tiere auch in ihrem Terrarium überwintert werden (siehe Schulz 2018c für <i>Phrynosoma orbiculare cortezii</i>). Als Bewohner trockener Höhenlagen ist es wichtig den Tieren nicht nur einen ausreichenden Bodengrund aus Sand anzubieten, sondern auch zusätzliche Strukturen, da diese nicht wie die wüstenbewohnenden Arten in komplett offenen Habitaten leben. Bei <i>P. orbiculare cortezii</i> hat sich beispielsweise bewährt ¼ Fichtennadeln in den Sand zu mischen (Schulz 2018c). Gerade für frisch geschlüpfte <i>Phrynosoma</i> ist es wichtig fein gesiebten Sand zu nehmen, da sich die Jungtiere schlecht eingraben können, wenn der Sand zu grob ist (vergl. Galli & Ruf 2010). Als weitere Einrichtung können einzelne größere Steine und Wurzelstücke genommen werden. Gerade die lebendgebärenden Krötenechsen kommen meist aus stärker strukturierten Gebieten wie Grasland und Trockenwälder und bewohnen nicht, wie ihre wüstenbewohnenden Verwandten, offene Gebiete. Zu der erwähnten Aufmischung des Sandes mit Fichtennadeln kann die Oberfläche dementsprechend noch mit getrocknetem Laub abgedeckt werden. Bei <i>P. ditmarsii</i> wurde bei gemeinschaftlicher Terrarienhaltung, im Gegensatz zu den meisten anderen Krötenechsen, welche ein hohes Maß an innerartlicher Toleranz aufweisen, ein beträchtliches aggressives Verhalten beobachtet. Dieses war auch schon bei gerade geborenen Jungtieren sehr ausgeprägt und beschränkte sich im Gegensatz zu den Erwachsenen nicht auf Aggression, welche mit Fressaktivitäten zusammenhing (Montanucci 1989d). Ein Weibchen wurde dabei beobachtet, wie es ein eigenes, einen Tag altes Jungtier packte und verschluckte. (Baur & Montanucci 1998). Ebenfalls anhand von Terrarienbeobachtungen wird bei <i>P. ditmarsii</i> eine Tendenz zur Dämmerungsaktivität beschrieben. Im Einklang mit dieser These steht der Nachweis einiger dämmerungs- und nachtaktiver Arthropoden wie z. B. Skorpione als ungewöhnliche Nahrungskomponente für Felsen-Krötenechsen (Montanucci 1989d).
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Aufwand bei allen Arten sehr hoch und zeitintensiv. Als Durchschnitt wurde angegeben, dass ein einzelner Wurf Jungtiere 30–60 Minuten täglichen Zeitaufwandes bedeuten kann.
Lebenserwartung in Haltung	<i>P. ditmarsii</i>: ca. 10 Jahre (Baur & Montanucci 1998). <i>P. hernandesii</i>: ein Nachzucht-Weibchen lebte fast 8 Jahre, im Durchschnitt werden die Tiere 6–7 Jahre alt (Baur & Montanucci 1998). <i>P. orbiculare</i>: > 8 Jahre (Angaben der befragten Halter), ein Männchen lebte > 5 Jahre (Baur & Montanucci 1998).
Anzahl Exemplare, die bis zur Geschlechtsreife überleben (Angaben der befragten Halter)	<i>P. braconieri</i>: ca. 30 %. <i>P. ditmarsii</i>: ca. 60 %. <i>P. hernandesii</i>: ca. 60 %. <i>P. orbiculare</i>: ca. 80 %. <i>P. taurus</i>: ca. 60 %.
Häufigkeit der Zucht in Privathand	Lebendgebärende Krötenechsen sind in der Terrarienhaltung selten bis sehr selten, wurden aber alle bereits gezüchtet. Bei den vielen Arten handelte es sich allerdings

und in Zoos	eher um Einzelerfolge hoch spezialisierter Halter. Das häufigste gepflegte und nachgezüchtete Taxon dürfte <i>P. orbiculare cortezii</i> sein.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Bei allen ovoviviparen Arten der Gattung <i>Phrynosoma</i> sind die Zuchtschwierigkeiten als hoch bis sehr hoch zu bewerten.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	<i>P. hernandesii</i> : Ja <i>P. orbiculare</i> : Ja.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Nein.
Befragungen	<i>P. braconnieri</i> : 1 Zoo (Zucht), 1 Privat-Züchter*in. <i>P. hernandesii</i> : 2 Privat-Züchter*innen. <i>P. orbiculare</i> : 6 Privat-Züchter*innen. <i>P. taurus</i> : 2 Privat-Züchter*innen.

Eierlegende (ovipare) Arten

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt in der Haltung / im Handel
<i>Phrynosoma asio</i>	Cope, 1864	Riesenkrötenechse	Giant Horned lizard Camaleón de Grandes Cuernos	Ja
<i>Phrynosoma blainvilli</i>	Gray, 1839	Blainvilles Krötenechse	San Diego Horned lizard Camaleón de Blainville	Ja
<i>Phrynosoma cerroense</i>	Stejneger, 1893	Cedros Krötenechse	Cedros Island Horned lizard Lézard cornu de l'île de Cedros Iguana cornuda de la isla de Cedros	Ja
<i>Phrynosoma cornutum</i>	(Harlan, 1825)	Texas-Krötenechse	Texas Horned lizard Camaleón Común	Ja
<i>Phrynosoma coronatum</i> ²	(Blainville, 1835)	Kronen-Krötenechse	Coast Horned lizard Camaleón del Litoral	Ja
<i>Phrynosoma goodei</i>	Stejneger, 1893	Sonora-Wüsten-Krötenechse	Sonoran Horned lizard Camaleón de Sonora	Ja
<i>Phrynosoma mcallii</i>	(Hallowell, 1852)	Flachschwanz-Krötenechse	Flat-tail Horned lizard Camaleón de Cola Plana	Ja
<i>Phrynosoma modestum</i>	Girard, 1852	Rundschwanz-Krötenechse	Roundtail Horned lizard Tapayaxin	Ja
<i>Phrynosoma platyrhinos</i>	Girard, 1852	Wüsten-Krötenechse	Desert Horned lizard Camaleón del Desierto	Ja
<i>Phrynosoma solare</i>	Gray, 1845	Vierhorn-Krötenechse	Regal Horned lizard Camaleón Real	Ja

² *Phrynosoma wigginsi* Montanucci, 2004 wurde am 23. Juni 2010 entsprechend den taxonomischen Beschlüssen bei der CoP15 (CITES 2010) von *Phrynosoma coronatum jamesi* abgetrennt. Diese Art wird jedoch heute wieder als Synonym dazu angesehen (CITES 2022b).



Abb. 9: *Phrynosoma* spp. – einige eierlegende (ovipare) Arten

- a *P. asio* (F. Hulbert)
- b *P. asio* (K. Kunz)
- c *P. blainvillii* (P. Clevinger)
- d *P. cerroense* (A. Duarte)
- e *P. cornutum* (K. Kunz)
- f *P. cornutum*, ♀ Viesca, Coahuila 1.250 m ü. NN (P. Heimes)
- g *P. cornutum* (F. Hulbert)
- h *P. cornutum* (J. Schulz).



Abb. 10: *Phrynosoma* spp. – weitere eierlegende (ovipare) Arten

- a *P. coronatum*, La Paz, BCS (P. Heimes)
- b *P. mccalli*, Sierra Blanca, El Pinacate, Sonora (P. Heimes)
- c *P. mccalli*, Yuma County, Arizona (R. Nixon)
- d *P. modestum* ♂ Estación El Oro, Mun. Sierra Mojada, Coahuila (P. Heimes)
- e *P. platyrhinos platyrhinos*, Freilandaufnahme (J. Schulz)
- f *P. platyrhinos calidiarum* (J. Schulz)
- g *P. solare* (K. Kunz)
- h *P. solare*, Valle de Guaymas, Mun. de Empalme, Sonora (P. Heimes).

Morphologie und Taxonomie

Diese Zusammenstellung zur Morphologie und Taxonomie orientiert sich im Wesentlichen an der Reptile Database (Uetz et al. 2024). Detaillierungen, Ergänzungen und Abweichungen sind gesondert referenziert.

Phrynosoma asio Cope 1864 – Der wissenschaftliche Artname „asio“ stammt aus dem Lateinischen und bedeutet „gehörnte Eule“. Die Riesenkrötenechse ist ihrem Trivialnamen entsprechend eine der größten Arten der Gattung *Phrynosoma* mit einer KRL von bis zu 124 mm und einer GL von über 200 mm. In der Kopf-Rumpflänge werden sie nur in Ausnahmefällen von weiblichen Exemplaren der Art *P. cornutum* übertroffen, welche bis zu 130 mm erreichen können. Je nach Verbreitungsgebiet kann die Größe etwas variieren. So sind die Tiere aus dem südlichen Verbreitungsgebiet deutlich größer als solche aus dem Norden. Das größte vermessene männliche Tier hatte eine KRL von 123 mm, das größte Weibchen 124 mm (Baur & Montanucci 1998). Da die SL bei den Männchen etwa 2/3 der KRL beträgt, bei Weibchen jedoch nur ca. die Hälfte der KRL, können die Männchen insgesamt länger werden als die Weibchen. Die männlichen Tiere sind aber immer etwas schlanker als die massigen Weibchen und wiegen gut genährt über 100 g. Trächtige Weibchen können auch deutlich über 130 g wiegen (Baur & Montanucci 1998). Anhand der Kopfbestachelung lässt sich *P. asio* gut von allen anderen Arten unterscheiden. Die acht spitzen Kopfstachel sind deutlich größer als die übrigen Kopfschilder (Baur & Montanucci 1998). Zudem sind die acht großen Kopfstacheln nicht nur alle ähnlich groß; im Gegensatz zu anderen Arten sind insbesondere die Überaugenstacheln sehr stark ausgeprägt und fast so groß wie die Hinterhauptstacheln. Bei anderen Arten sind meist die Hinterhauptstacheln deutlich stärker ausgeprägt und die Überaugenstacheln verhältnismäßig klein. *P. asio* hat im Gegensatz zu den meisten Krötenechsenarten den „echsentypischsten“ Körperbau. Der Rumpf ist im Querschnitt etwas runder und geringfügig länger gestreckt und auch die Schwanzlänge ist im Verhältnis zur Kopf-Rumpflänge von allen Krötenechsen am längsten.

Phrynosoma blainvillii Gray, 1839 – Diese Art ist öfters als Unterart von *P. coronatum* angesehen worden (Burt 1933, Jennings 1988b, Baur & Montanucci 1998, Köhler 2021). Benannt nach Henri Marie Ducrotay de Blainville, von Gray 1839 aber als *P. blainvillii* beschrieben. Auch wenn im Französischen das letzte „e“ nicht gesprochen wird, sollte zumindest im Deutschen der korrekte Nachname benannt werden und die Art ist als Blainvilles Krötenechse zu benennen. *P. blainvillii* hat einen krötenechsentypisch abgeflachten Körper mit langen, spitzen Hörnern an Oberseite und Seiten des Kopfes, sowie kleineren Stacheln am ganzen Körper und Schwanz. Adulte Exemplare können Kopf-Rumpflängen bis 110 mm erreichen. Sie können ein Gewicht zwischen 45 und 55 g erreichen, wobei trächtige Weibchen auch bis zu 70 g wiegen können (Jones & Lovich 2009). Sie sind entweder rot-braun, braun-gelblich oder grau gefärbt. Entlang des Rückens finden sich paarweise angeordnete, dunklere Querflecken, die oft weiß umrandet sind, und unter den beiden größten Hinterhaupthörnern zeigt sich jeweils ein großer dunkler Fleck. Der Bauch ist glatt und blass, oft mit kleinen dunklen Punkten und Flecken durchsetzt. Manche Individuen weisen einen kontrastreichen gelblichen Farbton auf. Weibchen sind in der Regel größer als Männchen (Jones & Lovich 2009). Letztere haben vergrößerte Postanalschuppen (Tinkham 1951, Powell & Russell 1985a).

Phrynosoma cerroense Stejneger, 1893 – Diese Art wird teilweise als Unterart von *P. coronatum* angesehen (Baur & Montanucci 1998, Köhler 2021). Aber selbst der Unterartstatus wird mitunter in Frage gestellt, Grismer (2002) sieht in den verschiedenen Unterarten von *coronatum* u. a. auch in *P. cerroense* nur regionale „Farbformen“. Der Name „*cerroense*“ bezieht sich

auf die Insel Cedros, die in der Originalbeschreibung von Stejneger fälschlich als „Cerros“ bezeichnet wurde. Bei *P. cerroense* handelt es sich um eine mittelgroße Art aus der *P. coronatum*-Gruppe. Sie erreicht eine maximale Kopf-Rumpflänge von ca. 85 mm. Kennzeichnend sind eine schwarz gefleckte, glattschuppige Ventralseite und zwei Reihen spitzer, seitlicher Randschuppen auf jeder Seite des Körpers, wobei die untere stark reduziert erscheint. Drei Reihen vergrößerter Kehlschuppen an den Seiten der Kehle sind ein weiteres Merkmal. Die Dorsalfärbung ist stahlgrau mit drei Paaren gleichmäßig verteilter, unregelmäßiger, dunkler Flecken. Es gibt zwei Hinterhauptstacheln, die dreimal so lang wie die Basalbreite sind und sich an der Basis nicht berühren. Außerdem sind bei *P. cerroense* vier Schläfenstacheln auf jeder Seite des Kopfes ausgebildet, wobei der vierte von hinten stark reduziert erscheint oder nicht vorhanden ist. Das Tympanum ist äußerlich sichtbar. Am Kopf fehlt eine dunkle Streifenzeichnung (Jennings 1988a).

Phrynosoma cornutum (Harlan, 1825) – Der wissenschaftliche Artname *cornutum* bedeutet „gehört“. Nach aktueller Auffassung werden die vormals beschriebenen Unterarten nicht als solche anerkannt (vgl. Uetz et al. 2024). Köhler (2021) klassifiziert *blainvillii* und *P. cerroense* erneut als Unterarten von *P. coronatum*; die Reptile Database vollzieht diese taxonomische Änderung nicht nach (Uetz et al. 2024). Die Texas-Krötenechse ist zusammen mit *P. asio* die größte Krötenechse. Sie ist in der Gesamtlänge etwas kürzer, aber in der Kopf-Rumpflänge minimal größer als die Riesen-Krötenechse. *P. cornutum* weist einen Geschlechtsdimorphismus auf, wobei die Weibchen größer sind und eine Kopf-Rumpflänge von maximal 130 mm haben, während die Männchen nur etwa 95 mm erreichen. *P. asio* ist mit einer maximalen Kopf-Rumpflänge der Weibchen von 123 mm zwar etwas kleiner, erreicht aber durch die etwas länger ausfallenden Schwänze eine größere Gesamtlänge von über 200 mm. Die Schwanzlänge von *P. cornutum* erreicht nur etwa halbe Körperlänge, so dass die Gesamtlänge geringfügig kürzer ausfällt. Dorsal ist *P. cornutum* mit gekielten und gekörnten Schuppen bedeckt. Zwei Reihen Fransenschuppen bilden seitlich den Übergang zum Ventralbereich. *P. cornutum* besitzt charakteristische Stacheln, die sich über den ganzen Körper verteilen, wobei die größten die Kopfkronen bilden. Die beiden inneren Stacheln der Krone sind am kräftigsten ausgeprägt. Weitere Stacheln befinden sich an Brauen und Kiefer. Die Färbung variiert je nach Umgebung, und entspricht meist der Farbe des Untergrundes im jeweiligen Biotop. Tiere in wüstenartiger Umgebung sind eher gelblich oder rotbraun, in Prärien eher bräunlich gefärbt. An der Kopfoberseite erstrecken sich dunkle Linien, die von den Augen bis zur Spitze der Hörner reichen. Entlang der Körpermitte erstreckt sich eine charakteristische, durchgehende weiße Linie. Seitlich davon verteilen sich auffällig große, oft hellgelb oder weiß gesäumte, schwarze kreisförmige Flecke (Jones & Lovich 2009, Baur & Montanucci 1998).

Phrynosoma coronatum (Blainville, 1835) – Der wissenschaftliche Artname *coronatum* bedeuten „gekrönt“. Anerkannte Unterarten sind *P. coronatum coronatum* (Blainville, 1835) und *P. coronatum frontale* Van Denburgh, 1894b. *P. coronatum* ist eine große Art mit einer eher schlanken Körperform. Das kräftige Paar der Hinterhaupthörner ist an der Basis nicht in Kontakt. *P. coronatum* weist dorsal zwei große dunkle Flecken hinter dem Kopf auf, gefolgt von drei breiten dunklen Querbändern. Mehrere kleinere Bänder verlaufen entlang des Schwanzes. Die Ventralia sind glatt, die Schuppen am Hals zugespitzt. Die Kopf-Rumpflänge wird mit 70–105 mm angegeben. Erwachsene Tiere erreichen ein Gewicht von 40–70 g. Der Schwanz misst bei den Männchen etwas mehr, bei den Weibchen etwas weniger als die halbe Kopf-

Rumpflänge. Die Farbe kann verschiedene Brauntöne aufweisen, mit cremefarbenen „Akzenten“ um die Flecken und den äußeren Rand der Schuppen. (Sherbrooke 2003, Baur & Montanucci 1998, Uetz et al. 2024).

Phrynosoma goodei Stejneger, 1893 – Diese Arte wird teilweise als Unterart von *P. platyrhinos* angesehen (Stejneger, 1893, Pianka 1991, Baur & Montanucci 1998, Köhler 2021). Die Sonora-Wüstenkrötenechse ist eine mittelgroße, bis zu etwa 95 mm KRL erreichende, krötenechsentypisch abgeflachte Art. Dicke, stachelartige Schuppen stehen vom Hinterkopf ab. Die beiden zentralen Kopfstacheln (Hinterhaupthörner) stehen nach oben und hinten ab und sind deutlich länger als die anderen Stacheln. Die Basen der Hinterhaupthörner berühren sich nicht. Mehrere isolierte, spitze Schuppen stehen vom Rücken ab. Jede Unterseite des Körpers ist mit einem oder zwei Fransen aus vergrößerten, spitzen Schuppen eingefasst. Eine Reihe vergrößerter, spitzer Schuppen steht auf jeder Seite der Kehle ab. Die Grundfärbung ist hellbraun, grau oder braun und entspricht normalerweise dem des Untergrundes, auf dem diese Echse lebt. Die unteren Ränder des Körpers sind oft lachs-, pfirsich- oder orangefarben. Ein Paar großer dunkler Flecken kennzeichnet den Hals. Der Rücken ist oft mit gepaarten dunklen Flecken geschmückt. Die Rückseite des Rands jedes Körperflecks ist oft weiß oder cremefarben umrandet. Körperunterseite ist oft mit spärlichen dunklen Flecken versetzt, die dichter und ausgeprägter vorderen Bereich und an der Kehle sind. Die sehr ähnlich aussehende *P. platyrhinos* hat oft eine ausgedehnte dunkle Fleckung auf der gesamten Bauchseite und ihre Hinterhaupthörner zeigen fast gerade nach hinten, nicht nach oben und hinten. Der Sonora-Wüstenkrötenechse fehlt ein dunkler Rückenstreifen, was sie von der *P. mcallii* unterscheidet. Die Basen der Hinterhaupthörner der ähnlich aussehenden *P. solare* berühren sich (Brennan & Holycross 2006).

Phrynosoma mcallii (Hallowell, 1852) – Das Art-Epitheton ehrt den Entdecker der Art George A. M'Call, welcher die Art in den 1850er Jahren sammelte (Sherbrooke 2003). Es handelt sich um eine mittelgroße Art, die eine Gesamtlänge von 120 mm (maximale KRL ca. 82 mm) erreichen kann. Der Körper ist krötenechsentypisch abgeflacht mit verstreuten, vergrößerten, spitzen Schuppen am Oberkörper und am Schwanz. Die Rückenfärbung ist grau, lohfarben, rötlich-braun oder weißlich; die Bauchseite ist weiß. Die Rückenhaut ist überwiegend glatt mit einigen verstreuten kleine Stacheln. Acht auffällig lange Hörnerstacheln erstrecken sich vom Hinterkopf. Die beiden mittleren Hörner, die sich an der Basis nicht berühren, sind länger als die restlichen, schlank und spitz. Die Nasenlöcher liegen innerhalb des Canthalkamms, der „Schnauzenkante“. Lange und schmale Stacheln befinden sich am Unterkiefer und zwei Reihen stachelige Fransenschuppen an den Seiten des Körpers, wobei die untere Schuppenreihe kleiner ist als die obere. Das Trommelfell ist äußerlich nicht zu erkennen (Funk 1981, Uetz et al. 2024).

Phrynosoma modestum Girard, 1852 – Mit einer Gesamtlänge von lediglich 80–100 mm ist *P. modestum* die kleinste und leichteste Krötenechsenart (Baur & Montanucci 1998). Der charakteristische Stachelsaum an den Seiten fehlt bei der Rundschwanz-Krötenechse und sie lässt sich dadurch leicht von allen anderen Arten unterscheiden, trotz erheblicher Farb- und Größenunterschiede je nach Population (Baur & Montanucci 1998). Insgesamt sind sie in ihrem Erscheinungsbild etwas unauffälliger und weniger stachelig; Teile der Kopfstacheln, je 2 Schläfen- und 2 Hinterhauptstacheln sind allerdings gut ausgeprägt. 2–4 der nach vorne anschließenden Schläfenstacheln können ebenfalls leicht vergrößert sein.

Phrynosoma platyrhinos Girard, 1852 – *P. platyrhinos calidiarum* (Cope, 1896) ist laut Köhler (2021) ein Synonym von *P. p. platyrhinos*. Die Wüstenkrötenechse ist eine mittelgroße, bis zu

etwa 95 mm KRL erreichende, krötenechsentypisch abgeflachte Art. Dicke, stachelartige Schuppen stehen vom Hinterkopf ab. Die beiden zentralen Kopfstacheln (Hinterhauphörner) stehen nach oben und hinten ab und sind deutlich länger als die anderen Stacheln. Die Basen der Hinterhauphörner berühren sich nicht. Mehrere isolierte, spitze Schuppen stehen vom Rücken ab. Die Unterseite des Körpers ist mit einer oder zwei Fransenreihen aus vergrößerten, spitzen Schuppen eingefasst. Eine Reihe vergrößerter, spitzer Schuppen steht auf jeder Seite der Kehle ab. Die Grundfärbung ist hellbraun, grau oder braun und entspricht normalerweise dem Boden, auf dem die Eidechse lebt. Die unteren Ränder des Körpers sind oft lachs-, pfirsich- oder orangefarben. Ein Paar großer dunkler Flecken kennzeichnet den Hals und der Rücken ist oft mit gepaarten dunklen Flecken geschmückt. Die Rückseite des Rands jedes Körperflecks ist oft weiß oder cremefarben umrandet. Der Bauch ist oft mit spärlichen dunklen Flecken versehen, die im vorderen Bereich der Unterseite und am Hals dichter und ausgeprägter sind (Sherbrooke 2003, Brennan & Holycross 2006).

Phrynosoma solare Gray, 1845 – Der wissenschaftliche Artnamen der Vierhorn-Krötenechse leitet sich vom lateinischen „solaris“ – „die Sonne betreffend“ ab. *P. solare* ist eine mittelgroße, bis zu 117 mm KRL erreichende, krötenechsentypisch abgeflachte Art mit kurzem Schwanz und einer Krone aus abgeflachten, dolchartigen Hörnern, die vom Hinterkopf absteigen. Die Basis jedes der vier (sehr selten nur zwei!) zentralen Hörner berührt die des benachbarten Horns, was diese Art von anderen Krötenechsen unterscheidet. Mehrere isolierte, spitze Schuppen ragen auf der Dorsalseite hervor. Die Ventralseite ist mit einem einzelnen Saum aus vergrößerten, spitzen Schuppen eingefasst; die Ventralschuppen selbst sind gekielt. Die Vorderseite der Gliedmaßen ist mit vergrößerten, gekielten, spitzen, vorstehenden Schuppen bedeckt. Die Grundfärbung ist normalerweise rötlich-braun, hellbraun oder grau und entspricht normalerweise dem Untergrund, auf dem das Tier lebt. Die Mitte des Rückens ist meist deutlich heller als die Körperseiten. Am Hals befinden sich oft zwei dunkle, verwaschen abgerundet erscheinende Flecken. Die Unterseite ist blass mit kleinen, dunklen Flecken. Einige Exemplare haben einen schwachen, hellen Streifen, der in der Mitte des Rückens verläuft. (Parker 1974, Sherbrooke 2003, Brennan & Holycross 2006).

Verbreitung, Lebensraum und Lebensweise

Phrynosoma asio: Die Art ist entlang der pazifischen Seite Mexikos verbreitet, von Jalisco im Nord-Westen des Verbreitungsgebietes bis in nach Chiapas im Südosten (Canseco-Marquez et al. 2013). Die Art scheint endemisch für Mexiko zu sein und ist in den Provinzen Jalisco, Colima, Michoacán, Morelos, Guerrero, Oaxaca und Chiapas zu finden. Historisch war sie möglicherweise auch im Río Grijalva-Tal und angrenzenden Gebieten Guatemalas verbreitet. Der Fundort Savana Grande in Guatemala bezieht sich auf Günther (1890) (vgl. hierzu Baur & Montanucci 1998). Diese historischen Daten ließen sich trotz Nachsuche nicht belegen (Cagua 2000, CITES 2022b). Typuslokalität: Colima, Mexiko.

P. asio bewohnt trockene bis halbtrockene Lebensräume und ist in Höhenlagen von Meereshöhe bis 750 m ü. M. anzutreffen (Canseco-Marquez et al. 2013). In den lichten Wäldern und halbwüstenartigen Gebieten herrschen Durchschnittstemperaturen von 25–35 °C (Baur & Montanucci 1998). Die Paarungszeit fällt auf die Regenzeit von Juni bis September. Daraufhin folgt eine ausgesprochene Trockenzeit mit zunächst geringfügig niedrigeren Temperaturen. In dieser Zeit vertrocknen viele Pflanzen und verlieren das Laub. Zum Ende des Jahres fallen die Temperaturen noch leicht ab, steigen aber im Anschluss wieder an, bis sie ihren Höhepunkt im April und Mai, in der trockensten Zeit des Jahres erreichen, (Baur & Montanucci 1998).

Angaben über die Lebensweise von *P. asio* in der Natur sind kaum vorhanden. Die Hauptaktivitätszeit fällt nach Baur & Montanucci (1998) in die Monate April bis Oktober. Davis & Dixon (1961) fanden mehrere Exemplare bei großer Hitze unter Rindenstücken. Ende Juni beobachteten sie ein kopulierendes Paar in der Nähe von Chilpancingo, Guerrero. Das Weibchen verstarb 7 Wochen später bei der Eiablage. Einer der Autoren fand zwei halbwüchsige Exemplare in südlich von Nueva Italia de Ruiz, Michoacan, im Juli 2010 in einem von vielen Kakteen durchsetzten Trockenwald. Eine Krötenechse war gegen 9.30 Uhr aktiv und schaute aus einem mauselochgroßen Bau hervor. Das zweite Exemplar wurde etwa eine Stunde später an einen größeren Steinbrocken geschmiegt angetroffen. Es war zu diesem Zeitpunkt in der ersten Vormittagskälte trotz bedeckten Himmels bereits sehr warm und schwül, da es in der vorangegangenen Nacht ausgiebig geregnet hatte. Der rötliche, lehmhaltige Boden war durch die Regenfälle gesättigt mit Wasser, überall standen regengefüllte Pfützen und die Temperaturen betrugen schon zu Beginn der Biotopbegehung gegen etwa 9.00 Uhr 30 °C (Langner pers. Beob.).

***Phrynosoma blainvillii*:** Die Verbreitung beschränkt sich auf die Umgebung von San Diego, Kalifornien und die nördliche Baja California, in Mexiko in Höhenlagen von Meereshöhe bis 1.135 m ü. NN (Köhler 2021). Typuslokalität: "California". Beschränkt auf die Umgebung von San Diego, California (Klauber 1936).

Literaturangaben zur Höhenverbreitung variieren stark. Während Köhler (2021) Höhenlagen von Meereshöhe bis 1.135 m ü. NN angibt, finden sich bei Hult & Germano (2015) folgende Angaben: „*P. blainvillii* kommt in einer Vielzahl von Lebensräumen vor, beispielsweise in halbtrockenen Gebirgen, Chaparral, Eichenwäldern, Nadelwäldern, Vorgebirgen und Tälern in Höhenlagen vom Meeresspiegel bis zu etwa 1.800 m ü. NN (Smith 1946, Sherbrooke 2003, Stebbins 2003, Leaché et al. 2009). Jones & Lovich (2009) wiederum geben als maximale Höhenverbreitungsgrenze 2.500 m ü. NN an und beschreiben die Biotope als offene Strauchvegetation. Ameisen z. B. einheimische Ernteameisen und ein Bodengrund der locker genug ist, damit sich diese Echsen darin vergraben können, sollten nach ihren Angaben vorhanden sein. Obwohl diese Art normalerweise meist mit Küstensalbeigesellschaften assoziiert wird, bewohnt sie auch eine überraschende Vielfalt anderer Lebensräume. Dichte Chaparral-Bestände, Nadel-, Laub- und Mischwälder sowie Küstendünen sind potenzielle Lebensräume für die Art (Jones & Lovich 2009).“ Nach Jones & Lovich (2009) beginnt die Aktivitätszeit der Männchen nach der Überwinterung Ende März, Weibchen folgen etwa einen Monat später. Wobei der Aktionsradius der Männchen während des Frühjahrs deutlich größer ist als der der Weibchen. Ameisen machen den größten Anteil der Nahrung aus.

***Phrynosoma cerroense*:** Die Cedros-Krötenechse kommt im zentralen Teil der Baja California, Mexiko vor, in Höhenlagen von Meereshöhe bis 845 m ü. NN (Köhler 2021). Eine Zeit lang wurde angenommen, dass auf der Insel Cedros *P. cerroense* und *P. coronatum schmidtii* sympatrisch vorkommen (Barbour 1921, Reeve 1952). Dies hat sich als falsch erwiesen (Banta 1962, Jennings 1985a, Jennings 1985b). *P. cerroense* ist die einzige Krötenechse, die auf der Insel Cedros heimisch ist. Die auf der Ostseite der Baja California vorkommende *P. coronatum jamesi* ist ein Synonym von *P. cerroense*, so dass deren Verbreitungsgebiet sich nicht nur auf die Insel Cedros beschränkt, sondern die Art auch auf der zentralen Ostseite der Baja California zu finden ist (Baur & Montanucci 1998). Typuslokalität: Cerros Island, Baja California, Mexiko

Da die Art in der Vergangenheit meist als Unterart von *P. coronatum* geführt wurde, liegen in der Literatur keine expliziten Beschreibungen des Habitats und der Lebensweise für *P. cerroense* vor. Diese Krötenechsenart hat als Anpassung an ihren besonders ariden Lebensraum

spezielle Hautstrukturen zur Feuchtigkeitsaufnahme aus der Umgebung entwickelt (Joel et al. 2021).

***Phrynosoma cornutum*:** Die Texas-Krötenechse ist von Südost-Arizona und der nordöstlichen Sonora über New Mexico bis Ost-Texas, sowie von Kansas südwärts nach Mexiko in die Provinzen Durango, Zacatecas, Nuevo León und den Norden von Veracruz verbreitet. Weiterhin gibt es Einzelnachweise aus Nord-Colorado, Süd-Nebraska und Südwest-Arkansas. *P. cornutum* ist in Höhenlagen von fast Meereshöhe bis 1.865 m ü. NN zu finden (Köhler 2021). Typuslokalität: Great Plains östlich der Rocky Mountains, beschränkt auf "Fort Riley, Geary County, Kansas". Der Holotypus ist laut Köhler (2021) nicht bekannt; Uetz et al. (2024) nennen aber den Holotypus für die nicht valide Unterart „*P. c. planiceps*“.

Die Texas-Krötenechse lebt in verschiedenen trockenen bis sehr trockenen Regionen mit sandigem oder steinigem Boden und wenig Vegetation wie Wüsten, Prärien oder Dünengebieten. Pflanzen, die im bevorzugten Lebensraum wachsen, sind beispielsweise Kakteen, Akazien und trockenere Gräser. Bevorzugt werden Umgebungen mit einigen Totholzhaufen. Diese nutzen die Echsen um sich darauf sonnen und Schutz zu suchen. *P. cornutum* ist auch häufiger unter Büschen zu finden, welche Deckung und Schatten bieten (Degenhardt et al. 1996, Bartlett & Bartlett 1999, Hammerson 1999, Stebbins 2003). Wenn sie inaktiv sind, graben sich die Tiere in den Boden ein, suchen Nagetierhöhlen auf oder verstecken sich unter Steinen (Hammerson 2007b). Auf der Flucht vor dem Ertrinken nach starken Regenfällen wurden Texaskrötenechsen ca. einen Meter hoch kletternd auf Bäumen beobachtet (Sheffield & Carter 1994). Zu den vielfältigen Fressfeinden zählt unter anderem der Wüstenbussard (*Parabuteo unicinctus*) und der Rennkuckuck (*Geococcyx californicus*), Heuschreckenmäuse (*Onychomys spec.*), und die Peitschennatter (*Masticophis flagellum testaceus*) (Baur & Montanucci 1988, Sherbrooke 1990b, Sherbrooke 1991). Der Nahrungsanteil an Ameisen liegt bei Texaskrötenechsen bei etwa 75 % (Pianka & Parker 1975, Montanucci 1989c). Erstaunlicherweise gehören die hochgiftigen Blasenkäfer (*Megetra cancellata*) ebenfalls zum Nahrungsspektrum (Cohen & Cohen 1990).

***Phrynosoma coronatum*:** Die Verbreitung der Kronen-Krötenechse erstreckt sich von Nordkalifornien bis zur Kapregion von Baja California, Mexiko, in Höhenlagen von nahezu Meereshöhe bis 1.655 m ü. NN (Köhler 2021). Typuslokalität: "California". Beschränkt auf San Lucas, Baja California, Mexiko (Köhler 2021).

P. coronatum besiedelt sehr unterschiedliche Habitate von Meeresniveau bis in 2000 m ü. NN. Die Art kommt in einer Vielzahl von trockenen und halbtrockenen Lebensräumen vor. Ausgedehnte Grasflächen sind oft vorhanden, zusammen mit verstreuten Kakteen, Yuccas, Mesquitebüschen, Akazien, Wacholderbäumen, sowie anderen hüfthohen Wüstensträuchern und kleinen Bäumen. Der Bodengrund ist oft mit sandigen Flächen durchzogen, in denen sich die Tiere gerne eingraben. (Sherbrooke 2003, Baur & Montanucci 1998). Die Hauptaktivitätszeit von *P. coronatum* fällt in die Zeit zwischen März und Juni. Kronen-Krötenechsen ernähren sich nur zu etwa 45 % von Ameisen (Pianka & Parker 1975).

***Phrynosoma goodei*:** Die Sonora-Wüstenkrötenechse kommt im Südlichen Arizona und Bundesstaat Sonora, Mexiko vor (Köhler 2021). Typuslokalität: Küstenwüsten der Provinz Sonora, Mexiko, von Smith & Taylor (1950) beschränkt auf Puerto Libertad (vgl. Köhler 2021, Uetz et al. 2024).

Angaben zum Lebensraum und zur Lebensweise der Art *P. goodei* sind spärlich. Inaktive Zeiten verbringen sie eingegraben (Hammerson 2019b). In Arizona bewohnt *P. goodei* die Sonora-,

Mojave- und Great Basin-Wüsten sowie die unteren Ausläufer einer als „Interior Chaparral“ bezeichneten Ökoregion und die Koniferenwälder des Great Basin. Man findet die Art in relativ flachen, offenen Gebieten mit sandigem oder lehmigem Boden, seltener auch in felsigen, als „Bajadas“ bezeichneten, breiten Hängen aus Schwemmmaterial am Fuß einer Böschung oder eines Berges (Brennan & Holycross 2006). Dieser tagaktive Bodenbewohner ist morgens und abends am aktivsten. Die Sonora-Krötenechse sucht Schutz vor den hohen Mittagstemperaturen, indem sie sich in den Boden eingräbt oder in einen Bau zurückzieht. *P. goodei* neigt eher zur Flucht – meist unter den nächsten Busch – als andere Krötenechsen-Arten. Wenn diese Krötenechse in die Hand genommen wird, bläht sie sich oftmals auf, stößt mit den Hörnern oder flacht den Körper ab (Brennan & Holycross 2006).

***Phrynosoma mcallii*:** Die Flachschanz-Krötenechse kommt in Südkalifornien und Südwest-Arizona sowie angrenzende Regionen in Baja California und Sonora, Mexiko vor. Dort sind sie von fast Meereshöhe bis 785 m ü. NN zu finden (Köhler 2021). Typuslokalität: Große Wüste des Colorado, zwischen Vallecita und Camp Yuma, etwa 100 englische Meilen (160 km) östlich von San Diego (Smith & Taylor 1950).

Typische Lebensräume sind sandige Wüstenebenen mit spärlicher Vegetation. Dies können niedrige Hügel oder mit kleinen Steinen durchsetzte, ebene Flächen unterhalb von 300 m ü. NN sein, die locker mit Kreosotbüschen (*Larrea tridentata*), Beifußblättrigem Traubenkraut (*Ambrosia artemisiifolia*), Bastardindigo (*Amorpha fruticosa*), Salzbüschchen (*Atriplex lentiformis*), Ocotillo (*Fouquieria splendens*) und Tamarisken (*Tamarix ramosissima*) durchsetzt sind (Turner & Medica 1982, Grismer 2002). Flachschanz-Krötenechsen sind am ehesten dort anzutreffen, wo die Oberflächenböden etwas losen, oder vom Wind verwehten Sand aufweisen. Die Art kommt aber selten auf Dünen vor (Beauchamp et al. 1998). In Arizona ist sie am häufigsten in Gebieten mit Galleta-Gras (*Pleuraphis jamesii*), Sandboden und vielen aktiven Nestern der schwarzen Ernteameisen (*Veromessor pergandei*) (Rorabaugh et al. 1987). *P. mcallii* verlässt sich vor allem auf ihre hervorragende kryptische Tarnfärbung. Oft ist sie unbeweglich und nur sehr schwer zu entdecken, bis sie sich bewegt. Selten sitzen die bodenbewohnenden Echsen erhöht auf Felsen oder Holz (Grismer 2002). Inaktive Phasen verbringen sie oft eingegraben in lockeren Sand. Wenn man sich ihr nähert, versucht die Flachschanz-Krötenechse manchmal in einen Bau oder unter einen Strauch zu entkommen, wobei sie eine für Krötenechsen erstaunliche Geschwindigkeit entwickeln können (Wone & Beauchamp 1995). Es wird angenommen, dass *P. mcallii* selbstgebaute Überwinterungshöhlen nutzt. Meist überwintern sie nur zwischen 5 und 10 cm von der Oberfläche entfernt. Die größte gemessene Tiefe betrug 20 cm unter der Oberfläche (Muth & Fisher 1992, Mayhew 1965). Die seltene Art tritt meist in geringer Populationsdichte auf. Die Tagestemperaturen im Lebensraum dieser Art können 50 °C erreichen; die jährlichen Niederschlagsmengen erreichen selten mehr als 100 mm (Baur & Montanucci 1998).

***Phrynosoma modestum*:** Die Rundschanz-Krötenechse kommt Von Ost-Arizona über New Mexico bis nach West-Zentral-Texas vor. Südwärts zieht sich das Verbreitungsgebiet bis zu den mexikanischen Bundesstaaten Aguascalientes und San Luis Potosí. In dem großen Verbreitungsgebiet kommen die Tiere in Höhen von 380 bis 2.595 m ü. NN vor (Baur & Montanucci 1998, Köhler 2021). Typuslokalität: Rio Grande westlich von San Antonio, bzw. zwischen San Antonio und El Paso, Texas. Nach Smith & Taylor (1950) beschränkt auf Las Cruces, Dona Ana County, New Mexico (Köhler 2021).

Der Lebensraum von *P. modestum* sind Wüsten und Halbwüsten, dort bewohnen die Tiere steinige und kiesige Gebiete, welche unterschiedlich stark mit Sträuchern und Gräsern bewachsen sind (Baur & Montanucci 1998). Die Tiere graben sich weniger ein, sondern schmiegen sich teilweise zum Ruhen an vorhandene Steine an. Dieses interessante Verhalten, die sogenannte Stein-Mimese, welches insbesondere bei Populationen aus kiesigen Biotopen vorkommen, dient zur Täuschung von Fressfeinden (Sherbrooke & Montanucci 1988). In diesem Fall wird sich nicht nur flach an den Boden angepresst, sondern die Tiere krümmen zusätzlich den hinteren Teil der Wirbelsäule zu einem Buckel, sodass sie mit den angezogenen Beinen und dem gesenkten Kopf wie die überall herumliegenden Kieselsteine aussehen (Sherbrooke & Montanucci 1988).

***Phrynosoma platyrhinos*:** Die Wüsten-Krötenechse ist von Idaho und Oregon im Norden südwärts über Utah, Arizona und Kalifornien bis auf den nördlichen Teil der Baja California, Mexiko verbreitet (Köhler 2021). Typuslokalität: Salt Lake County, Utah.

Das Verbreitungsgebiet der Wüsten-Krötenechse erstreckt sich über die Hochland-Gebiete der Sonora-Wüste, der Chihuahua-Wüste und der Halbwüsten-Grasland-Gemeinschaften. Sie bewohnt Täler, felsige Bajadas und niedrige Vorgebirge. Sie ist normalerweise in relativ ebenen Gebieten mit niedrigem Gebüsch und offenen, sonnigen Bereichen anzutreffen. In seinem gesamten Verbreitungsgebiet ist *P. platyrhinos* an Lebensräume mit verholzten Sträuchern, Kakteen und Yuccas in verschiedenen trockenen und halbtrockenen gebieten der Ebenen, Flussauen und Täler assoziiert (Sherbrooke 2003, Brennan & Holycross 2006). Diese Krötenechsen bewohnen alle Arten von Wüstenbuschland mit Sandebenen, Schwemmfächern, Flussauen oder buschige Dünenränder (Grismer 2002, St. John 2002, Stebbins 2003). Am häufigsten findet man sie dort, wo es zwischen freistehenden Sträuchern kahle Flächen gibt. Sie kommt dort vor, wo die Sommer heiß und die Winter kalt oder mild sind. Die Wintertemperaturen sind aber im Allgemeinen zu niedrig für Aktivitäten. Die Höhenlagen der von dieser Art besiedelten Lebensräume bewegen sich zwischen 100 m im Death Valley und 1.980 m ü. NN (Baur & Montanucci 1998). Die Nahrung besteht hauptsächlich aus langsamen Insekten (z. B. Ameisen und Käfer), manchmal aber auch aus Spinnen und etwas Pflanzenmaterial (z. B. *Lycium*-Früchte) (Banta 1961, Tanner & Krogh 1973). Im Allgemeinen gilt diese Echse als Ameisenspezialist (Pianka 1991). In einer Strauchsteppen-Bajada im Nordwesten Utahs fraßen Wüsten-Krötenechsen 14 der 20 Ameisenarten, die in den Untersuchungsgebieten vorkamen, zeigten jedoch eine deutliche Vorliebe für Arten mit den größten Körpergrößen, darunter, aber nicht beschränkt auf, Ernteameisen (Newbold & MacMahon 2009). Wüsten-Krötenechsen setzen zum Schutz vor potentiellen Raubtiere vor allem auf ihre hervorragende Tarnfärbung. Sie sind sehr schwer zu entdecken, solange sie sich nicht bewegen. Sie sind aber auch in der Lage erstaunlich schnelle Spurts, in die meist in der Nähe befindliche Vegetationsdecke hinzulegen (Linsdale 1938). Von *P. platyrhinos* ist bis jetzt nicht bekannt, dass sie den sonst bei Krötenechsen verbreiteten Abwehrmechanismus des Blutspritzens gegen potentielle Feinde einsetzen. Zu den Raubtieren zählen *Falco mexicanus*, *Lanius ludovicianus*, *Gambelia wislizenii* und *Masticophis taeniatus* (Middendorf & Sherbrooke 1992, Sherbrooke & Middendorf 2004).

***Phrynosoma solare*:** Die Vierhorn-Krötenechse kommt vom mittleren Arizona südwärts über die Bundesstaaten Sonora bis nach Zentral-Sinaloa, Mexiko vor. Die Art ist von fast Meereshöhe bis etwa 1.700 m ü. NN zu finden (Köhler 2021). Typuslokalität: "California" (in error). Durch Schmidt (1953) auf Tucson, Arizona korrigiert (Köhler 2021).

P. solare bewohnt hauptsächlich ebenes oder leicht abschüssiges Gelände mit offener Wüstenvegetation wie Mesquitebäume (*Prosopis* sp.), Kreosotbüschen (*Larrea tridentata*) und Saguaro-Kakteen (*Carnegiea gigantea*) (Pianka & Hodges 2007). Die Vierhorn-Krötenechse ist hervorragend an ein trocken-heißes Klima adaptiert. Der Boden im Habitat kann gelegentlich mit einer feinen Schicht aus Kalksteinstaub bedeckt sein (Suarez et al. 2000). Es hat sich gezeigt, dass *P. solare* relativ kleine Reviere von etwa 146 Meter Radius bewohnen (Parker 1971). Die Vierhorn-Krötenechse kann das ganze Jahr über aktiv sein, im Winter sind sie jedoch normalerweise nur an ungewöhnlich warmen Tagen aktiv. Zum Schutz vor kalten oder zu hohen Temperaturen, graben sich die Tiere in den Boden ein. Wenn *P. solare* bedroht oder gefangen wird, spritzt sie gelegentlich Blut aus den Augen. Zu weiteren Abwehrverhaltensweisen gehören, sich aufzublasen und mit den Hörnern zu stoßen.

Reproduktionsdaten

Die Angaben zur Reproduktion und zur Haltung und Nachzucht wurden, wenn nicht anders angegeben, aus den Befragungen zusammengestellt.

In Antrag 18 (CITES 2022b) werden folgende Informationen zur Fortpflanzung gegeben: In der Natur werden die Eier der Krötenechsen in zwei bis drei Schichten abgelegt und jede Schicht wird mit Erde bedeckt (Reeve 1952, Sherbrooke 1981). Nach Abschluss der Eiablage füllt das Weibchen das Loch mit ausgegrabener Erde auf, „harkt“ die umliegende Oberfläche, um das Nest zu tarnen (Ramsey 1956), und verlässt den Ort (Sherbrooke 1981). Die Größe der Gelege der Krötenechsen-Arten variiert zwischen 13 und 45 Eiern (Milne & Milne 1950, Ballinger 1974, Pianka & Parker 1975, Sherbrooke 1981).

Thema	Angaben zur Reproduktion der eierlegenden (oviparen) <i>Phrynosoma</i> -Arten
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Die Geschlechter lassen sich bei allen Arten der Gattung <i>Phrynosoma</i> eindeutig erkennen. Adulte ♂♂ sind in der Regel nicht nur etwas kleiner und schlanker als die etwas massigeren ♀♀, sondern die Schwanzlänge ist proportional auch etwas länger. Zudem ist die Schwanzwurzel durch die innenliegenden Hemipenistaschen der ♂♂ deutlich verdickt, insbesondere zur Paarungszeit. Ein weiterer Geschlechtsunterschied lässt sich bei allen Arten, außer bei <i>P. coronatum</i> feststellen. Unterhalb der Analspalte finden sich bei den ♂♂ eine Reihe deutlich vergrößerter Schuppen. Diese sind selbst bei Jungtieren (teilweise mit Zuhilfenahme einer Lupe) bereits zu erkennen (Baur & Montanucci 1998).
Fortpflanzungsweise	Ovipar (eierlegend). Im Listungs-Antrag 18 (CITES 2022b) wird Folgendes angegeben: In der Natur werden die Eier der eierlegenden Krötenechsen in zwei bis drei Schichten abgelegt und jede Schicht wird mit Erde bedeckt (Reeve 1952, Sherbrooke 1981). Sobald die Eiablage abgeschlossen ist, füllt das Weibchen das Loch mit ausgegrabener Erde auf, „harkt“ die umliegende Oberfläche, um das Nest zu tarnen (Ramsey 1956), und verlässt den Ort (Sherbrooke 1981). Die Größe der Gelege von Krötenechsen variiert zwischen 13 und 45 Eiern (Milne & Milne 1950, Ballinger 1974, Pianka & Parker 1975, Sherbrooke 1981).
Geschlechtsreife	In der Regel setzt die Geschlechtsreife erst nach der 2. Überwinterung ein. Je nach dem, wann die Jungtiere geschlüpft sind, ist dies nach ca. 1½ Jahren der Fall. ♀♀ mind. 18 Monate, ♂♂ etwas früher möglich. <i>P. asio</i>: Jungtiere wachsen relativ langsam. Schlupfgewicht eines ♀ war 1,2 g, nach 2 Monaten wog dasselbe Tier 3 g, nach 5 Monaten 11g. Nach 9 Monaten hatten mehrere Tiere ca. 50–65 g. Adult sind die Tiere bei einem Gewicht von ca. 110–135 g.

	<i>P. cornutum</i>: Beim Erreichen der Geschlechtsreife sind die Echsen mindestens 20 Monate alt und messen 68 mm KRL (Baur & Montanucci 1998). <i>P. coronatum</i>: Die Geschlechtsreife bei <i>P. cornutum</i> tritt in der Natur erst im 2. Sommer nach dem Schlupf ein (Ballinger 1974). <i>P. modestum</i>: Ab einer KRL von etwas über 40 mm sind die Tiere geschlechtsreif. Tiere aus frühen Gelegen können dies bereits bis zur ersten Winterruhe erreicht haben (Baur & Montanucci 1998), sodass sie sich bereits im kommenden Frühjahr verpaaren können. <i>P. platyrhinos</i> wird im Freiland mit etwa 22 Monaten geschlechtsreif (Tanner & Krogh 1973, Nussbaum et al. 1983). <i>P. solare</i>: Gegenüber anderen <i>Phrynosoma</i>-Arten wachsen <i>P. solare</i> sehr schnell und vermehren sich bereits in der kommenden Saison, in einem Alter von ca. 9 Monaten. Im Vergleich zu <i>P. asio</i>, welche im ausgewachsenen Zustand mehr als das Doppelte wiegen, haben junge <i>P. solare</i> nach 7 Monaten bereits ein Gewicht von über 50 g, wohingegen <i>P. asio</i> im Alter von 7 Monate erst ca. 25 g wiegen.
Fortpflanzungs-saison	<i>P. asio</i>: Erste Paarungen Ende Juni. Dauer der Paarungszeit ca. 5–6 Wochen (Baur & Montanucci 1998). Tragzeit teilweise mehr als 2 Monaten und damit bedeutend länger als bei anderen Krötenechsenarten (Baur 1979a). Alvarez del Toro (1960) berichtet über Eiablagen im September und Oktober in Chiapas und gibt Gelegegrößen von 7–15 Eiern an. <i>P. blainvillii</i>: Eiablagen Anfang bis Mitte Juni (Shaw 1952). Hult & Germano (2015) geben an, dass die Aktivitätsperiode von Anfang April bis Anfang November dauert. Ihren Daten zufolge erscheinen die Jungtiere ab Juli und sind zwischen August und September am aktivsten (Howard 1974, Zeiner et al. 1988, Jennings und Hayes 1994). <i>P. cerroense</i>: Paarung ab Mitte Februar, Eiablage Anfang März–Ende April (Baur & Montanucci 1998). Die Angabe bezieht sich auf <i>P. coronatum</i> der mittleren Baja California = <i>P. cerroense</i>. <i>P. cornutum</i>: In Texas beginnt die Brutsaison für <i>P. cornutum</i> kurz nach dem Frühling und dauert bis Mitte Juli (Milne & Milne 1950). Paarungen wurden Ende April bis Anfang Mai beobachtet. Die Paarungszeit beginnt drei bis vier Wochen nach der Winterruhe. Die Art der Paarung ist bei Krötenechsen einzigartig. Das Männchen beißt in eine Falte an der Seite des Halses des Weibchens, macht zwei bis drei Schritte nach vorne und dreht das Weibchen mit einer starken Kopfbewegung auf den Rücken. Es steht nun über dem Weibchen, fixiert es und die Paarung folgt. Der gesamte Vorgang dauert etwa eine Viertelstunde, die eigentliche Paarung dauert 6 Minuten (Montanucci 1968, Tollestrup 1981, Baur & Montanucci 1998). Die Eiablage erfolgt etwa 40 Tage nach der Paarung. Das Weibchen gräbt eine Röhre in lockerem Boden, um ihre Eier abzulegen. Die maximale Gelegegröße wird mit bis zu 49 angegeben, wobei 25–30 Eier der Durchschnitt sind. Die Inkubationszeit variiert zwischen 40 und 60 Tagen (Baur & Montanucci 1989). Manchmal wird das Gelege unter Steinen gefunden (Collins 1982). <i>P. coronatum</i>: Paarung Mitte März, Eiablage Ende April (Baur & Montanucci 1998). Paarung bis Eiablage etwa vier Wochen. 7–21 Eier werden in der Zeit von Mitte Juni bis Mitte Juli abgelegt. Die Jungtiere schlüpfen nach acht bis neun Wochen (Baur & Montanucci 1998). <i>P. mcallii</i>: Anfang April, nach Beendigung der Winterruhe beginnt die Fortpflanzungszeit. 1. Eiablage im Mai, 2. Im Juli (Pianka & Parker 1975). <i>P. platyrhinos</i>: Die Winterruhe von <i>P. platyrhinos</i> endet Anfang bis Mitte März. Meist ab Ende März beginnt die Paarungszeit. Sie kann bis Ende Mai andauern. Nach drei bis vier Wochen werden durchschnittlich 6–8 Eier gelegt. Die Inkubationsdauer wird mit etwa 6 Wochen angegeben (Baur & Montanucci 1998). Weibchen von <i>Phrynosoma platyrhinos</i> legen zwischen April und Juli ein oder zwei Gelege und vergraben ihre Eier im Boden. Die Gelegegröße beträgt durchschnittlich etwa 7. Die Inkubation dauert etwa 50–60 Tage. Die Schlüpflinge erscheinen von Mitte Juli bis Mitte September; der Zeitpunkt der Geburt variiert leicht innerhalb des Verbreitungsgebiets der Art (Hammerson 2016, zitiert in CITES 2022b). Die Winterruhe endet

	Anfang bis Mitte März. Die Paarungszeit beginnt in der Regel Ende März. Sie kann bis Ende Mai dauern. Nach drei bis vier Wochen werden durchschnittlich 6–8 Eier gelegt. Die Inkubationszeit wird mit etwa 6 Wochen angegeben (Baur & Montanucci 1998). <i>P. solare</i>: Die Fortpflanzungszeit beginnt bei <i>P. solare</i> erst relativ spät. Paarung im Juli. Weibchen legen ihre Eier im Allgemeinen zwischen Juni und August (Parker 1971). Pro Gelege werden zwischen 7 und 33 Eier abgelegt. Weibchen legen normalerweise nur ein Gelege pro Jahr. Die Nester werden als halbkreisförmige, schräg gegrabene Tunnel angelegt, sodass die Eiablagestelle tagsüber länger im Schatten liegt. Normalerweise nisten sie in feuchtem, feinem Schlick oder Sand (Van Devender & Howard 1973). Eiablagen erfolgen frühesten Ende Juli meist aber später. Die Jungtiere schlüpfen relativ spät im Jahr im September oder Oktober (Baur & Montanucci 1998). Um ein Weibchen anzulocken, werden verschiedene Balzaktivitäten eingesetzt, wie z. B. Liegestütze und Kopfnicken (Langner pers. Beob.).
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>P. asio</i>: 4–30 Eier (im Durchschnitt 16–22 Eier) / In der Regel 1 Gelege pro Jahr. Maximal 2 Gelege (Recchio et al. 2014) <i>P. blainvillii</i>: 10–21 Eier (Shaw 1952) <i>P. cerroense</i>: 11–16 Eier (Baur & Montanucci 1998). Die Angabe bezieht sich auf <i>P. coronatum</i> der mittleren Baja California = <i>P. cerroense</i> <i>P. cornutum</i>: 4–30 Eier / 1 max. 2 Gelege pro Jahr. Bis zu 29 Eier (Ballinger 1974). <i>P. coronatum</i>: 4–30 Eier. 7–21 Eier (Baur & Montanucci 1998) <i>P. goodei</i>: 4–8 Eier <i>P. mcallii</i>: 4–24 Eier, 3–10 Eier pro Gelege und 1–2 Gelege pro Jahr (Pianka & Parker 1975) <i>P. modestum</i>: 2–12 Eier, 6–15 Eier in 1–2, in Ausnahmefällen bis zu 3 Gelegen (Wernicke & Haase 2014) <i>P. platyrhinos</i>: 4–8 Eier pro Gelege, 6–8 (Baur 1973), 2–12 (Fabian 2013) / bis zu 4 Gelege pro Jahr (Schulz 2018a) <i>P. solare</i>: 4–30 Eier / 1 Gelege pro Jahr, 13–33 Eier (Baur & Montanucci 1998).
Eigröße / Schlupfgröße	<i>P. asio</i>: Schlupfgröße 1,2 g, 1,4–2,1 g (Recchio et al. 2014) <i>P. blainvillii</i>: Eigröße 12,8–15,4 x 10,2–11,1 mm / Schlupfgröße GL 35–37 mm (Shaw 1952) <i>P. cornutum</i>: Eigröße 10 x 16 mm (Baur & Montanucci 1998). Schlupfgröße 2,6–3,6 cm / 1,0–1,3 g (Galli & Ruf 2010). Schlupfgröße 20–32 mm KRL, 30–42 mm GL (Baur & Montanucci 1998) <i>P. coronatum</i>: Schlupfgröße 27–28 mm KRL, 38–41 mm GL (Baur & Montanucci 1998). <i>P. mcallii</i>: Eigröße 7–10 x 14–17 mm / Schlupfgröße 35–38 mm (Pianka & Parker 1975) <i>P. modestum</i>: 0,5–0,7 g bei der Eiablage (Wernicke & Haase 2014) <i>P. platyrhinos</i>: Eigröße 15–25 mm / Schlupfgröße KRL 20–35 mm, 2–3,2 g (Fabian 2013) <i>P. solare</i>: Schlupfgröße 30 mm KRL (Baur & Montanucci 1998).
Inkubation	<i>P. asio</i>: 80–120 Tage (bei +/- 29 °C), ca. 85 Tage (bei 28 °C), 93–106 Tage bei 25–26 °C (Baur & Montanucci 1998). 100 Tage bei 26 °C (Haase 2014), 90–100 Tage bei 25 °C (Marchevskaya et al. 2024) <i>P. blainvillii</i>: 63–69 Tage (bei 21–35 °C) (Shaw 1952), 60 Tage (Hult & Germano 2015). <i>P. cornutum</i>: 58–98 Tage (bei 29 °C), 43–53 Tage (Baur & Montanucci 1998), 60–66 Tage bei 29 °C (Galli & Ruf 2010) <i>P. coronatum</i>: 60–100 Tage (bei 29 °C), 52–58 Tage (bei 27–28 °C) (Baur & Montanucci 1998) <i>P. goodei</i>: 45–60 Tage (bei 29 °C) <i>P. mcallii</i>: 60–90 Tage (bei 29 °C) <i>P. modestum</i>: 55–75 Tage (bei 29 °C), 50–70 Tage bei 26–28 °C (Wernicke & Haase 2014) <i>P. platyrhinos</i>: 45–60 Tage (bei 29 °C), 39–40 Tage (Baur 1973), ab 42 Tage bei

	28–29 °C (Schulz 2018a), 45–60 Tage bei 26–28 °C (Fabian 2013) <i>P. solare</i> : 60–100 Tage, 66 Tage (bei 28 °C).
Schlupfrate	<i>P. asio</i> : 80–90 %, 45–79 % (Recchio et al. 2014) <i>P. blainvillii</i> : 80 % <i>P. cornutum</i> : 70–80 % <i>P. coronatum</i> : 80 % <i>P. goodei</i> : 80 % <i>P. mcallii</i> : 80 % <i>P. modestum</i> : 80 % <i>P. platyrhinos</i> : 80–100 %, 90–100 % (Fabian 2013), 100 % (Schulz 2018a) <i>P. solare</i> : 55–80 %.
Geschlechterverhältnis bei Schlupf	<i>P. asio</i> : ca. 50/50 % ♂♂/♀♀ <i>P. blainvillii</i> : ca. 50/50 % ♂♂/♀♀ <i>P. cornutum</i> : ca. 50/50 % ♂♂/♀♀ <i>P. coronatum</i> : ca. 50/50 % ♂♂/♀♀; 56 % ♂♂/44 % ♀♀ (Ruf & Galli 2010) <i>P. goodei</i> : 65 % ♂♂, 35 % ♀♀ <i>P. mcallii</i> : ca. 50/50 % ♂♂/♀♀ <i>P. modestum</i> : 40 % ♂♂, 60 % ♀♀ <i>P. platyrhinos</i> : 65 % ♂♂, 35 % ♀♀ <i>P. solare</i> : ca. 50/50 % ♂♂/♀♀.
Geschlechtsbestimmung	Bei <i>P. platyrhinos</i> genetische Geschlechtsbestimmung, X/Y-Geschlechts-Chromosomen (Koochekian et al. 2022). Partnenogenese wurde bei <i>Phrynosoma</i> spp. nicht nachgewiesen.
Spermien-speicherung	Ja, bis auf bei <i>Phrynosoma asio</i> ist bei allen anderen Arten eine Spermien-speicherung über die Saison hin festgestellt worden.

Haltung und Nachzucht C/C



Abb. 11: Nachzucht von *Phrynosoma modestum* und *P. platyrhinos* (alle Fotos J. Schulz)

- a *P. modestum*, Texas. ♀ beim Ausstoßen eines Eis
- b *P. modestum*, Gelege
- c *P. modestum*, Schlupf eines Albuquerque-Jungtieres
- d *P. modestum*, Jungtiere im Aufzucht-Terrarium
- e *P. platyrhinos*, Eiablage
- f *P. platyrhinos*, das ausgegrabene Gelege
- g *P. platyrhinos*, frisch geschlüpfte Jungtiere
- h *P. platyrhinos*, Jungtier-Gruppe.

Thema	Angaben für die eierlegenden (oviparen) <i>Phrynosoma</i> -Arten
Haltungsansprüche	Bei den oviparen Krötenechsen handelt es sich in der Regel um Wüstenbewohner der tieferen Lagen. Die Haltung erfolgt in großzügigen Wüstenterrarien. Für größeren Arten wie bspw. <i>P. asio</i> oder <i>P. cornutum</i> sollten die Zimmerterrarien eine Größe von 150 x 60 x 60 cm nicht unterschreiten. Für mittelgroße Arten wie <i>P. platyrhinos</i> eignen sich Terrarien ab ca. 120 x 60 x 60 cm. Selbst den kleinsten Arten wie <i>P. modestum</i> sollten Terrarien von mindestens 100 x 60 x 60 cm zur Verfügung stehen. Alle Krötenechsenarten sind nicht territorial und lassen sich recht gut in kleinen Gruppen, sogar mit mehreren Männchen halten. Dies ist bei der Terrariengröße zu berücksichtigen. Als tagaktive Wüstenbewohner kann es Krötenechsen im Terrarium eigentlich nie hell genug sein. Bewährt haben sich UVB-Metalldampflampen, welche in den unterschiedlichsten Wattzahlen erhältlich sind. Geeignete Produkte sind z. B. Solar Raptor von ECONLUX, Premium UVB MD-Lampe von Reptiles Expert oder Bright Sun von Lucky Reptile. Während für Aufzuchtterrarien 35 Watt und 50 Watt in Frage kommen, sind für die Terrarien der Adulti 70 Watt und 100 Watt die Regel. In nach oben offenen Terrarien, welche sich teilweise gut bewährt haben, kommen dann eher die 150 Watt Versionen zum Einsatz, da hier keine Gefahr von Stauwärme entsteht. In dem Wüstenterrarium für Krötenechsen ist eine Umgebungstemperatur von 25–30 °C anzustreben, während die Sonnenplätze bis zu 45 °C warm werden können. Wichtig ist eine Nachtabsenkung zu erzielen, in dem das Terrarium auf Zimmertemperatur unter 22 °C abkühlt (Schulz 2018a). Als zusätzliche Grundbeleuchtung können T5 Röhren und LED Balken zum Einsatz kommen, allerdings lediglich um die Beleuchtungsintensität zu erhöhen, als alleinige Beleuchtung sind diese vollkommen ungeeignet. Die Beleuchtungsdauer beträgt während der Paarungszeit im Sommer bis zu 14 Stunden und in den Wintermonaten 6 Stunden (Marchevskaya et al. 2024). Während der 2-monatigen Winterruhe, welche am besten einzeln in separaten Boxen im Kühlschrank bei 12 °C durchgeführt wird (Schulz 2018a), wird die Grundbeleuchtung im Besten Fall für die lebenden Pflanzen im Terrarium benötigt. Unter heutigen Gesichtspunkten ist die technische Ausstattung, gerade in Bezug auf UVB-Metalldampflampen deutlich besser als in den Anfängen der erfolgreichen Krötenechsenhaltung. Nichtsdestotrotz sollte eine temporärer Freilandaufenthalt immer angestrebt werden und trägt deutlich zur Vitalität der Tiere bei. Erfolge bei der reinen Zimmerhaltung sind aber durchaus möglich. So konnten in einem Jahr über 90 junge Krötenechsen aus 5 verschiedenen Arten unter diesen Bedingungen nachgezüchtet werden. Auch die kontinuierliche Zucht von <i>P. cornutum</i> über mehrere Jahre im Zimmerterrarium ist dort dokumentiert (Galli & Ruf 2010). Andere Halter konnten bei einer reinen Zimmerhaltung ebenfalls durchaus Erfolge erzielen, sei es bei <i>P. platyrhinos</i> (Haase 2012) oder <i>P. modestum</i> (Wernicke & Haase 2014). Gerade für die oviparen Arten ist ein höherer Bodengrund wichtig, um ihnen eine artgerechte Eiablage zu ermöglichen (Baur & Montanucci 1998). Selbst für die kleinste Art, <i>P. modestum</i>, sollte der Bodengrund mindestens 15 cm hoch sein (Wernicke & Haase 2014). Der zu verwendende Sand sollte keinen Lehmanteil haben, sodass er nicht zu sehr verbackt. Gewaschener Flusssand oder fertig abgepackter Spielsand eignen sich sehr gut. Gut abgetrocknet sollte dieser locker sein, damit sich die Krötenechsen in typischer Weise halb oder ganz vergraben können. Gerade für frisch geschlüpfte <i>Phrynosoma</i> ist es wichtig fein gesiebten Sand zu nehmen, da sich die Jungtiere schlecht eingraben können, wenn der Sand zu grob ist (Galli & Ruf 2010). Als weitere Einrichtung können einzelne größere Steine genommen werden, welche allerdings eher dekorativ als pragmatisch sind, da die meisten Krötenechsen wenig klettern. Für die kleine <i>P. modestum</i> sollten jedoch noch einige nuss- bis pflaumengroße Steine den Bodengrund ergänzen. Laut Baur & Montanucci (1998) vergräbt sich diese Art weniger oft als andere Arten. Insbesondere Schlüpflinge sind zu schwach, um sich im Sand einzugraben. Von dieser Art ist auch bekannt, dass sie bei Gefahr in eine Stein-Mimese verfällt und einen Stein imitiert (Sherbrooke & Montanucci 1988). Für <i>P. asio</i> sind auch kleine Sträucher wichtig, da die Tiere teilweise in den Sträuchern

	ruhen. Aber auch andere Krötenechsenarten wie bspw. <i>P. cornutum</i> nutzen Trockenbüsche gerne zum Ruhen (Galli & Ruf 2010). Für die Riesenkrötenechse kann zusätzlich etwas getrocknetes Laub als Terrariendekoration eingebracht werden, da diese aus trockenwarmen lichten Wäldern und halbwüstenähnliche Gebiete stammt (Baur & Montanucci 1998).
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	<i>P. asio</i> ist die am häufigsten vertretene Krötenechse und durch ihre Größe, die am einfachsten und züchtbare Krötenechse. Sie benötigt zur erfolgreichen Haltung nicht zwingend Ameisen, allerdings ist eine regelmäßige Gabe sehr empfehlenswert. Einige Halter*innen haben die Haltung und Zucht, insbesondere von <i>P. asio</i> als komplikationslos und nicht schwierig beschrieben. Hierzu sei aber angemerkt, dass diese Züchter*innen teilweise 20–30 Jahre Erfahrung in der Zucht von Krötenechsen haben und deutlich routinierter im Umgang mit ihren Tieren sind. Andere Teilnehmende beschreiben die Haltung als kompliziert, sehr pflegeaufwändig aber trotzdem problemlos machbar. Die Riesen-Krötenechse ist die einzige Krötenechsenart, welche keine Röhre für die Eiablage gräbt, sondern es wird nur eine offene Grube von 10–15 cm Durchmesser und einer Tiefe von ca. 10 cm gegraben, um die Eier abzulegen. Im Anschluss wird das Gelege von dem Weibchen wieder zugescharrt und der Bodengrund festgestampft (Baur & Montanucci 1998). Eine dauerhafte Pflege und ein hohes Lebensalter sind ohne den Einsatz von Ameisen als Nahrung kaum möglich (Wernicke & Haase 2014). <i>P. mcallii</i> gilt als ausgesprochener Ameisenspezialist, der große Beutetiere kaum zu fressen vermag (Baur & Montanucci 1998).
Lebenserwartung in Haltung	<i>P. asio</i>: 12–18 Jahre (Angaben der befragten Halter), ein Männchen lebte fast 14 Jahre (Baur & Montanucci 1998) <i>P. cornutum</i>: mind. 10 Jahre bei beiden Geschlechtern (Angaben der befragten Halter), ein Weibchen lebte fast 12 Jahre (Baur & Montanucci 1998) <i>P. coronatum</i>: mind. 10 Jahre bei beiden Geschlechtern (Angaben der befragten Halter), ein Männchen lebte fast 9 Jahre (Baur & Montanucci 1998) <i>P. goodei</i>: mind. 10 Jahre (Angaben der befragten Halter) <i>P. mcallii</i>: 10–15 Jahre (Angaben der befragten Halter), ein Männchen starb durch einen Unfall mit 5 Jahren (Baur & Montanucci 1998) <i>P. modestum</i>: Männchen maximal 6–8 Jahre, Weibchen maximal 12 Jahre (Angaben der befragten Halter), ein Männchen lebte fast 18 Jahre (Baur & Montanucci 1998) <i>P. platyrhinos</i>: 10–15 Jahre, (Angaben der befragten Halter), ein Weibchen lebte fast 6 Jahre (Baur & Montanucci 1998); im Freiland jedoch nur 7–8 Jahre (Medica et al. 1973, Tanner & Krogh 1973) <i>P. solare</i>: mind. 10 Jahre bei beiden Geschlechtern (Angaben der befragten Halter), ein Männchen lebte fast 11 Jahre (Baur & Montanucci 1998).
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	<i>P. asio</i>: Erstmalig erwähnte Zucht 1976 (Baur 1979a). Seit Ende der 1980er / Mitte 1990er Jahre gab es mehrere Zuchterfolge bei unterschiedlichen Halter*innen. Die Riesenkrötenechse ist auch heute die am häufigsten gezüchtete Art in Privathaltung, aber insgesamt trotzdem selten. In Zoos extrem selten. <i>P. blainvillii</i>: NZ ist schon regelmäßig geglückt, aber sehr vereinzelt. <i>P. cornutum</i>: Eine der „häufigeren“ Arten in der Zucht, trotzdem selten. <i>P. coronatum</i>: Selten, aber regelmäßig. <i>P. goodei</i>: Selten, aber regelmäßig. <i>P. mcallii</i>: Selten, aber regelmäßig. <i>P. modestum</i>: Eine der „häufigeren“ Arten in der Zucht, trotzdem selten. <i>P. platyrhinos</i>: Erstmalig erwähnte Zucht 1972 (Baur 1973, Baur & Montanucci 1998). Nachzuchten sind regelmäßig zu finden. Nach <i>P. asio</i> die am häufigsten gehaltene und gezüchtete Krötenechse. <i>P. solare</i>: Selten, aber regelmäßig.

Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Bei allen ovoviviparen Arten der Gattung <i>Phrynosoma</i> sind die Zuchtschwierigkeiten als hoch bis sehr hoch zu bewerten. Mit der nötigen Expertise sind jedoch alle Arten züchtbar. <i>Phrynosoma asio</i> und <i>P. platyrhinos</i> gelten als die „Einsteigerarten“ in der komplexen Haltung und Zucht von Krötenechsen.
Anzahl Exemplare, die bis zur Geschlechtsreife überleben	<i>P. asio</i> : ca. 80–100 % <i>P. blainvillii</i> : ca. 60 % <i>P. cornutum</i> : ca. 60–80 % <i>P. coronatum</i> : ca. 60 % <i>P. goodei</i> : ca. 60 % <i>P. mcallii</i> : ca. 60 % <i>P. modestum</i> : ca. 60–80 % <i>P. platyrhinos</i> : ca. 70–80 % <i>P. solare</i> : ca. 50–70 %
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	<i>P. asio</i> : Ja. Mindestens F6 in Terrarienhaltung vorhanden. <i>P. cornutum</i> : Ja <i>P. coronatum</i> : Ja <i>P. goodei</i> : Ja <i>P. mcallii</i> : Ja <i>P. modestum</i> : Ja, mindestens F3 <i>P. platyrhinos</i> : Ja, mindestens F5 <i>P. solare</i> : Ja.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Ja: Professionelle Zucht von <i>P. asio</i> außerhalb des Verbreitungsgebietes unter In- und Outdoor-Terrarienbedingungen (Marchevskaya et al. 2024). Für ein Wiederaussiedlungsprojekt wurden allein bis 2021 über 1000 <i>P. cornutum</i> im Fort Worth Zoo, Texas nachgezüchtet (Virata 2021).
Befragungen	<i>P. asio</i> : 2 Zoos (1 Züchter), 10 Private Halter*innen (9 Züchter*innen) <i>P. blainvillii</i> : 2 Private Halter*innen (1 Züchter*in) <i>P. cornutum</i> : 4 Private Halter*innen (3 Züchter*innen) <i>P. coronatum</i> : 2 Private Halter*innen (2 Züchter*innen) <i>P. goodei</i> : 2 Private Halter*innen (1 Züchter*in) <i>P. mcallii</i> : 3 Private Halter*innen (3 Züchter*innen) <i>P. modestum</i> : 5 Private Halter*innen (5 Züchter*innen) <i>P. platyrhinos</i> : 2 Zoos (1 Züchter), 7 Private Halter*innen (6 Züchter*innen) <i>P. solare</i> : 3 Private Halter*innen (3 Züchter*innen)

Zitierte und weiterführende Publikationen zu *Phrynosoma* spp.

- Adams, A.A.Y., R. D. Adams, S.K. Skagen & D.J. Martin (2016): Natural History Notes: *Phrynosoma hernandesi* (Greater Shorthorned Lizard). Commensalism. Herpetological Review 47(3): 467.
- Agosta, S.J. & A.E. Dunham (2004): Comment on „How the Horned Lizard Got Its Horns“. Science 306(5694): 230.
- Aguilar-Morales, C. & T.R. van Devender (2018): Horned Lizards (*Phrynosoma*) of Sonora, Mexico: Distribution and Ecology. Sonoran Herpetologist 31(3): 40-50.
- Alenius, R. (2016): Diet analysis of Texas horned lizards (*Phrynosoma cornutum*) in two small Texas towns. Fort Worth (Texas Christian University): 28 pp.
- Allen, S., M. Rochford, R. Malecki & S.P. Mackessy (2003): Geographic distribution: *Phrynosoma hernandesi* (Greater Short-horned Lizard). Herpetological Review 34(2): 166.
- Allison, P.S & J.C. Cepeda (2009a): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Nesting; hatchling behavior; predation. Herpetological Review 40(1): 90.

- Allison, P.S. & J.C. Cepeda (2009b): Nesting and hatchling behavior of the Texas Horned Lizard (*Phrynosoma cornutum*). *Southwestern Naturalist* 54(2): 211-213.
- Allison, P.S. & J.C. Cepeda (2010): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Nesting behavior. *Herpetological Review* 41(1): 83-84.
- Alsup, V. (2013): Desert Horned Lizard Care. Beasties Publishing(ebook): 19 pp.
- Alvarez del Toro, M. (1982): Los Reptiles de Chiapas. 3rd ed. México: Tuxtla Gutiérrez (Instituto de Historia Natural): 248 pp.
- Anderson, R.A., S. Wilhoit & W. Boyle (2013): Proximal causes of diet in the desert horned lizard *Phrynosoma platyrhinos* in northern desert scrub. In: Ecological Methods and Research in Reptile Ecology Summer Session 2013. Bellington, WA (Department of Biology, Western Washington University).
- Andriash, B. (1979): A true tale about horned lizards. *North Dakota Outdoors* 42(4): 8-9.
- Anonymous (1929): The horned toad in Maryland. *Bulletin of the Maryland Academy of Sciences* 8(4): 6.
- Anonymous (1994): Listing proposals – October/November 1993: *Phrynosoma mcallii*. *Endangered Species Technical Bulletin* 19(1): 14-15.
- Arias-Balderas, S.F., A. Hernández-Ríos & F. Correa-Sánchez (2012): *Phrynosoma braconnieri* (short-tailed horned lizard). Predation. *Herpetological Review* 43(2): 335-336.
- Ashton, K.G. & K.L. Ashton (1998): Natural history notes: *Phrynosoma douglasi* (Short-horned Lizard). Reproduction. *Herpetological Review* 29(3): 168-169.
- Avila-Nájera, D.M., G.D. Mendoza, O. Villarreal & R. Serna-Lagunes (2018): Uso y valor cultural de la herpetofauna en México: una revisión de las últimas dos décadas (1997-2017). *Acta Zoológica Mexicana* 34: 1-15.
- Axtell, R.W. (1986): The Epipterygoids in *Phrynosoma solare*, Still Present, but Disappearing. *Journal of Herpetology* 20(1): 79-81.
- Baharav, D. (1975): Movement of the Horned Lizard *Phrynosoma solare*. *Copeia* 1975(4): 649-657.
- Ballinger, R.E. (1974): Reproduction of the Texas horned lizard, *Phrynosoma cornutum*. *Herpetologica* 30(4):321-327.
- Ballinger, R.E., J.A. Lemos-Espinal & G.R. Smith (1998): Thermal tolerance of five species of lizard from Mexico and the southwestern USA. *Bulletin of the Maryland Herpetological Society* 34(1): 1-14.
- Ballinger, R.E. & G. Schrank (1970): Acclimation rate and variability of the critical thermal maximum in the lizard *Phrynosoma cornutum*. *Physiological Zoology* 43(1): 19-22.
- Banta, B.H. (1961): Herbivorous Feeding of *Phrynosoma platyrhinos* in Southern Nevada. *Herpetologica* 17(2): 136-137.
- Banta, B.H. (1962): A notable range extension for the California horned lizard. *Wasmann Journal of Biology* 20(1): 137-138.
- Banta, B.H. (1970): The rediscovery of the holotype for *Phrynosoma douglassi ornatum* Girard. *Wasmann Journal of Biology* 28: 199-206.
- Barajas, R.M., F. Rodríguez-Romero, A.S. Velázquez Rodríguez & F.R. Méndez de la Cruz (2013): Taxonomic Assessment of the Subspecific Status of *Phrynosoma orbiculare* (Sauria: Phrynosomatidae) In the Southern Portion of Its Distribution. *Southwestern Naturalist* 58(4): 459-464.
- Barber, D.M. (2013): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Predation. *Herpetological Review* 44(2): 326.

- Barbour, T. (1921): A new *Phrynosoma* from Cerros Island. Proceedings of the New England Zoological Club 7(192): 113-115.
- Barrett, L.P., K.L. Anthony, S.J. Eliades, C.D. Siler, B. Lock & R.J. Snyder (2022): Personality assessment of headstart Texas horned lizards (*Phrynosoma cornutum*) in human care prior to release. Applied Animal Behaviour Science 254: 105690.
- Barrows, C.W. & M.F. Allen (2009): Conserving species in fragmented habitats: population dynamics of the flat-tailed horned lizard, *Phrynosoma mcallii*. Southwestern Naturalist 54(3): 307-316.
- Barrows, C.W., K.L. Preston, J.T. Rotenberry & M.F. Allen (2008): Using occurrence records to model historic distributions and estimate habitat losses for two psammophilic lizards. Biological Conservation 141(7): 1885-1893.
- Bartlett, R.D. & P.P. Bartlett (1999): A Field Guide to Texas Reptiles and Amphibians. Houston (Gulf Publishing Company): 331 pp.
- Baur, B. (1973): Pflege und Zucht der Wüstenkrötenechse, *Phrynosoma platyrhinos*. Salamandra 9(3-4): 145-159.
- Baur, B. (1974): Colima-Krötenechse (*Phrynosoma asio* Cope 1864) – der mexikanische Riese. Das Aquarium 9 164-168.
- Baur, B. (1979a): Pflege und Zucht der Riesenkrötenechse, *Phrynosoma asio* (Reptilia: Sauria: Iguanidae). Salamandra 15(1): 1-12.
- Baur, B. (1979b): Leben in der Wüste: Krötenechsen (*Phrynosoma* Wiegmann, 1828) 2. Teil: Pflege und Zucht der Rundschwanz-Krötenechse, *Phrynosoma modestum* Girard, 1852. Das Aquarium 125: 528-532.
- Baur, B. (1984): Krötenechsen-Bastarde (*Phrynosoma*). Salamandra 20(2/3): 70-87.
- Baur, B. (1986): Die Felsen-Krötenechse. Herpetofauna 8(40): 27.
- Baur, B. (1987a): Kurzhorn-Krötenechsen. *Phrynosoma douglassi* und *Phrynosoma orbiculare*. Das Aquarium 21(8): 421-426 u. Titel.
- Baur, B. (1987b): Kurzhorn-Krötenechsen. *Phrynosoma douglassi* und *Phrynosoma orbiculare* Teil 2. Das Aquarium 21(9): 476-478.
- Baur, B. (1988a): Die Wüsten-Krötenechse *Phrynosoma platyrhinos*. Teil 1: Verbreitung – Aussehen – Ernährung. Das Aquarium 22(3): 154-158.
- Baur, B. (1988b): Die Wüsten-Krötenechse *Phrynosoma platyrhinos*. Teil 2: Überwinterung – Fortpflanzung – Systematik. Das Aquarium 22(5): 303-306.
- Baur, B. (1993): Zur Lebenserwartung von Krötenechsen der Gattung *Phrynosoma*. Iguana Rundschreiben 6(2): 8-12.
- Baur, B. (1997): Krötenechsen. Die Ameisenspezialisten. Reptilia (Münster) 2(3): 56-59.
- Baur, B. (1999): Kommentar zu 'Bemerkungen zur Ernährung von Krötenechsen (*Phrynosoma*)' und zur Buchbesprechung (Iguana-Rundschreiben Nr. 21) von Tobias Eisenberg. Iguana Rundschreiben 12(2): 17-21.
- Baur, B. & R. Montanucci (1998): Krötenechsen – Biologie, Pflege, Zucht. Frankfurt (Herpeton-Verlag): 160 pp.
- Beauchamp, B., B. Wone, S. Bros & M. Kutilek (1998): Habitat Use of the Flat-tailed Horned Lizard (*Phrynosoma mcallii*) in a Disturbed Environment. Journal of Herpetology 32(2): 210-216.
- Beck, P. & W. Bridges (1955): Acclimatization of the Lizard *Phrynosoma cornutum* on the French Riviera. Copeia 1955(3): 257.

- Beeman, T., H. Neveel, S. Nielsen & K. Robertson (2001): The distribution and activity of ants (Formicidae) and how they may affect prey choice of *Phrynosoma platyrhinos* in the Alvord Basin. In: Ecological Methods and Research in Reptile Ecology Summer Session 2001 Field Biology Course, BIOL 417a. Bellington, WA (Department of Biology, Western Washington University).
- Beltrán Sánchez, E., F. Mendoza-Quijano. & W.C. Sherbrooke (2000): Geographic distribution: *Phrynosoma orbiculare* (Mountain Horned Lizard). Herpetological Review 31(1): 54.
- Bell, T. (1829): Description of a new species of Agama, brought from the Columbia River by Mr. Douglass. Transactions of the Linnean Society London 16(1): 105-107.
- Beltrán-Sánchez, E., F. Mendoza-Quijano & W.C. Sherbrooke (2005): Aspectos reproductivos del camaleón vivíparo *Phrynosoma taurus* (Sauria: Phrynosomatidae) de Zumpango del Río, Guerrero. Boletín de la Sociedad Herpetológica Mexicana 13(1): 37-41.
- Benitez, A.G., C.A. Mastachi Loza, A.S. Velázquez Rodríguez, J.L. Rheubert & O. Hernández Gallegos (2021): Spatial-Temporal Activity Patterns of the Mexican Plateau Horned Lizard in a Natural Protected Area. Journal of Herpetology 55(3): 271-278.
- Bergman, E., B. Hill, C. Montgomery, T. Childers, J.D. Manzer, J. Sifert & S.P. Mackessy (1998): Geographic distribution: *Phrynosoma douglasii* (Short-horned Lizard). Herpetological Review 29(2): 111.
- Bergmann, P.J. & C.P. Berk (2012): The evolution of positive allometry of weaponry in Horned Lizards (*Phrynosoma*). Evolutionary Biology 39(3): 311-323.
- Bezy, R.L. (1996): The San Diego Horned Lizard. Terra (Los Angeles) 33(2): 4-5.
- Biffi, D., M. Tucker, A. Ackel & D.A. Williams (2024): Identification of individual Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*) using genotypes and ventral spot patterns. Authorea. Submitted to Ecology and Evolution. 10.22541/au.173350113.30483656/v1 (Letzter Zugriff: 19.12.2024).
- Blackshear, S.D. & J.V. Richerson (1999): Ant diet of the Texas Horned Lizard (*Phrynosoma cornutum*) from the Chihuahuan Desert. Texas Journal of Science 51(2): 147-152.
- Blainville, H.M.D. (1835): *Phrynosoma coronatum* (plate). In: Description de quelques especes de reptiles de la Californie precedée de l'analyse d'un systeme general d'herpetologie et d'amphibiologie. Nouvelles Annales du Museum d'Histoire Naturelle 4: (3^e Série 30): 233-296.
- Blair, C. & R. Bryson (2017): Cryptic diversity and discordance in single-locus species delimitation methods within horned lizards (Phrynosomatidae: *Phrynosoma*). Molecular Ecology Resources 17(6): 1168-1182.
- Blair, C.L. & F. Schitoskey (1982): Breeding biology and diet of the ferruginous hawk in South Dakota. Wilson Bulletin 94(1): 46-54.
- Blaney, R.M. & P.L. Kimmich (1973): Notes on the young of the Texas horned lizard, *Phrynosoma cornutum*. HISS News Journal 1(4): 120.
- Bocourt, F. (1870): *Phrynosoma taurus*. Pp. 231-232. In: Duméril, A.M. & F. Bocourt (eds.): Etudes sur les Reptiles et les Batraciens. Mission Scientifique au Mexique et dans l'Amérique Centrale. Recherches Zoologiques pour Servir à l'Histoire de la Faune de l'Amérique Centrale et du Mexique. Troisième Partie – 1^{ère} section. Paris (Imprimerie Impériale): 1012 pp.
- Bogosian, V., M.T Cook & R.W. Moody (2009): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Reproduction. Herpetological Review 40(3): 348.
- Bonetti, M. (2002): Sauri (Illustrati. Tutto). Milano (Mondadori): 192 pp.
- Borras Guevara, M.L. (2008): Estrategia antipredatoria del color del cuerpo y línea blanca dorsal de *Phrynosoma cornutum* en tres microhabitats diferentes. Bogotá (Universidad de los Andes): 40 pp.
- Bott, K., T. Brown & D. Eifler (2001): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Diet. Herpetological Review 32(1): 41.

- Boulenger, E.G. (1916): A new lizard of the genus *Phrynosoma*, recently living in the Society's Gardens. Proceedings of the Zoological Society of London 1916: 537.
- Boulenger, G.A. (1885): Catalogue of the lizards in the British Museum (Natural History). Vol. 2, Second edition. London (Printed by order of the Trustees): 497 pp.
- Boundy, J. & T.G. Balgooyen (1988): Record lengths for some amphibians and reptiles from the western United States. Herpetological Review 19(2): 26-27.
- Bour, R. & É.-R. Brygoo (2013): Séraphin Braconnier (1812-1884), le premier «garçon de laboratoire» de la chaire des Reptiles et Poissons du Muséum de Paris. Bulletin de la Société Herpetologique de France 148: 503-513.
- Brattstrom, B.H. (1997): Status of the subspecies of the Coast Horned Lizard, *Phrynosoma coronatus*. Journal of Herpetology 31(3): 434-436.
- Brattstrom, B.H. (2013): Distribution of the Coast Horned Lizard, *Phrynosoma coronatum*, in southern California. Bulletin Southern California Academy of Sciences 112(3): 206-216.
- Brennan, T.C. & A.T. Holycross (2006): A Field Guide to Amphibians and Reptiles in Arizona. Phoenix, AZ (Arizona Game and Fish Department): 150 pp.
- Brodie, E.D., K.V. Young & E.D. Brodie (2004): Response to Comment on „How the Horned Lizard Got Its Horns“. Science 306(5694): 230.
- Brown, T.L. & R.V. Lucchino (1972): A record-sized specimen of the Texas horned lizard (*Phrynosoma cornutum*). Texas Journal of Science 24(3): 353-354.
- Brudz, V., R. Granberg & R.M. Verble-Pearson (2014): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Male-male interactions. Herpetological Review 45(3): 503-504.
- Bruekers, J. & R. Peek (2004): Veldwaarnemingen aan de zuidelijke woestijn-Padhagedis, *Phrynosoma platyrhinos calidarium* (Cope 1896) in Nevada en Zuid-Californië. Lacerta 62(3): 106-112 [erratum in 62 (4): 174].
- Bryant, H.C. (1911): The horned lizards of California and Nevada of the genera *Phrynosoma* and *Anota*. University of California Publications in Zoology 9: 1-84.
- Bryson, R.W., U.O. García-Vázquez & B.R. Riddle (2012): Diversification in the Mexican horned lizard *Phrynosoma orbiculare* across a dynamic landscape. Molecular Phylogenetics and Evolution 62(1): 87-96.
- Buckley, L.B. (2010): The range implications of lizard traits in changing environments. Global Ecology and Biogeography 19(4): 452-464.
- Bundy, R.E. (1955): Color variation in two species of lizards (*Phrynosoma modestum* and *Holbrookia maculata* subspecies). Madison (unpubl. Thesis, University of Wisconsin). Dissertation Abstracts 15(12): 2605-2606.
- Bundy, R.E., D. Meyer & J. Neess (1955): Observations on two species of lizards in the Chihuahuan Desert. Copeia 1955(4): 312.
- Bundy, R.E. & J. Neess (1958): Color variation in the round-tailed lizard *Phrynosoma modestum*. Ecology 39(3): 463-477.
- Burkhardt, T.R. & S. Trageser (2015): Geographic Distribution: *Phrynosoma ditmarsii* (Rock Horned Lizard). Herpetological Review 46(1): 60.
- Burrow, A.L., R.T. Kazmaier, E.C. Hellgren & D.C. Ruthven (2001): Microhabitat selection by Texas Horned Lizards in southern Texas. Journal of Wildlife Management 65(4): 645-652.
- Burt, C.E. (1927): On the type locality of the horned lizard *Phrynosoma brevirostre* Girard. Copeia 1927(163): 53-54.

- Burt, C.E. (1932): The status of the horned lizard *Phrynosoma brevicornis*, described from Texas by E.G. Boulenger (1916). *Proceedings of the Biological Society of Washington*. 45: 73-74.
- Burt, C.E. (1933): Some Lizards from the Great Basin of the West and Adjacent Areas, with Comments on the Status of Various Forms. *American Midland Naturalist* 14(3): 228-250.
- Burt, C.E. (1935): Further records of the ecology and distribution of amphibians and reptiles in the middle west. *American Midland Naturalist* 16(3): 311-336.
- Buus, T.C. (1983): Herpetological records from northwestern Arizona. *Herpetological Review* 14(2): 53-54.
- Bryson, R.W., U.O. García-Vázquez & B.R. Riddle (2012): Diversification in the Mexican horned lizard *Phrynosoma orbiculare* across a dynamic landscape. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 62(1): 87-96.
- Brudz, V., R. Granberg & R.M. Verble-Pearson (2014): *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Male-male interactions. *Herpetological Review* 45(3): 503-504.
- Busack, S.D. & R.B. Bury (1974): Some effects of off-road vehicles and sheep grazing on lizard populations in the Mojave Desert. *Biological Conservation* 6(3): 179-183.
- Cahn, A.R. (1926): The Breeding Habits of the Texas Horned Toad, *Phrynosoma cornutum*. *American Naturalist* 60(671): 546-551.
- Cabrera-Hernández, V.H., C. Aguilar-Morales & T.R. van Devender (2018): Geographic distribution: *Phrynosoma orbiculare* (Mountain Horned Lizard). *Herpetological Review* 49(4): 716.
- Cairns, K.A., J. Babineau & N.A. Cairns (2017): *Phrynosoma hernandesi* (Greater Short-horned Lizard). Predation. *Herpetological Review* 48 (4): 853.
- Calgua, A. (2000): Bemerkungen zu Lebensweise, Verhalten und Pflege von Krötenechsen. *Iguana Rundschreiben* 13(1): 19-28.
- California Wildfire & Forest Resilience (2022): Healthy and Resilient Shrublands. <https://wildfire-taskforce.org/southern-california-regional-profile/healthy-resilient-shrublands/> (Letzter Zugriff 29.01.2025).
- Camacho-Alva, M.K. & I. Goyenechea-Mayer-Goyenechea (2023) Determinación de áreas prioritarias de conservación para el género *Phrynosoma*. *Pädi Boletín Científico De Ciencias Básicas e Ingenierías Del ICBI* 11(21): 84-88.
- Canseco-Márquez, L., J.A. Campbell, P. Ponce-Campos, A. Muñoz-Alonso & A. García Aguayo (2007): *Phrynosoma taurus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64082A12734911.
- Canseco-Márquez, L. & M.G. Gutiérrez-Mayén (2010): Anfibios y reptiles del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. México D.F., Mexico (Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad): 302 pp.
- Canseco-Márquez, L., F. Mendoza-Quijano & P. Ponce-Campos (2007): *Phrynosoma braconnieri*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64071A12741450.
- Canseco-Marquez, L., A. Muñoz, A. García & P. Ponce (2013): *Phrynosoma asio*. The IUCN Red List of Threatened Species 2013: e.T198393A2524363.
- Carbajal-Márquez, R.A. & G.E. Quintero-Díaz (2016): The Herpetofauna of Aguascalientes, México. *Revista Mexicana de Herpetología* 2(1): 1-30.
- Carbajal-Márquez, R.A., G.E. Quintero-Díaz, Z.Y. González-Saucedo & J.J. Sigala-Rodríguez (2012): Natural history notes: *Crotalus lepidus* (Rock Rattlesnake). Diet. *Herpetological Review* 43(4): 658.
- Carey, S.D. (1983): Geographic distribution: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). *Herpetological Review* 14(1): 28.

- Carnalla Benítez, A.M. (2024): Variación de temperatura, uso de hábitat y horas de actividad en *Phrynosoma orbiculare* en el estado de Morelos. Toluca (Universidad Autónoma del Estado de Morelos).
- Carruccio, A. (1910): Su due individui del gen. *Phrynosoma* Wiegmann portati vivi dal Texas (America N.) e donati al R. Museo Zoologico Universitario di Roma. Bollettino della Società zoologica italiana. Ser. 2 Vol. 11: 273-278.
- Cartwright, K., J. Hannity, L. Madden & M. Peter (2004): Mesohabitat Use of *Phrynosoma platyrhinos* in Relation to Ant Distribution and Abundance. In: Ecological Methods and Research in Reptile Ecology Summer Session 2004, Biol 417a,b. Bellington, WA (Department of Biology, Western Washington University).
- Casas Andreu, G. (2000): Mitos, leyendas y realidades de los reptiles en México. Toluca, México (Universidad Autónoma del Estado de México: Ciencia Ergo Sum) 7(3): 286-291.
- Casas-Andreu, G., F.R. Méndez-De la Cruz & X. Aguilar-Miguel (2004): Anfibios y Reptiles. Pp. 375–390. In: García-Mendoza, A.J.M., J. Ordoñez & M. Briones-Salas (ed.). Biodiversidad de Oaxaca. Oaxaca, México (Instituto de Biología, UNAM-Fondo Oaxaqueño para la Conservación de la Naturaleza – World Wildlife Fund): 605 pp.
- Castañeda-Gaytán G., C. García-De la Peña & U.O. García-Vázquez (2012): Diversidad y distribución de la herpetofauna de la sierra de Jimulco en la Reserva Ecológica Municipal Sierra y Cañón de Jimulco, Torreón, Coahuila. México, D.F. (Universidad Juárez del Estado de Durango. Escuela Superior de Biología. Informe final SNIBCONABIO proyecto No. GT008): 31 pp. 2 anexos.
- Castro-Franco, R. & M.G. Bustos Zagal (1994): List of reptiles of Morelos, Mexico, and their distribution in relation to vegetation types. Southwestern Naturalist 39(2): 171-175.
- Castro Franco, R. & M.G. Bustos-Zagal (2003): Lagartijas de Morelos, México: distribución, hábitat y conservación. Acta Zoológica Mexicana (n.s.) 88: 123-142.
- Castro-Franco, R. & M.G. Bustos Zagal (2004): Additional records and range extensions of reptiles from Morelos, México. Herpetological Review 35(2): 196-197.
- Chavez, J. (2016): *Phrynosoma mcallii* (Flat-tailed Horned Lizard). Ultraviolet (UVB) exposure. Herpetological Review 47(4): 671-672.
- Christian, K.A. (1998): Thermoregulation by the Short-horned Lizard (*Phrynosoma douglassi*) at high elevation. Journal of Thermal Biology 23(6): 395-399.
- Christman, S. (1959): A record size horned toad. Herpetologica 15(4): 180.
- Christy, J.H. (2004): How did the horned lizard get its horns? Science 305(5692): 1909.
- Chrapliwy, P.S. & C.M. Fugler (1955): Amphibians and reptiles collected in Mexico in the summer of 1953. Herpetologica 11(2): 121-128.
- CITES (1992): CoP8 Prop. T10. Inclusion of *Phrynosoma coronatum* in Appendix II. CITES CoP8, Proposal T10: 4 pp.
- CITES (2010): CoP15 Com. I 01. Draft resolution of the Conference of the Parties on standard nomenclature. In-session documents E15-Com-I-01: 8 pp.
- CITES (2022a): CoP19 Prop 17. Inclusion of the desert horned lizard (*Phrynosoma platyrhinos*) in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 17: 12 pp.
- CITES (2022b): CoP19 Prop 18. Include the genus *Phrynosoma* in CITES Appendix II in accordance with Article II, paragraph 2a of the Convention text, as well as Criterion A of Annexes 2a and 2b of Resolution Conf. 9.24 (Rev. CoP17). CITES CoP19, Proposal 17: 23 pp.
- Clark, H.O. (2009): Predation and behavioral interactions between Horned Lizards and arid land foxes. Sonoran Herpetologist 22(1): 6-7.

- Clifton, I.T., A.J. Bagrowski, E.T. Morrissey & J.M. Refsnider (2021): Thermal Biology Does Not Vary With Body Size in Greater Short-horned Lizards (*Phrynosoma hernandesi*). *Herpetological Review* 52(3): 507-511.
- Cockerell, T.D.A. (1901): A horned lizard at a high altitude. *Science* 2(14): 111.
- Cohen, A.C. & J.L. Cohen (1990): Ingestion of blister beetles by a Texas Horned Lizard. *Southwestern Naturalist* 35(3): 369.
- Collins, J.T. (1982): Amphibians and reptiles in Kansas. Second edition. Kansas (University of Kansas Museum of Natural History Public Editions Series) 8: 356 pp.
- Collins, J.T. (2006): New records of amphibians, turtles and reptiles in Kansas for 2005. *Journal of Kansas Herpetology* 17: 14-16.
- Collins, J.T., Taggart, T.W., Schmidt, C.J. & Collins, S.L. (2002): Geographic distribution. *Phrynosoma cornutum*. Kansas: Stevens Co. *Journal of Kansas Herpetology* 2: 10-11.
- Collins, S.L. (2009): *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Kansas: Smith Co. *Journal of Kansas Herpetology* 29: 7.
- Conant, R. & J.T. Collins (1991): A Field Guide to Reptiles and Amphibians of Eastern/Central North America, 3rd ed. Boston/New York (Houghton Mifflin): 450 pp.
- Cooper, W.E. & W.C. Sherbrooke (2010a): Initiation of escape behavior by the Texas Horned Lizard (*Phrynosoma cornutum*). *Herpetologica* 66(1): 23-30.
- Cooper, W.E. & W.C. Sherbrooke (2010b): Plesiomorphic escape decisions in cryptic Horned Lizards (*Phrynosoma*) having highly derived antipredatory defenses. *Ethology* 116(10): 920-928
- Cooper, W.E. & W.C. Sherbrooke (2010c): Crypsis influences escape decisions in the Round-tailed Horned Lizard (*Phrynosoma modestum*). *Canadian Journal of Zoology* 88(10): 1003-1010.
- Cooper, W.E. & W.C. Sherbrooke (2012): Choosing between a rock and a hard place: camouflage in the Round-tailed Horned Lizard *Phrynosoma modestum*. *Current Zoology* 58(4): 541-548.
- Cooper, W.E. & W.C. Sherbrooke (2018): Crypsis and Flight Initiation Distance in Horned Lizards. *Sonoran Herpetologist* 31(3): 51-55.
- Cope, E.D. (1864): Contributions to the herpetology of tropical America. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences Philadelphia* 16: 166-181.
- Cope, E.D. (1871): On a peculiar habit ... in the *Phrynosomas*. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 23:305.
- Cope, E.D. (1896): On two new species of lizards from Southern California. *American Naturalist* 30: 833-836.
- Corn, P.S. & L.J. Gingerich (1987): Geographic distribution: *Phrynosoma douglassii brevirostre* (Eastern Short-horned Lizard). *Herpetological Review* 18(1): 20.
- COSEWIC (2007): COSEWIC assessment and update status report on the Greater Short-horned Lizard *Phrynosoma hernandesi* in Canada. Ottawa (Committee on the Status of Endangered Wildlife in Canada): 41 pp.
- COSEWIC (2018): COSEWIC status appraisal summary on the Pygmy Short-horned Lizard *Phrynosoma douglasii* in Canada. Ottawa (Committee on the Status of Endangered Wildlife in Canada): 14 pp.
- Craig, K.B. & S.D. Blackshear (2002): Natural history notes: *Phrynosoma [Phrynosoma] cornutum* (Texas Horned Lizard). *Behavior. Herpetological Review* 33(4): 310.
- Crother, B.I. (ed.) (2012): Standard Common and Current Scientific Names for North American Amphibians, Turtles, Reptiles, and Crocodilians, Seventh Edition. *Herpetological Circular* 39: 1-92.

- Crumbo, W.L. & D.J. Leavitt (2014): *Phrynosoma mcallii* (Flat-tailed Horned Lizard). Late season courtship behavior. *Herpetological Review* 45(4): 698.
- Cutter, W.L. (1959): An instance of blood squirting by *Phrynosoma solare*. *Copeia* 1959(2): 176.
- Daly, J.A. (2017): Natural history notes: *Phrynosoma platyrhinos* (Desert Horned-lizard). Scavenged by tarantula. *Herpetological Review* 48(4): 853.
- Dammann, J. (1949): Birth of 18 young *Phrynosoma douglassii hernandesi* (Girard). *Herpetologica* 5(6): 144.
- Dantzler, W.H. (1982): Renal adaptations of desert vertebrates. *BioScience* 32(2): 108-113.
- Davis, D.R. & LaDuc, T.J. (2011): Natural history notes: *Crotalus viridis* (Prairie Rattlesnake). Diet. *Herpetological Review* 42(1): 99.
- Davis, W.B. (1953): A new horned lizard, genus *Phrynosoma*, from Mexico. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 66: 27-30.
- Davis, W.B. & J.R. Dixon (1961): Reptiles (exclusive of snakes) of the Chilpancingo region, Mexico. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 74: 37-56.
- Degenhardt, W.G., C.W. Painter & A.H. Price (1996): *Phrynosoma cornutum* Texas horned lizard. Pp. 148-151; *Phrynosoma douglasii* Short-horned lizard. Pp. 151-154; *Phrynosoma modestum* Round-tail horned lizard. Pp. 157-157; *Phrynosoma solare* Regal horned lizard. pp. 157-159. In: *Amphibians and Reptiles of New Mexico*. Albuquerque (University of New Mexico Press): 431 pp.
- DeGregorio, B., R. Moody & H. Myers (2020): Soft Release Translocation of Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*) on an Urban Military Installation in Oklahoma, United States. *Animals* 10(8): 1358.
- DeVore, M.L. (1985): The horned lizards of New Mexico. *Canadian Amphibian and Reptile Conservation Society Bulletin* 23(1): 1-4.
- Dexter, J., K.C. Hilsinger, J.J. Hauer, J. Jones, J. Newton, B. Shattuck & D. Yousling (2006): Foraging Patterns of the Desert Horned Lizard, *Phrynosoma platyrhinos*. In: *Ecological Methods and Research in Reptile Ecology Summer Session 2006*, Biol 417a,b. Bellington, WA (Department of Biology, Western Washington University): 1 pp.
- Diamond, K.M., C. Olson, K.L. Utsumi, M.A. Eifler & D.A. Eifler (2024): Differences between Juveniles and Adults in Habitat Use, Sprint Performance, and Morphology in the Desert Horned Lizard, *Phrynosoma platyrhinos*. *Ichthyology & Herpetology* 112(3): 347-352.
- Díaz de la Vega-Pérez, A.H., I. Saavedra-Valero, R.A. Lara-Reséndiz, H. Pérez, W.C. Sherbrooke & A. Bautista-Ortega (2015): *Phrynosoma orbiculare*. Aberrant (highly-reduced) cranial horn development. *Mesoamerican Herpetology* 2(3): 340-343.
- Díaz-Marín, C.A., R. Luría-Manzano & G. Gutiérrez-Mayén (2019): Body temperature of *Phrynosoma braconneri* (Squamata: Phrynosomatidae) from a xeric scrubland in Central Mexico. *Herpetological Review* 50(2): 259-262.
- Dibner, R.R., D.F. Doak & M. Murphy (2017): Discrepancies in occupancy and abundance approaches to identifying and protecting habitat for an at-risk species. *Ecology and Evolution* 7(15): 5692-5702.
- Dickerman, R.W. & C.W. Painter (2001): Natural history notes: *Crotalus lepidus lepidus* (Mottled Rock Rattlesnake). Diet. *Herpetological Review* 32(1): 46.
- Divers, S.J. & M.S. Camus (2020): Lizards. Chapter 18, pp. 319-346. In: Heatley, J.J. & K.E. Russell (eds.): *Exotic Animal Laboratory Diagnosis*. Newark (John Wiley & Sons): 647 pp.
- Dominguez-Guerrero, S.F. (2024): Thermal preferences of females and their neonates in the Mountain Horned Lizard *Phrynosoma orbiculare* from Central Mexico. *Phrynosomatics* 29(1): 1; 3-5.

- Domínguez-Guerrero, S.F., F.R. Méndez-de la Cruz, N.L. Manríquez-Morán, M.E. Olson, P. Galina-Tessaro, D.M. Arenas-Moreno, A. Bautista-del Moral, A. Benítez-Villaseñor, H. Gadsden, R.A. Lara-Reséndiz, C.A. Maciel-Mata, F.J. Muñoz-Nolasco, R. Santos-Bibiano, J.H. Valdez-Villavicencio, G.A. Woolrich-Piña & M.M. Muñoz (2022): Exceptional parallelisms characterize the evolutionary transition to live birth in *Phrynosomatid* lizards. *Nature Communications* 13: 2881.
- Donaldson, W. (1995): Conservation of the Flat-tailed Horned Lizard (*Phrynosoma mcallii*) in Arizona. *Sonoran Herpetologist* 8(2): 12-14.
- Donaldson, W., A. H. Price & J. Morse (1994): The current status and future prospects of the Texas Horned Lizard (*Phrynosoma cornutum*) in Texas. *Texas Journal of Science* 46(2): 97-113.
- Dost, W. (2005): Stichpunktartige Bemerkungen zu Pflege und Zucht diverser Iguaniden. *Iguana Rundschreiben* 18(1): 16-24.
- Dugès, A. (1873): Estudio sobre una nueva especie de camaleon. *La Naturaleza* 1873: 302-305.
- Dumas, P.C. (1964): Species-pair allopatry in the genera *Rana* and *Phrynosoma*. *Ecology* 45(1): 178-181.
- Duméril, M.A. & M. Bocourt (1870): Études sur les reptiles et les batraciens. Paris (Imprimerie Impériale): 1012 pp.
- Duméril, M.A., M.F. Bocourt & F. Mocquard (1870): Etudes sur les Reptiles. In: Edwards, M.M.H.M. & L. Vaillant (eds.): *Recherches Zoologiques pour servir a l'Histoire de la Faune de l'Amérique Centrale et du Mexique. Mission Scientifique au Mexique et dans l'Amérique Centrale, Recherches zoologiques. Troisième Partie, 1^{me} Section.* Paris (Imprimerie Nationale): 1012 pp.
- Duncan, R.B., T.C. Esque & K.L. Echols (1994): Natural history notes: *Phrynosoma mcallii* (Flat-tailed Horned Lizard). *Predation. Herpetological Review* 25(2): 68.
- Eaton, T.H. (1947): Box turtle eating a horned toad. *Copeia* 1947(4): 270.
- Edgren, R.A. (1948): Notes on a large specimen of *Phrynosoma solare* Gray. *Copeia* 1948(2): 129.
- Edwards, C.L. (1896): Notes on the biology of *Phrynosoma cornutum* Harlan. *Zoologischer Anzeiger* 19: 108-111.
- Edwards, C.L. (1903): A note on *Phrynosoma*. *Science* 2(17): 826-827.
- Eifler, D.A., M.A. Eifler & T.K. Brown (2012): Habitat Selection by Foraging Texas Horned Lizards, *Phrynosoma cornutum*. *Southwestern Naturalist* 57(1): 39-43.
- Eisenberg, T. (1999): Bemerkungen zur Ernährung von Krötenechsen (*Phrynosoma*). *Iguana Rundschreiben* 12(2) Nr. 22: 15-16.
- Eliades, S.J., K.M. Stroh, C.D. Siler, R.W. Moody, R.J. Snyder, L.P. Barrett & B. Lock (2022): *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). *Behavior. Herpetological Review* 53(1): 134-135.
- Elliott, P.J. (2022): Microhabitat Use and Range Size of Native and Reintroduced Populations of Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*). Fort Worth (Texas Christian University): 34 pp.
- Endriss, D.A., E.C. Hellgren, S.F. Fox & R.W. Moody (2007): Demography of an urban population of the Texas horned lizard (*Phrynosoma cornutum*) in central Oklahoma. *Herpetologica* 63(3): 320-331.
- Environment Canada (2015): Recovery Strategy for the Greater Short-horned Lizard (*Phrynosoma hernandesii*) in Canada. Ottawa (Species at Risk Act Recovery Strategy Series. Environment Canada): 45 pp.
- Environment and Climate Change Canada (2017): Recovery Strategy for the Pygmy Short-horned Lizard (*Phrynosoma douglasii*) in Canada [Proposed]. Ottawa (Species at Risk Act Recovery Strategy Series. Environment Canada): 13 pp.

- Everitt, J.H. (1974): Geographic distribution: *Phrynosoma modestum*. USA: Texas: Zapata Co. Herpetological Review 5(4): 108.
- Fabian, B. (2013): Die Südliche Wüstenkrötenechse *Phrynosoma platyrhinos calidiarum* (Cope, 1896) – Artgerechte Haltung und Nachzucht eines Nahrungsspezialisten. Sauria 35(1): 21-30.
- Fabian, B. (2014): Überlegungen zur Ernährung von Krötenechsen. Reptilia (Münster) 19(3) Nr. 107 – Krötenechsen: 24-29.
- Fair, W.S. & S.E. Henke (1997a): Effects of habitat manipulations on Texas Horned Lizards and their prey. Journal of Wildlife Management 61(4): 1366-1370.
- Fair, W.S. & S.E. Henke (1997b): Efficacy of capture methods for a low density population of *Phrynosoma cornutum*. Herpetological Review 28(3): 135-137.
- Fair, W.S. & S.E. Henke (1999): Movements, Home Ranges, and Survival of Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*). Journal of Herpetology 33(4): 517-525.
- Farleigh, K. (2024): Exploring the Genetic Basis of Local Adaptation. Miami (Miami University): 153 pp.
- Farleigh, K., S.A. Vladimirova, C. Blair, J.T. Bracken, N. Koochekian, D.R. Schield, D.C. Card, N. Finger, J. Henault, A.D. Leaché, T.A. Castoe & T. Jezkova (2021): The effects of climate and demographic history in shaping genomic variation across populations of the Desert Horned Lizard (*Phrynosoma platyrhinos*). Molecular Ecology 30(18): 4481-4496.
- Feria-Ortiz, M., J.R. Hernández-Guitierrez & D.L. Garcia-Montecinos (2018): *Phrynosoma orbiculare* (Mexican Plateau Horned Lizard). Reproduction. Herpetological Review 49(1): 120-121.
- Fertschai, I., W.C. Sherbrooke, M. Ott & B.P. Chagnaud (2021): Avoiding being stung or bitten – prey capture behaviors of the ant-eating Texas horned lizard (*Phrynosoma cornutum*). Biology Open 10(3): bio058453.
- Finger, N., K. Farleigh, J.T. Bracken, A.D. Leaché, O. François, Z. Yang, T. Flouri, T. Charran, T. Jezkova, D.A. Williams & C. Blair (2022): Genome-Scale Data Reveal Deep Lineage Divergence and a Complex Demographic History in the Texas Horned Lizard (*Phrynosoma cornutum*) throughout the Southwestern and Central United States. Genome Biology and Evolution 14 (1): evab260.
- Fink, A.A. (2017): Survival, movement, and fine-scale habitat selection of reintroduced Texas horned lizards (*Phrynosoma cornutum*). San Marcos (Texas State University): 33 pp.
- Fisher, R.N., A.V. Suarez & T.J. Case (2002): Spatial patterns in the abundance of the coastal horned lizard. Conservation Biology 16(1): 205-215.
- Fitzgerald, L.A., C.W. Painter, A. Reuter & C. Hoover (2004): Collection, Trade, and Regulation of Reptiles and Amphibians of the Chihuahuan Desert Ecoregion. Washington (TRAFFIC North America. World Wildlife Fund) 113 pp.
- Flores-Villela, O., C.A. Ríos-Muñoz, G.E. Magaña-Cota & N.L. Quezadas-Tapia (2016): Alfredo Dugès' type specimens of amphibians and reptiles revisited. Zootaxa 4092(1): 33-54.
- Fouts, W.R. (2004): How did the horned lizard get its horns? Science 305(5692): 1909.
- Franco, R.C. (1987): New records of reptiles from the Mexican state of Morelos. Bulletin of the Chicago Herpetological Society 22(4): 69-70.
- Frierson, L.S. (1927): *Phrynosoma cornutum* (Harlan) in Louisiana. Copeia 165: 114.
- Frost, D.R., G.A. Hammerson, H. Gadsden & W.C. Sherbrooke (2007): *Phrynosoma ditmarsii*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64074A12741807.
- Funk, R.S. (1981): *Phrynosoma mcalli* (Halowell) – Flat-tailed horned lizard. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 281: 2 pp.

- Galli, L. & M. Ruf (2010): Pflege und Zucht der Texas-Krötenechse, *Phrynosoma cornutum* (Harlan, 1825): Mythos, Traum und Realität. *Terraristika* 40: 4-35.
- García, A. & G. Ceballos (1994): Guía de campo de los reptiles y anfibios de la costa de Jalisco, México. México (Fundación Ecológica de Cuixmala: Instituto de Biología U.N.A.M): 184 pp.
- García, E.R. (2014): *Phrynosoma asio* (Giant horned lizard). Predation. *Herpetological Review* 45 (1): 131-132.
- García, E.R. & L.F. Martínez García (2013): Herpetoculture notes: *Phrynosoma asio* (Giant horned lizard). Drinking behavior. *Herpetological Review* 44(3): 453.
- García-De la Peña, C., H. Gadsden, R. Palomo-Ramos, A.B. Gatica-Colima, P.A. Lavín-Murcio & G. Castañeda (2012): Spatial Segregation of Microhabitats Within a Community of Lizards in Médanos de Samalayuca, Chihuahua, Mexico. *Southwestern Naturalist* 57(4): 430-434.
- García Pareja, M., E. Beltrán-Sánchez & W.C. Sherbrooke (2016): Natural history notes: *Phrynosoma asio* (Giant Horned Lizard). Natural longevity (age). *Herpetological Review* 47(1): 138-139.
- García Pareja, M., E. Beltrán-Sánchez & W.C. Sherbrooke (2017): *Phrynosoma asio* (Giant Horned Lizard). Natural longevity (age). *Herpetological Review* 48(2): 439-440.
- Gatica-Colima, A., A. Robles-Hernandez, L.A. Rivera-Hernandez & A. Torres-Duran (2016): *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Mortality. *Herpetological Review* 47(2): 301.
- Gehlbach, F.R. (1965): Herpetology of Zuni Mountains region, northwestern New Mexico. *Proceedings of the United States National Museum* 116(3505): 243-332.
- Gentry, A.F. (1885): A review of the genus *Phrynosoma*. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 37: 138-148.
- Germano, D.J. & S.M. Hult (2016): Unusual Mating Position by a Pair of Blainville's Horned Lizards (*Phrynosoma blainvillii*) in the San Joaquin Desert, California. *Western Wildlife* 3: 27-28.
- Gerson, M.M. (2011): Population status and habitat affinities of the blainville's horned lizard (*Phrynosoma blainvillii*) at the site in the Northern San Joaquin valley, California, USA. *Herpetological Conservation and Biology* 6(2): 228-236.
- Girard, C.F. (1852): *Phrynosoma platyrhinos*. P. 69. In: Baird, S.F. & C.F. Girard: Characteristics of some new reptiles in the Museum of the Smithsonian Institution. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 6: 68-70.
- Girard, C.F. (1858): *Doliosaurus modestus*. Pp. 409. *Doliosaurus platyrhinos*. P. 409-410. In: United States Exploring Expedition during the Years 1838, 1839, 1840, 1841, 1842, Under the command of Charles Wilkes, U.S.N. Vol. 20: Herpetology. Philadelphia (C. Sherman & Son): 492 pp.
- Girard, F. (1994): Notes about the care in captivity of *Phrynosoma modestum*. *Herpfile* 19(1): 21-23.
- Girard, F. (2000): Note a propos du maintien en captivité de *Phrynosoma modestum*. *Bulletin de la Société Herpétologique de France* 93 (Supplement): 12-13.
- Givler, J.P. (1922): Notes on the ecology and life history of the Texas horned lizard, *Phrynosoma cornutum*. *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society* 37: 130-137.
- Goldberg, S.R. (1971): Reproduction in the short-horned lizard *Phrynosoma douglassi* in Arizona. *Herpetologica* 27(3): 311-314.
- Goldberg, S.R. (1983): Reproduction of the Coast Horned Lizard, *Phrynosoma coronatum*, in southern California. *Southwestern Naturalist* 28(4): 478-479.
- Goldberg, S.R. (1999): Natural history notes: *Phrynosoma ditmarsii* (Rock Horned Lizard). Testis cycle. *Herpetological Review* 30(3): 167.

- Goldberg, S.R. (1971a): Reproduction in the short-horned lizard *Phrynosoma douglassi* in Arizona. *Herpetologica* 27(3): 311-314.
- Goldberg, S.R. (1971b): Reproduction of the Coast Horned lizard *Phrynosoma coronatum* in southern California USA. *Southwestern Naturalist* 28(4): 478-479.
- Goldberg, S.R. (2011a): Reproduction of the Cape Horned Lizard, *Phrynosoma coronatum* (Squamata: Phrynosomatidae) from Baja California Sur, Mexico. *Bulletin Southern California Academy of Sciences* 110(2): 56-58.
- Goldberg, S.R. (2011b): Notes on reproduction of the flat-tailed horned lizard, *Phrynosoma mcallii* (Squamata: Phrynosomatidae). *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 46(3): 30-31.
- Goldberg, S.R. (2012a): Notes on reproduction in roundtail horned lizards, *Phrynosoma modestum* (Squamata: Phrynosomatidae) from New Mexico. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 47(3): 34-36.
- Goldberg, S.R. (2012b): Notes on reproduction of Desert Horned Lizards, *Phrynosoma platyrhinos* (Squamata: Phrynosomatidae) from southern California. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 47(7): 89-91.
- Goldberg, S.R. (2014): Notes on reproduction in Mountain Short-horned Lizards, *Phrynosoma hernandesi* (Squamata: Phrynosomatidae), from New Mexico. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 49(6): 77-79.
- Gómez-Benitez, A., P. Rivera Díaz & O. Hernandez Gallegos (2023): El camaleón de montaña (*Phrynosoma orbiculare*): aspectos de historia de vida y conservación. Capítulo 1.6, pp. 60-65. In: Avila-Akerberg, V. & T. González-Martínez (eds.): *Del monte baja la vida. Historia biocultural de la cuenca presa de Guadalupe*. Mexico (Instituto de Ciencias Agropecuarias y Rurales, Universidad Autónoma del Estado de México): 364 pp.
- Gómez-Benitez, A., W.C. Sherbrooke, G. Granados-González, G. Suárez-Varón, A. Pérez-Pérez, A.E. López-Moreno & O. Hernández-Gallegos (2021): Blood-squirt Occurrence in the Mexican Plateau Horned Lizard (*Phrynosoma orbiculare*). *Southwestern Naturalist* 65(1): 50-52.
- Gottscho, A., D.G. Mulcahy, A. Leaché, K. de Queiroz & R.E. Lovich (2024): Population genomics of flat-tailed horned lizards (*Phrynosoma mcallii*) informs conservation and management across a fragmented Colorado Desert landscape. *Molecular Ecology* 33(227): e17308.
- Grant, T.D. & A.C. Alberts (2001): Natural history notes: *Phrynosoma coronatum* (Coast Horned Lizard). Predation and telemetry. *Herpetological Review* 32(4): 257.
- Grant, T.J. & P.F. Doherty (2006): Natural history notes: *Phrynosoma mcallii* (Flat-tailed Horned Lizard). Hibernation. *Herpetological Review* 37(3): 346-347.
- Grant, T.J. & P.F. Doherty (2007): Monitoring of the Flat-tailed Horned Lizard with methods incorporating detection probability. *Journal of Wildlife Management* 71(4): 1050-1056.
- Grant, T.J. & P.F. Doherty (2008): Natural history notes: *Phrynosoma mcallii* (Flat-tailed Horned Lizard). Rain harvesting. *Herpetological Review* 39(1): 90.
- Grant, T.J. & P.F. Doherty (2009): Potential mortality effects of off-highway vehicles on the Flat-tailed Horned Lizard (*Phrynosoma mcallii*): a manipulative experiment. *Environmental Management* 43(3): 508-513.
- Gravenhorst, J.L.C. (1833): Über *Phrynosoma orbicularis*, *Trapelus hispidus*, *Phrynocephalus helioscopus*, *Corythophanes cristatus* und *Chamaeleopsis hernandesii*. Breslau (Academia Caesarea Leopoldino-Carolinae) 16(2): 909-958.
- Gray, J.E. (1939): Reptiles. Pp. 93-97. In: Beechey, F.W. (ed.): *The zoology of Captain Beechey's voyage*. London (H.G. Bohn): 180 pp.

- Gray, J.E. (1945): *Phrynosoma solaris*. P. 229. In: Catalogue of the specimens of lizards in the collection of the British Museum. London (Trustees of die British Museum/Edward Newman): 289 pp.
- Grinnell, J. & C.L. Camp (1917): A Distributional List of the Amphibians and Reptiles of California. University of California Publications in Zoology. 17(10): 127-208.
- Grismer, L.L. (2002): Amphibians and reptiles of Baja California including its Pacific islands and islands in the Sea of Cortes. Berkeley (University of California Press): 399 pp.
- Grummer, J. (2014): Cloudy with a Change of Horned Lizards —New Species *Phrynosoma sherbrookei* *Phrynosomatics* 19(3): 1-7.
- Günther, A.C. (1885-1902): *Phrynosoma*. Pp. 77-79. In: Biologica Centrali-Americana. Reptilia and Batrachia. London (R. H. Porter): 379 pp., 76 Tab.
- Guyer, C. (2006): *Phrynosoma douglasii* (Pigmy Short-horned Lizard). Copulatory position. Herpetological Review 37(1): 91-92.
- Guyer, C. & A.D. Linder (1985): Growth and population structure of the short-horned lizard (*Phrynosoma douglassi*) and the sagebrush lizard (*Sceloporus graciosus*) in southeastern Idaho. Northwest Science 59(4): 294-303.
- Guyer, C. & A.D. Linder (1985): Thermal ecology and activity patterns of the short-horned lizard (*Phrynosoma douglassi*) and the sagebrush lizard (*Sceloporus graciosus*) in southeastern Idaho. Great Basin Naturalist 45(4): 607-614.
- Haase, K. (2012): Die Wüstenkrötenechse (*Phrynosoma platyrhinos*). Ein Nahrungsspezialist in der Terrarienhaltung. Reptilia (Münster) 17(5): 72-76.
- Haase, K. (2014a): Haltung und Nachzucht der Riesenkrötenechse (*Phrynosoma asio*) im Terrarium. Reptilia (Münster) 19(3) Nr. 107 – Krötenechsen: 30-33.
- Haase, K. (2014b): *Phrynosoma orbiculare* – eine Krötenechse aus dem Hochland in der Terrarienhaltung. Reptilia (Münster) 19(3) Nr. 107 – Krötenechsen: 34-39.
- Hager, S.B. (1995): Natural history notes: *Phrynosoma coronatum blainvillii* (San Diego Horned Lizard). Growth. Herpetological Review 26(3): 145-146.
- Hager, S.B. (1996): Natural history notes: *Phrynosoma coronatum blainvillii* (San Diego Horned Lizard). Growth. Herpetological Review 27(2): 80.
- Hager, S.B. & B.H. Brattstrom (1997): Surface activity of the San Diego Horned Lizard, *Phrynosoma coronatum blainvillii*. Southwestern Naturalist 42(3): 339-344.
- Hallowell, E. (1852): Descriptions of new species of reptiles inhabiting North America. Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia 6: 177-182.
- Hammerson, G.A. (1999): Amphibians and reptiles in Colorado. Denver (University Press of Colorado): 480 pp.
- Hammerson, G.A. (2007a): *Phrynosoma douglasii*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64075A12741891.
- Hammerson, G.A. (2007b): *Phrynosoma cornutum*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64072A12741535.
- Hammerson, G.A. (2007c): *Phrynosoma hernandesi*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64076A12741970.
- Hammerson, G.A. (2016): *Phrynosoma platyrhinos* – Desert Horned Lizard); Rev. R. L. Gundy (2023). In: NatureServe (2025): NatureServe Explorer [web application]. NatureServe, Arlington, Virginia. Available <https://explorer.natureserve.org/>. (Letzter Zugriff: 30.01.2025).

- Hammerson, G.A. (2019a): *Phrynosoma blainvillii*. The IUCN Red List of Threatened Species 2019: e.T17087A89972321
- Hammerson, G.A. (2019b): *Phrynosoma goodei*. The IUCN Red List of Threatened Species 2019: e.T89974730A89974758.
- Hammerson, G.A., D.R. Frost & H. Gadsden (2007a): *Phrynosoma mcallii*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64077A12733969.
- Hammerson, G.A., D.R. Frost & H. Gadsden (2007b): *Phrynosoma solare*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64081A12734740
- Hammerson, G.A., D.R. Frost & H. Gadsden (2019): *Phrynosoma platyrhinos*. The IUCN Red List of Threatened Species 2019: e.T89974770A89975571.
- Hammerson, G.A. & H.M. Smith (1991): The correct spelling of the name for the short-horned lizard of North America. *Bulletin of the Maryland Herpetological Society* 27: 121-127.
- Hammerson, G.A., J. Vazquez Díaz, H. Gadsden, G.E. Quintero Díaz, P. Ponce-Campos & P. Lavin, (2007): *Phrynosoma modestum*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64078A12734244.
- Haney, J.W., J.A. Veech, I. Castro-Arellano & S.R. Fritts (2022): Museum and Citizen-Science Data Indicate Contraction in the Range of Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*). *Herpetologica* 78(2): 102-109.
- Harlan, R. (1825): *Agama cornuta*. P. 299 In: Description of a new species of *Agama*. *Journal of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 4: 296-305.
- Harris, R.W. (1958): A Nocturnal Tendency in *Phrynosoma platyrhinos*. *Copeia* 1958(3): 222.
- Hay, O.P. (1892): On the Ejection of Blood from the Eyes of Horned Toads. *Proceedings of the United States National Museum* 15: 375-378.
- Heath, J.E. (1962): Temperature-independent morning emergence in lizards of the genus *Phrynosoma*. *Science* 138: 891-892.
- Heath, J.E. (1964): Head-body temperature differences in horned lizards. *Physiological Zoology* 37: 273-279.
- Heath, J.E. (1965): Temperature regulation and diurnal activity in horned lizards. *University of California Publications in Zoology* 64: 97-136.
- Heimes, P. (2022): Lizards of Mexico – Part 1 Iguanians lizards. Frankfurt (Edition Chimaira): 448 pp.
- Hellgren, E.C., A.L. Burrow, R.T. Kazmaier & D.C. Ruthven (2010): The effects of winter burning and grazing on resources and survival of Texas horned lizards in a thornscrub ecosystem. *Journal of Wildlife Management* 74(2): 300-309.
- Henke, S.E. (2003): Baseline survey of Texas Horned Lizards, *Phrynosoma cornutum*, in Texas. *Southwestern Naturalist* 48(2): 278-282.
- Henke, S.E. (2008): Use of passive integrated transponders in hatchling Texas Horned Lizards. *Prairie Naturalist* 40(1-2): 15-22.
- Henke, S.E. & W.S. Fair (1998): Management of Texas Horned Lizards. *Wildlife Management Bulletin of the Caesar Kleberg Wildlife Research Institute* 2: 1-7.
- Henke, S.E. & M. Montemayor (1997): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). *Growth. Herpetological Review* 28(3): 152.
- Henke, S.E. & M. Montemayor (1998): Diel and monthly variations in capture success of *Phrynosoma cornutum* via road cruising in southern Texas. *Herpetological Review* 29(3): 148-150.

- Hernández-Hernández, L.E. (2020): Ciclo reproductor de *Phrynosoma orbiculare* (Squamata, Phrynosomatidae): una visión hormonal. Toluca, MX (Universidad Autónoma del Estado de México): 57 pp.
- Hernandez-Ibarra, X. & A. Ramirez-Bautista (2002): Reproductive characteristics of the roundtail horned lizard, *Phrynosoma modestum* (Phrynosomatidae), from the Chihuahuan Desert of Mexico. *Southwestern Naturalist* 47(1): 138-141.
- Hernández-Navarrete, D. (2018): Edad y crecimiento corporal de *Phrynosoma orbiculare* (Squamata: Phrynosomatidae). Toluca, MX (Universidad Autónoma del Estado de México): 34 pp.
- Hernandez-Ibarra, X., A. Ramirez-Bautista & R. Torres Cervantes (2000): Natural history notes: *Phrynosoma orbiculare orbiculare* (Mexican Plateau Horned Lizard). *Reproduction. Herpetological Review* 31(3): 175-176.
- Herrel, A. & A. van der Meijden (2014): An analysis of the live reptile and amphibian trade in the USA compared to the global trade in endangered species. *Herpetological Journal* 24(2): 103-110.
- Hewatt, W.G. (1937): Courting and egg-laying habits of *Phrynosoma cornutum*. *Copeia* 1937(4): 234.
- Hilsinger, K.C., R.A. Anderson & D. Nayduch (2011): Seasonal Dynamics of *Skrjabinoptera phrynosoma* (Nematoda) Infection in Horned Lizards From the Alvord Basin: Temporal Components of a Unique Life Cycle. *Journal of Parasitology* 97(4): 559-564.
- Hodges, W.L. (1995): *Phrynosoma ditmarsii* Stejneger – Rock Horned Lizard. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 614: 3 pp.
- Hodges, W.L. (2002): *Phrynosoma* systematics, comparative reproductive ecology, and conservation of a Texas native. Austin (University of Texas): 197 pp.
- Hodges, W.L. (2004): Evolution of viviparity in Horned Lizards (*Phrynosoma*): testing the cold-climate hypothesis. *Journal of Evolutionary Biology* 17(6): 1230-1237.
- Hodges, W.L. & G.C. Carpenter (2004): Defensive blood squirting in *Phrynosoma ditmarsii* and a high rate of human-induced blood squirting in *Phrynosoma asio*. *The Southwestern Naturalist* 49(2): 267-270.
- Hodges, W.L. & K.R. Zamundio (2004): Horned lizard (*Phrynosoma*) phylogeny inferred from mitochondrial genes and morphological characters: Understanding conflicts using multiple approaches. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 31(3): 961-971.
- Höfer, S. (1965): Sind Krötenechsen wirklich so heikel? *DATZ* 18: 153-155.
- Hoffmann, A. (1954): Über Krötenechsen (Phrynosomen). *DATZ* 7: 331-332.
- Hollingsworth, B. & G.A. Hammerson (2007): *Phrynosoma coronatum*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64073A12741647.
- Holte, A.E. & Houck, M.A. (2000): Juvenile greater roadrunner (Cuculidae) killed by choking on a Texas Horned Lizard (Phrynosomatidae). *Southwestern Naturalist* 45(1): 74-76.
- Horowitz, S.B. (1955): An arrangement of the subspecies of the horned toad, *Phrynosoma obiculare* (Iguanidae). *American Midland Naturalist* 54(1): 204-218.
- Howard, C.W. (1974): Comparative Reproductive Ecology of Horned Lizards (Genus *Phrynosoma*) in Southwestern United States and Northern Mexico. *Journal of the Arizona Academy of Science* 9(3): 108-116.
- Hoza, J., H.R. Davis & A. Leaché (2023): Genomic Data Do Not Support the Species Status of the San Luis Valley Short-Horned Lizard (*Phrynosoma diminutum*) *Ichthyology & Herpetology* 111(3): 390-396.

- Huerta, J.O., D.E. Slifka & S.E. Henke (2021): Field observation of Texas Horned Lizard, *Phrynosoma cornutum* (Harlan, 1825), blood-squirting behaviour elicited by a passing vehicle. *Herpetology Notes* 14: 383-384.
- Huff, T.A. (1985): An overview of lizard husbandry and propagation with emphasis on the work at the reptile breeding foundation. NCHS Special Publication 3, 51-76.
- Hughes, D., W.E. Meshaka, C.S. Lieb & J.H.K. Pechmann (2019): Latitudinal Variation in Life History Reveals a Reproductive Advantage in the Texas Horned Lizard (*Phrynosoma cornutum*). *Copeia* 107(4): 736-747.
- Hult, S.M. (2015): Diet Analysis of a Population of *Phrynosoma blainvillii* From the San Joaquin Desert, California. *Western Wildlife* 2: 46-47.
- Hult, S.M. & D.J. Germano (2015): Habitat Use and Home Range of *Phrynosoma blainvillii* in the San Joaquin Desert of California. *Herpetological Conservation and Biology* 10(3): 839-849.
- Hult, S.M. & D.J. Germano (2015): Population Structure, Size, and Activity Patterns of *Phrynosoma blainvillii* in the San Joaquin Desert of California. *Herpetological Conservation and Biology* 10(3): 850-863.
- Ibarra-Contreras, C.A., U.O. García-Vázquez, E. García-Padilla, V. Mata-Silva, D.L. DeSantis, J.D. Johnson & L.D. Wilson (2016): Distribution notes: *Phrynosoma orbiculare* (Linnaeus, 1758). *Mesoamerican Herpetology* 3(4): 1046-1047.
- iNaturalist (2024): Guerreran horned lizard. <https://www.inaturalist.org/taxa/537418-Phrynosoma-sherbrookei> (Letzter Zugriff 23.01.2024).
- Indiviglio, F. (2011): First North American Captive Breeding of the Giant Horned Lizard. *ThatReptileBlog*: blogs.thatpetplace.com/thatreptileblog/2011/05/17/first-north-american-captive-breeding-of-the-giant-horned-lizard (Letzter Zugriff: 19.12.2024)
- Irschick, D.J. & B.C. Jayne (1999): Comparative three-dimensional kinematics of the hindlimb for high-speed bipedal and quadrupedal locomotion of lizards. *Journal of Experimental Biology* 202(9): 1047-1065.
- James, J.D. (2002): A survey of Short-horned Lizard (*Phrynosoma hernandesi hernandesi*) populations in Alberta. *Alberta Species at Risk Report* 29: 1-25.
- James, J.D. (2003): Short horned lizard (*Phrynosoma hernandesi hernandesi*) populations in Alberta – 2002 survey results. *Alberta Species at Risk Report* 65: 1-7.
- Jenkins, R.L. & W.W. Tanner (1968): Osteology and myology of *Phrynosoma p. platyrhinos* Girard and *Phrynosoma d. hernandesi* Girard. *Brigham Young University Science Bulletin Biol.* 9(4): 1-34.
- Jennings, M.R. (1985): Correction of the type-locality of *Phrynosoma coronatum schmidtii*. *Herpetological Review* 16(4): 107.
- Jennings, M.R. (1987): Impact of the curio trade for San Diego horned lizards (*Phrynosoma coronatum blainvillii*) in the Los Angeles Basin, California: 1885-1930. *Journal of Herpetology* 21(4): 356-358.
- Jennings, M.R. (1988a): *Phrynosoma cerroense* Stejneger – Cedros Island Horned Lizard. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 427: 1-2.
- Jennings, M.R. (1988b): *Phrynosoma coronatum* (Blainville) – Coast Horned Lizard. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 428: 5 pp.
- Jennings, M.R. & M.P. Hayes (1994): Amphibian and reptile species of special concern in California. Rancho Cordova, CA (California Department of Fish and Game, Inland Fisheries Division): 255 pp.
- Jensen, J.B. (1994): Geographic distribution: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). USA: Florida: Escambia Co. *Herpetological Review* 25(4): 165.

- Leung, M.N.Y., C.A. Paszkowski & A.P. Russell (2014): Genetic structure of the endangered Greater Short-horned Lizard (*Phrynosoma hernandesi*) in Canada: evidence from mitochondrial and nuclear genes. *Canadian Journal of Zoology* 92(10): 875-883.
- Jezkova, T., J.R. Jaeger, V. Olah-Hemmings, K.B. Jones, R.A. Lara-Reséndiz, D.G. Mulcahy & B.R. Riddle (2016): Range and niche shifts in response to past climate change in the Desert Horned Lizard *Phrynosoma platyrhinos*. *Ecography* 39(5): 437-448.
- Jiménez-Arcos, V.H., E. Centenero-Alcalá, E. Pérez-Ramos & S.A. Santa Cruz-Padilla (2014a): Geographic distribution: *Phrynosoma braconnerii* (Short-tailed Horned Lizard). *Herpetological Review* 45(2): 283.
- Jiménez-Arcos, V.H., E. Centenero-Alcala, E. Perez-Ramos & S.A. Santa Cruz-Padilla (2014b): Geographic Distribution: *Phrynosoma braconneri* (short-tailed horned lizard). *Herpetological Review* 45(3): 463.
- Joel, A.C., J.R.N. Linde, P. Comanns, C. Emonts, M. Weissbach, M. Flecks & D. Rödder (2021): Phylogenetic and morphological influence on habitat choice in moisture-harvesting horned lizards (*Phrynosoma* spp.). *Ecology and Evolution* 11(20): 14146-14161.
- Johnson, J.D., V. Mata-Silva, E. García Padilla & L.D. Wilson (2015): The Herpetofauna of Chiapas, Mexico: composition, distribution, and conservation. *Mesoamerican Herpetology* 2(3): 272-329.
- Johnson, J.D., L.D. Wilson, V. Mata-Silva, E. García-Padilla & D.L. DeSantis (2017): The endemic herpetofauna of Mexico: organisms of global significance in severe peril. *Mesoamerican Herpetology* 4(3): 544-620.
- Johnson, K.H. (2007): Geographic distribution: *Phrynosoma douglasii* (Pygmy Short-horned Lizard). USA: Wyoming. *Herpetological Review* 38(2): 219.
- Johnson, T.B. (1989): Flat-tailed horned lizard. *Wildlife Views* 32(2): 15.
- Jones, L.L. & R.E. Lovich (2009): Lizards of the American Southwest. A photographic field guide. Tucson, AZ (Rio Nuevo Publishers): 568 pp.
- Jones, L.L.C. & H. Winsor (2012): *Phrynosoma modestum* (Round-tailed Horned Lizard) x *P. solare* (Regal Horned Lizard). Putative hybrid. *Herpetological Review* 43(2): 336-337.
- Jones, M., K. Huddleston & T. Matson (2002): Prey Choice by the Desert Horned Lizard *Phrynosoma platyrhinos* Relative to Spatiotemporal Distribution of its Potential Prey. In: *Ecological Methods and Research in Reptile Ecology Bio* 417a & 417b, Summer 2002. Bellington, WA (Department of Biology, Western Washington University): 1 pp.
- Karpf, W. (1992): Der kleine Drache und seine Show. Die Krötenechse. *HörZu Tierreportagen* 126.
- Kasper, S. (2014): Geographic distribution: *Phrynosoma modestum* (Round-tailed Horned Lizard). *Herpetological Review* 45(4): 660.
- Kemmer, J.A. & A.C. Kasner (2015): Geographic distribution: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). *Herpetological Review* 46(2): 217-218
- Kerfoot, W.C. (1962): An unusually large desert short-horned lizard (*Phrynosoma douglassi ornaticsimum* Iguanidae) from Colorado. *Southwestern Naturalist* 7(1): 78-79.
- Klauber, L.M. (1934): The Flat-tailed Horned toad in Lower California. *Copeia* 1934(2): 100.
- Klauber, L.M. (1935): The status of the Sonoran horned toad, *Phrynosoma goodei* Stejneger. *Copeia* 1935(4): 178-179.
- Klauber, L.M. (1936): The Horned Toads of the *coronatum* Group. *Copeia* 1936(2): 103-110.

- Klauber, L. M. (1939): Studies of reptile life in the arid southwest I. Night collecting on the desert with ecological statistics II. Speculations on protective coloration and protective reflectivity III. Notes on some lizards of the southwestern United States. *Bulletins of the Zoological Society of San Diego* 14: 1-100.
- Knowlton, G.F. (1946): Feeding habits of some reptiles. *Herpetologica* 13(3): 77-80.
- Knowlton, G.F. (1954): Horned toads in ant control. *Journal of Economic Entomology* 31(1): 128.
- Knowlton, G.F. & B.A. Baldwin (1953): Ants in Horned Toad. *Herpetologica* 9(2): 70.
- Knowlton, G.F. & M. Janes (1934): Distributional and Food Habits Notes on Utah Lizards. *Copeia* 1934(1): 10-14.
- Köhler, G. (2000): Reptilien und Amphibien Mittelamerikas. Band 1: Krokodile, Schildkröten, Echsen. Offenbach (Herpeton Verlag): 158 pp.
- Köhler, G. (2021): Taxonomy of Horned Lizards, Genus *Phrynosoma* (Squamata, Phrynosomatidae). *Taxonomy* 1(2): 83-115.
- Koochekian, N., A. Ascanio, K. Farleigh, D.C. Card, D.R. Schield, T.A. Castoe & T. Jezkova (2022): A chromosome-level genome assembly and annotation of the desert horned lizard, *Phrynosoma platyrhinos*, provides insight into chromosomal rearrangements among reptiles. *GigaScience* 11: giab098.
- Kühnelt, W. (1943). Die Leitformenmethode in der Ökologie der Landtiere. *Biologia Generalis* 17(1-2): 106-146.
- Kunz, K. (2009) Wer seine Echsen liebt, der trägt sie auf Händen. Außergewöhnliche Erfolge mit Krötenechsen. *Terraria* 4(6) Heft 20: 84-88.
- LaBonte, J.P. (2001): Natural history notes: *Phrynosoma coronatum* (Coast Horned Lizard). Predation and telemetry. *Herpetological Review* 32(4): 257-258.
- Lahti, M.E. & D.D. Beck (2008): Ecology and Ontogenetic Variation of Diet in the Pigmy Short-Horned Lizard (*Phrynosoma douglasii*). *American Midland Naturalist* 159(2): 327-339.
- Lahti, M.E., D.D. Beck & T.R. Cottrell (2010): Ecology of the pygmy short-horned lizard (*Phrynosoma (Tapaja) douglasii*) in Washington. *Northwestern Naturalist* 91(2): 134-144.
- Lahti, M.E., C.D. Luton & T.J. Jones (2007): Natural history notes: *Phrynosoma douglasii* (Pygmy Short-horned Lizard). Maximum elevation. *Herpetological Review* 38(4): 462.
- Lahti, M.E. & R.P. O'Donnell (2008): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Mortality. *Herpetological Review* 39(1): 89.
- Laird, M. & R. Leech (1980): Observations of the short-horned lizard in southeastern Alberta. *Blue Jay* 38(4): 214-218.
- Lambert, S. & G.M. Ferguson (1985): Blood ejection frequency by *Phrynosoma cornutum* (Iguanidae). *Southwestern Naturalist* 30(4): 616-617.
- Lambert, S.M. & J.J. Wiens (2013): Evolution of viviparity: A phylogenetic test of the cold-climate hypothesis in *Phrynosomatid* lizards. *Evolution* 67(9): 2614-2630.
- Lane, J.S. & E. van Buren (2013): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Necrophilia. *Herpetological Review* 44(1): 146-147.
- Lara-Reséndiz R.A., D.M. Arenas-Moreno, E. Beltrán-Sánchez, W. Gramajo, J. Verdugo-Molina, W.C. Sherbrooke & F.R. Méndez-De la Cruz (2015): Selected body temperature of nine species of Mexican horned lizards (*Phrynosoma*). *Revista Mexicana de Biodiversidad* 86(1): 275-278.
- Lara-Reséndiz, R.A., H. Gadsden-Esparza & F.R. Méndez-de la Cruz (2013): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Nocturnal activity. *Herpetological Review* 44(2): 326-327.

- Lara-Reséndiz, R.A., H. Gadsden-Esparza, P.C. Rosen, B. Sinervo & F.R. Méndez-de la Cruz (2015): Thermoregulation of two sympatric species of horned lizards in the Chihuahuan Desert and their local extinction risk. *Journal of Thermal Biology* 48: 1-10.
- Lara-Reséndiz, R.A., R. García-Figueroa & R.F. Ochoa-Jara (2016): Nature notes: *Phrynosoma solare*. Nocturnal activity. *Mesoamerican Herpetology* 3(4): 1010-1011.
- Lara-Reséndiz R.A., T. Jezkova, P.C. Rosen & F.R. Méndez-de La Cruz (2014): Thermoregulation during the summer season in the Goode's horned lizard *Phrynosoma goodei* (Iguania: Phrynosomatidae) in Sonoran Desert. *Amphibia-Reptilia* 35(2): 161-172.
- Lara-Reséndiz, R.A., B.C. Larrain-Barrios, A.H.D. de la Vega-Pérez & F.R. Méndez-de la Cruz (2014): Calidad térmica a través de un gradiente altitudinal para una comunidad de lagartijas en la sierra del Ajusco y el Pedregal de San Ángel, México [Thermal quality along an altitudinal gradient for a lizard community in Sierra del Ajusco and Pedregal de San Angel, Mexico]. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 85(3): 885-897.
- Lara-Reséndiz, R.A., J.H. Valdez-Villavicencio, A.G. Pérez-Delgadillo, H.D. Pinto-Santana & P. Galina-Tessaro (2019): Depredación del „Camaeleon“ de Cola Plana (*Phrynosoma mcallii*) por el Verdugo Americano (*Lanius ludovicianus*) [Predation on Flat-tailed Horned lizard (*Phrynosoma mcalli*) by Loggerhead Shrike (*Lanius ludovicianus*)]. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 2(1): 44-47.
- Lawrence, J. & D. Wilholt (1958): Cryptic coloration in lava-dwelling horned lizards. *Copeia* 1958(1): 43-44.
- Lazcano, D., E. Bailón-Cuellar, G. Ruiz-Ayma, R. Mercado-Hernández, B. Navarro-Velázquez, L.D. Wilson, G.L. Powell & A.P. Russell (2017): Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*) as prey in Swainson's Hawk (*Buteo swainsoni*) nest sites at La Reserva de la Biosfera de Janos, Chihuahua, Mexico. *Mesoamerican Herpetology* 4(4): 886-900.
- Lazcano, D., R.D.J. Galvan, C.G. de la Peña & G. Castañeda Gaytán (2006): *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Mortality. *Herpetological Review* 37(1): 91.
- Lazcano, D., B. Idalia Gonzalez, G. Neryeda Cruz & J.I. Gonzalez-Rojas (2008): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Predation. *Herpetological Review* 39(1): 90.
- Lazcano, D., R.A. Rojas-Malacara & C. Solis-Rojas (2012): Natural history notes: *Phrynosoma modestum* (Round-tailed Horned Lizard). Predation. *Herpetological Review* 43(1): 137-138.
- Leaché, A.D., H.R. Davis, S. Singhal, M.K. Fujita, M.E. Lathi & K.R. Zamudio (2021): Phylogenomic assessment of biodiversity using a reference-based taxonomy: An example with horned lizards (*Phrynosoma*). *Frontiers in Ecology and Evolution* 9: 678110.
- Leaché, A.D., M.T. McElroy & A. Trinh (2018): A genomic evaluation of taxonomic trends through time in coast horned lizards (genus *Phrynosoma*). *Molecular Ecology* 27(13): 2884-2895.
- Leaché, A.D. & J.A. McGuire (2006): Phylogenetic relationships of horned lizards (*Phrynosoma*) based on nuclear and mitochondrial data: Evidence for a misleading mitochondrial gene tree. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 39(3): 628-644.
- Leaché, A.D., M.S. Koo, C.L. Spencer, T.J. Papenfuss, R.N. Fisher & J.A. McGuire (2009): Quantifying ecological, morphological, and genetic variation to delimit species in the coast horned lizard species complex (*Phrynosoma*). *PNAS* 106(30): 12418-12423.
- Leaché, A.D. & C.W. Linkem (2015): Phylogenomics of Horned Lizards (Genus: *Phrynosoma*) Using Targeted Sequence Capture Data. *Copeia* 2015(3): 586-594.
- Leatherman, B.M. (1996): Natural history notes: *Phrynosoma coronatum blainvillii* (San Diego Horned Lizard). Conservation. *Herpetological Review* 27(2): 80.
- Leavitt, D.J., J.M. Mueller & C.M. Ritzi (2007): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Winter activity. *Herpetological Review* 38(1): 80.

- Leavitt, D.J., J. Collins, C. Crawford, J. Crayon, T.J. Grant, N.B. Heatwole, E.V. Hollenbeck, M.F. Ingraldi, P. Linden, K. Ponce, R.J. Powell, A. Roach, A.S. Rosenberg, F.M. Sirchia, D.M. Steward, E. Stewart, A. Trouette & R.E. Lovich (2015): Multiyear monitoring (2007-2013) of Flat-tailed Horned Lizards (*Phrynosoma mcallii*). *Herpetological Conservation and Biology* 10(1): 189-202.
- Lemos-Espinal, J.A., D. Chiszar, C. Henke & H.M. Smith (1998): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). *Predation*. *Herpetological Review* 29(3): 168.
- Lemos-Espinal, J.A., C.J. Dibble & G.R. Smith (2013): Diets of two species of horned lizards (*Phrynosoma modestum* and *P. solare*) from Mexico. *Bulletin of the Maryland Herpetological Society* 49(1-4): 1-3.
- Lemos-Espinal, J.A. & J.R. Dixon (2013): *Amphibians and Reptiles of San Luis Potosí*. Frankfurt (Chimaira): 300 pp.
- Lemos-Espinal, J.A. & G.R. Smith (2016): Amphibians and reptiles of the state of Coahuila, Mexico, with comparison with adjoining states. *ZooKeys* 593: 117-137.
- Lemos-Espinal, J.A. & G.R. Smith (2020): A conservation checklist of the herpetofauna of Morelos, with comparisons with adjoining states. *ZooKeys* 941: 121-144.
- Lemos-Espinal, J.A., G.R. Smith & R.E. Ballinger (2004): Diets of four species of Horned Lizards (genus *Phrynosoma*) from Mexico. *Herpetological Review* 35(2): 131-134.
- Lemos-Espinal, J.A., G.R. Smith, H. Gadsden-Esparza, R. Valdez-Lares & G.A. Woolrich-Piña (2018): Amphibians and reptiles of the state of Durango, Mexico, with comparisons with adjoining states. *ZooKeys* 748: 65-87.
- Lemos-Espinal J.A., G.R. Smith GR & J.C. Rorabaugh (2019): A conservation checklist of the amphibians and reptiles of Sonora, Mexico, with updated species lists. *ZooKeys* 829: 131-160.
- Lemos-Espinal, J.A., G.R. Smith & G.A. Woolrich-Piña (2018): Amphibians and reptiles of the state of San Luis Potosí, Mexico, with comparisons with adjoining states. *ZooKeys* 753: 83-106.
- Lemos-Espinal, J.A. & H.M. Smith (2007): *Amphibians and reptiles of the State of Chihuahua, Mexico / Anfíbios y Reptiles del Estado de Chihuahua, Mexico*. Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México): 550 pp.
- Lemos-Espinal, J.A. & H.M. Smith (2007): *Amphibians and reptiles of the state of Coahuila, Mexico / Anfíbios y Reptiles del Estado de Coahuila, Mexico*, with comparison with adjoining states. Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México): 613 pp.
- Lemos-Espinal, J.A., H.M. Smith & D. Chiszar (2001): Natural history notes: *Phrynosoma* (Horned Lizards). *Protection*. *Herpetological Review* 32(1): 41-42.
- Liner, E.A. (1966): Notes on four small herpetological collections from Mexico. III. Lizards. *Southwestern Naturalist* 11(3): 406-414.
- Liner, E.A. (2007): A Checklist of the Amhíbians and Reptiles of Mexico. *Louisiana State University Occasional Papers of the Museum of Natural Science* 80: 1-60.
- Linnaeus, C. von (1758): *Lacertus orbiculatus*. P. 366. In: *Systema naturæ per regna tria naturæ, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis*. Tomus I. Ed. 12, reformata. Stockholm (Laurentii Salvii): 824 pp.
- Linsdale, J.M. (1932): *Amphibians and reptiles from lower California*. University of California Publications in Zoology 38(6): 345-386.
- Long, D.R. (1991): Horned lizards. *Reptile & Amphibian Magazine* July/Aug. 1991: 2-7.
- López-Vargas, M.R. & J.A. Lemos-Espinal (2012): *Phrynosoma taurus* (Bull Horned Lizard). *Prey*. *Herpetological Review* 43(2): 337-338.

- Lowe, C.H. (1947): Polychromatism in *Phrynosoma*. *Herpetologica* 4(2): 77.
- Lowe, C.H. (1954): Normal field movements and growth rates of marked regal horned lizards (*Phrynosoma solare*). *Ecology* 35(3): 420-421.
- Lowe, C.H. & C.W. Howard (1975): Viviparity and reproductive pattern in *Phrynosoma ditmarsii* in Sonora, Mexico. *Southwestern Naturalist* 20(2): 265-270.
- Lowe, C.H., M.D. Robinson & V.D. Roth (1971): A population of *Phrynosoma ditmarsii* from Sonora, Mexico. *Journal of the Arizona Academy of Science* 6(4): 275-277.
- Lowe, C.H. & W.H. Woodin (1954): Aggressive behavior in *Phrynosoma*. *Herpetologica* 10(1): 48.
- Lutterschmidt, W.I. (2013): *Reptiles in Research: Investigations of Ecology, Physiology, and Behavior from Desert to Sea (Animal Science, Issues and Professions)*. New York (Nova Science Publishers): 527 pp.
- Luxbacher, A.M. & J.H. Knouft (2009): Assessing concurrent patterns of environmental niche and morphological evolution among species of Horned Lizards (*Phrynosoma*). *Journal of Evolutionary Biology* 22(8): 1669-1678.
- Lynn, R.T. (1963): Comparative behavior of the horned lizards, genus *Phrynosoma*, of the United States. Norman (University of Oklahoma): 76 pp. Dissertation Abstracts 24: 446-447.
- Lynn, R. T. (1965): A comparative study of display behaviour in *Phrynosoma* (Iguanidae). *Southwestern Naturalist* 10(1): 25-30.
- Maceda-Cruz, R.J., H. Eliosa Leon, G. Yanes-Gomez & A. Nieto-Montes de Oca (2004): Geographic distribution: *Phrynosoma asio* (Giant Horned Lizard). *Herpetological Review* 35(3): 289.
- MacKay, W.P. & MacKay, E.E. (1984): Why do harvester ants store seeds in their nests? *Sociobiology* 9(1): 31-47.
- McKay, J.L. (2024): *Reptiles of Oaxaca – Turtles, crocodiles, lizards and snakes of Mexico's most biodiverse state*. Frankfurt (Edition Chimaira): 544 pp.
- McKay, J.L., Milenkaya, O. & Ch. Langner (2021): Reptile Range extensions from the Mexican state of Oaxaca. *Sauria* 43 (2):76-84.
- Manaster, J. (1997): Horned lizards. *Corrie Herring Hooks Series* 34: 1-81.
- Manaster, J. (2002): *Horned Lizards*. Lubbock (Texas Tech University Press): 84 pp.
- Manley, D.G. & W.C. Sherbrooke (2001): Predation on velvet ants (Hymenoptera: Mutillidae) by Texas horned lizards (*Phrynosoma cornutum*). *Southwestern Naturalist* 46(2): 221-222.
- Marchevskaya, E., I. Neizhko & O. Marushchak (2024): Keeping and breeding of Giant horned lizard (*Phrynosoma asio* Cope, 1864) at BION Terrarium Center. Pp. 42-47. In: Marushchak, O. (ed.): *Phrynosomatidae, Iguanidae, Tropiduridae Guide from RHF*. Kyiv, Ukraine (RHF Library): 51 pp.
- Marion, K.R. & J.J. Dindo (1980): Geographic distribution: *Phrynosoma cornutum*. *Herpetological Review* 11(1): 14.
- Martin, D.J. & D.J. Leavitt (2012): Geographic distribution: *Phrynosoma modestum* (Round-tailed Horned Lizard). *Herpetological Review* 43(1): 103.
- Martin del Campo, R. (1934): Adición a „Los Camaleones Mexicanos“. *Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México Serie Zoología* 5(4): 327-331.
- Martín-Regalado, N., M.C. Lavariega, R.M. Gómez-Ugalde & C. Rodríguez-Pérez (2022): *Anfibios y reptiles de la sierra de Cuatro Venados, Oaxaca, México*. v1.8. Museu de Ciències Naturals de Barcelona. Dataset/Occurrence. <https://doi.org/10.15470/vfxi6f> (Letzter Zugriff: 24.11.2024).

- Masés García, C.A. (2015): Evaluación del manejo, protección y aprovechamiento legal e ilegal de vertebrados silvestres de Oaxaca, México. Mexico City (Instituto Politécnico Nacional).
- Maslin, T.P. (1964): Amphibians and reptiles of the Boulder area. Natural History of the Boulder Area. University of Colorado Leaflet 13: 75-80.
- Mata-Silva, V. & J.D. Johnson (2011): Natural history notes: *Phrynosoma modestum* (Round-tailed Horned Lizard). Predation. Herpetological Review 42(1): 95.
- Mata-Silva, V., J.D. Johnson, G. Alvarez & D. de Santis (2022): *Phrynosoma modestum*. Defensive Behavior. Herpetological Review 53(2): 328-329.
- Mata-Silva, V., J.D. Johnson, L.D. Wilson & E. García-Padilla (2015): The herpetofauna of Oaxaca, Mexico: composition, physiographic distribution, and conservation status. Mesoamerican Herpetology 2(1): 6-62.
- Mathies, T. & D.J. Martin (2008): Overwintering Site Selection by Short-Horned Lizards (*Phrynosoma hernandesi*) in Northeastern Colorado. Journal of Herpetology 42(1): 163-171.
- Maury, M.E. (1981): Food partition of lizard communities at the Bolson de Mapimi (Mexico). Pp. 119-142. In: Barbault, R. & G. Halffter (ed.): Ecology of the Chihuahuan Desert: Organization of some vertebrate communities. Publicaciones Instituto de Ecología Mexico 8: 167 pp.
- Mayhew, W.W. (1965): Hibernation in the horned lizard, *Phrynosoma m'calli*. Comparative Biochemistry and Physiology 16(1): 103-119.
- Mayhew, W.W. & S.J. Wright (1971): Water Impermeable Skin of the Lizard *Phrynosoma m'calli*. Herpetologica 27(1): 8-11.
- Mayne, P.J. (1997): Geographic distribution: *Phrynosoma modestum* (Roundtail Horned Lizard). Herpetological Review 28(1): 50.
- Mays, C.E. & M.A. Nickerson, (1968): Nocturnal behaviour in iguanid lizards and possible correlation with roadkills. Herpetologica 24: 258-259.
- McAllister, C.T. (1987): Geographic distribution: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Herpetological Review 18(1): 20.
- McCoy, C.J. (1958): Daily activity of some Oklahoma lizards. Trimonthly Report (Ohio Herpetological Society) 1(3): 12.
- McCoy, C.J. & O.A. Flores-Villela (1985): Amphibians and reptiles of the Seese and Mocino expedition: a lost chapter in Mexican herpetology. Annals of the Carnegie Museum 54(5): 189-193.
- McEntire, M.S., A. Pich, M. Zordan, D. Barber, N. Rains, D. Erxleben, J.J. Heatley & C.R. Sanchez (2018): Hematology of Free-ranging and Managed Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*). Journal of Wildlife Diseases 54(4): 802-808.
- McGrann, M.C., G.R. Wright, R.J. Dial & A.M. McGrann (2006): Off-highway vehicle impact on the Flat-tailed Horned Lizard, *Phrynosoma mcallii*, in the Colorado desert of southern California. California Fish and Game 92(2): 67-80.
- McIntyre, N.E. (2003): Effects of Conservation Reserve Program seeding regime on harvester ants (*Pogonomyrmex*), with implications for the threatened Texas Horned Lizard (*Phrynosoma cornutum*). Southwestern Naturalist 48(2): 274-277.
- Mebs, D. (1965): Besprechung: „Höfer, S. (1965): Sind Krötenechsen wirklich so heikel? Datz 18: 153-155“. Salamandra 1(3): 73-74.
- Medica, P.A. & F.B. Turner (1984): Natural longevity of iguanid lizards in southern Nevada. Herpetological Review 15(2): 34-35.

- Medica, P.A., F.B. Turner & D.D. Smith (1973): Effects of radiation on a fenced population of horned lizards (*Phrynosoma platyrhinos*) in southern Nevada. *Journal of Herpetology* 7(2): 79-85.
- Meik, J.M. (2005): Natural history notes: *Crotalus mitchellii stephensi* (Panamint Rattlesnake). *Diet. Herpetological Review* 36(1): 68.
- Mendoza-Quijano, F., G. Köhler & G.E. Quintero Díaz (2007): *Phrynosoma orbiculare*. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T64079A12734405.
- Menke, S.B. (2003): Lizard community structure across a grassland: Creosote bush ecotone in the Chihuahuan Desert. *Canadian Journal of Zoology* 81(11): 1829-1838.
- Meyer, D.E. (1959): Studies on background colour selection in two species of lizards (*Holbrookia maculata* subspecies and *Phrynosoma modestum*). Madison (University of Wisconsin). Dissertation Abstracts 19: 1876.
- Meyer, D.E. (1966): Drinking habits in the earless lizard, *Holbrookia maculata*, and in two species of horned lizards (*Phrynosoma*). *Copeia* 1966(1): 126-128.
- Meyers, J.J. & Herrel, A. (2005): Prey capture kinematics of ant-eating lizards. *Journal of Experimental Biology* 208(1): 113-127.
- Meyers, J.J., A. Herrel & K. Nishikawa (2006): Morphological correlates of ant eating in horned lizards (*Phrynosoma*). *Biological Journal of the Linnean Society* 89: 13–24.
- Middendorf, G.A. & W.C. Sherbrooke (1992): Canid elicitation of blood-squirting in a horned lizard (*Phrynosoma cornutum*) *Copeia* 1992(2): 519-527.
- Middendorf, G.A., W.C. Sherbrooke & E.J. Braun (2001): Comparison of blood squirted from the circumorbital sinus and systemic blood in an Horned lizard, *Phrynosoma cornutum*. *Southwestern Naturalist* 46(3): 384-387.
- Milne, L.J. (1938): Mating of *Phrynosoma cornutum*. *Copeia* 1938(4): 200-201.
- Milne, L.J. & Milne, M.J. (1948): Notes on the behaviour of the Horned toad (*Phrynosoma* spp.). *Anatomical Record* 101(4): 646.
- Milne, L.J. & Milne, M.J. (1949): We shadowed the Horned Toad. *Natural History (New York)* 58(2): 86-94.
- Milne, L.J. & M.J. Milne (1950): Notes on the behavior of horned toads. *American Midland Naturalist* 44(3): 720-741.
- Mirkin, S., M.R. Tucker & D.A. Williams (2021): Predation release of Texas horned lizards (*Phrynosoma cornutum*) living in small towns. *Ecology and Evolution* 11(10): 5355-5363.
- Mitchell, J.C. (1975): Record size *Phrynosoma douglassi*. *Herpetological Review* 6(4): 117.
- Moeller, B.A. E.C. Hellgren, D.C. Ruthven, R.T. Kazmaier & D.R. Synatzske (2005): Temporal Differences in Activity Patterns of Male and Female Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*) in Southern Texas. *Journal of Herpetology* 39(2): 336-339.
- Moll, E.O. (2004): Patronyms of the pioneer west. IX. *Phrynosoma hernandesi* (Girard, 1858) Greater Short-horned Lizard. *Sonoran Herpetologist* 17(6): 58-61.
- Montanucci, R.R. (1979): Notes on systematics of horned lizards allied to *Phrynosoma orbiculare* (Lacertilia: Iguanidae). *Herpetologica* 35(2): 116-124.
- Montanucci, R.R. (1981): Habitat separation between *Phrynosoma douglassi* and *Phrynosoma orbiculare* (Lacertilia: Iguanidae) in Mexico. *Copeia* 1981(1): 147-153.
- Montanucci, R.R. (1983): More on mealworm digestibility. *Notes from NOAH* 11(3): 14-15.

- Montanucci, R.R. (1984): Breeding, captive care and longevity of the short-horned lizard, *P. douglassi*. International Zoo Yearbook 23(1):148-156.
- Montanucci, R.R. (1987): A phylogenetic study of the horned lizards, genus *Phrynosoma*, based on skeletal and external morphology. Los Angeles County Museum Contributions in Science 390: 1-36.
- Montanucci, R.R. (1989a): Maintenance and propagation of horned lizards (*Phrynosoma*) in captivity. Bulletin of the Chicago Herpetological Society 24(12): 229-238.
- Montanucci, R.R. (1989b): The reproduction and growth of *Phrynosoma ditmarsii* (Sauria: Iguanidae) in captivity. Zoo Biology 8(2): 139-149.
- Montanucci, R.R. (1989c): The relationship of morphology to diet in the horned lizard genus *Phrynosoma*. Herpetologica 45(2): 208-216.
- Montanucci, R.R. (1989d): Unique behaviors in captive rock horned lizards, *Phrynosoma ditmarsii*. Herpetological Review 20(4): 85-87.
- Montanucci, R.R. (1996): Morphological variation in the gular fold in the horned lizard genus, *Phrynosoma* (Iguania: Phrynosomatidae). Herpetologica 52(1): 46-55.
- Montanucci, R.R. (2004): Geographic variation in *Phrynosoma coronatum* (Lacertilia, Phrynosomatidae): Further evidence for a Peninsular archipelago. Herpetologica 60(1): 117-139.
- Montanucci, R.R. (2010): On the alleged rediscovery of the type specimen of *Phrynosoma ornatum* Girard 1858. Herpetological Review 41(3): 298-301.
- Montanucci, R.R. (2015): A taxonomic revision of the *Phrynosoma douglasii* species complex (Squamata: Phrynosomatidae). Zootaxa 4015(1): 1-177.
- Montanucci, R.R. & B.E. Baur (1982): Mating and Courtship-Related Behaviors of the Short-Horned Lizard, *Phrynosoma douglassi*. Copeia 1982(4): 971-974.
- Montanucci, R.R. & J.P. O'Brien (1991): Mating behavior of the coast horned lizard (*Phrynosoma coronatum*). Vivarium (Lakeside) 3(4): 27-28.
- Montgomery, C., T. Childers, J.D. Manzer, E. Bergman, J. Sifert, B. Hill & S.P. Mackessy (1998): Geographic distribution: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Herpetological Review 29(2): 110.
- Montgomery, C. & S.P. Mackessy (2001): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Movement. Herpetological Review 32(4): 258.
- Montgomery, C.E. & S.P. Mackessy (2003): Natural history of the Texas horned lizard, *Phrynosoma cornutum* (Phrynosomatidae), in southeastern Colorado. Southwestern Naturalist 48(1): 111-118.
- Montgomery, C.E., S.P. Mackessy & J.C. Moore (2003): Body size variation in the Texas horned lizard, *Phrynosoma cornutum*, from central Mexico to Colorado. Journal of Herpetology 37(3):550-553.
- Mook, J., M. Burchette, B. Degregorio, V. Bobosian, E. Schaubert & R.W. Moody (2017). *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Predation. Herpetological Review 48(3): 655-656.
- Mook, J., E. Schaubert, M. Vespy, R.W. Moody & D. Nolan (2017): *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Behavior. Herpetological Review 48(1): 197-198.
- Moreno-Barajas, R., F. Rodríguez-Romero, A. Velásquez-Rodríguez & A. Aragón-Martínez (2013): Variación geográfica en *Phrynosoma orbiculare* (Sauria: Phrynosomatidae): análisis de las subespecies. Acta Zoológica Mexicana (nueva serie) 29 (1): 129-143.
- Moreno-Barajas, R., F. Rodríguez-Romero, A.S. Velázquez-Rodríguez & F.R. Méndez-de la Cruz (2013): Taxonomic assessment of the subspecific status of *Phrynosoma orbiculare* (Sauria: Phrynosomatidae) in the southern portion of its distribution. Southwestern Naturalist 58(4): 459-464.

- Mulcahy, D.G., A.W. Spaulding, J.R. Mendelson & E.R. Brodie (2006): Phylogeography of the Flat-tailed Horned Lizard (*Phrynosoma mcallii*) and systematics of the *P. mcallii*–*platyrhinos* mtDNA complex. *Molecular Ecology* 15(7): 1-20.
- Munger, J.C. (1982): Strategies of predators and their prey: optimal foraging and home range behavior of horned lizards (*Phrynosoma* spp.) and response by harvester ants (*Pogonomyrmex desertorum*). Tucson (University of Arizona) 141 pp. Dissertation Abstracts International B Sciences and Engineering (1983) 43(11): 3471.
- Munger, J.C. (1984a): Home ranges of horned lizards (*Phrynosoma*): circumscribed and exclusive? *Oecologia* 62(3): 351-360.
- Munger, J.C. (1984b): Long-term yield from harvester ant colonies: implications for horned lizard foraging strategy. *Ecology* 65(4): 1077-1086.
- Munger, J.C. (1984c): Optimal foraging? Patch use by horned lizards (Iguanidae: *Phrynosoma*). *American Naturalist* 123(5): 654-680.
- Munger, J.C. (1986): Rate of Death Due to Predation for Two Species of Horned Lizard, *Phrynosoma cornutum* and *P. modestum*. *Copeia* 1986(3): 820-824.
- Murray, I.W. & H.M. Lease (2013): *Phrynosoma hernandesi* (greater short-horned lizard). Predation. *Herpetological Review* 44(2): 327.
- Muth, A. & M. Fisher (1992): Development of baseline data and procedures for monitoring populations of the flat-tailed horned lizard, *Phrynosoma mcallii*. Sacramento, California (Contract Report No. FG9268 to California Department of Fish and Game): 15 pp.
- Neizhko, I. & E. Marchevskaja (2020): Giant horned lizard (*Phrynosoma asio*). Breeding of Phrynosoma asio at BION Terrarium Center. https://bion.com.ua/news_article/giant-horned-lizard-Phrynosoma-asio-care-sheet/ (Letzter Zugriff: 19.12.2024).
- Nero, R.W. (1957): Records of the horned toad in Saskatchewan. *Blue Jay* 15: 119-120.
- Neset, T. & H.F. de Lisle (1977): Proposed endangered species. *Herpetology* 9(4): 7-8.
- Nevárez-de-los-Reyes, M., D. Lazcano, E. García-Padilla, V. Mata-Silva, J.D. Johnson & L.D. Wilson (2016): The Herpetofauna of Nuevo León, Mexico: Composition, Distribution, and Conservation. *Mesoamerican Herpetology* 3(3): 558-638.
- Newbold, T.A.S. (2005): Desert horned lizard (*Phrynosoma platyrhinos*) locomotor performance: the influence of cheatgrass (*Bromus tectorum*). *Southwestern Naturalist* 50(1): 17-23.
- Newbold, T.A.S. & J.A. MacMahon (2008): Consequences of cattle introduction in a shrubsteppe ecosystem: indirect effects on desert horned lizards (*Phrynosoma platyrhinos*). *Western North American Naturalist* 68(3):291-302.
- Newbold, T.A.S. & J.A. MacMahon (2009): Spatial and seasonal dietary patterns of the desert horned lizard (*Phrynosoma platyrhinos*): harvester ant specialist or or generalist ant feeder? *Canadian Journal of Zoology* 87(2):112-123.
- Newbold, T.A.S. & J.A. MacMahon (2014): Determinants of Habitat Selection by Desert Horned Lizards (*Phrynosoma platyrhinos*): The Importance of Abiotic Factors Associated with Vegetation Structure. *Journal of Herpetology* 48(3): 306-316.
- Nicola, N.C. & J.E. Lovich (2000): Preliminary observations of the behavior of male, Flat-tailed Horned Lizards before and after an off-highway vehicle race in California. *California Fish and Game* 86(3): 208-212.
- Nieto-Montes de Oca, A., D. Arenas-Moreno, E. Beltrán-Sánchez & A.D. Leaché (2014): A new species of horned lizard (genus *Phrynosoma*) from Guerrero, México, with an updated multilocus phylogeny. *Herpetologica* 70(2): 241-257.

- Norris, K.S. (1949): Observations on the habits of the horned lizard *Phrynosoma m'callii*. *Copeia* 1949(3): 176-180.
- O'Connor, A.P., Wallace, J.L., Weaver, R.E. & Hayes, M.P. (2010): Pygmy short-horned lizard (*Phrynosoma douglasii*): unrecorded prey for the Great Basin nightsnake (*Hypsiglena chlorophaea deserticola*). *Northwestern Naturalist* 91(1): 79-81.
- Ott, M., J. Ostheim & W.C. Sherbrooke (2004): Prey snapping and visual distance estimation in Texas horned lizards, *Phrynosoma cornutum*. *Journal of Experimental Biology* 207(17): 3067-3072.
- Oviedo-Hernández, E. (2024): Demografía de una lagartija amenazada y de alta montaña (*Phrynosoma orbiculare*) en una población del centro de México. Toluca, MX (Universidad Autónoma del Estado de México): 83 pp.
- Owens, A. & K.L. Krysko (2007): Distribution of the introduced Texas Horned lizard, *Phrynosoma cornutum* (Harlan 1825) (Sauria: Phrynosomatidae) in Florida. *Florida Scientist* 70(1): 62-70.
- Owens, A., M. Trager & E. Horne (2002): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). *Reproduction*. *Herpetological Review* 33(4): 308-309.
- Painter, C.W. (1993): Geographic distribution: *Phrynosoma solare* (Regal Horned Lizard). *Herpetological Review* 24(4): 155.
- Painter, C.W. & L.K. Kamees (2010): Natural history notes: *Phrynosoma hernandesi* (Greater Short-horned Lizard). *Predation*. *Herpetological Review* 41(2): 227
- Palacios-Aguilar, R. & O. Flores-Villela (2018): An updated checklist of the herpetofauna from Guerrero, Mexico. *Zootaxa* 4422(1): 1-24.
- Pareja, M.G., E. Beltrán-Sánchez & W.C. Sherbrooke (2016): *Phrynosoma asio* (Giant Horned Lizard). *Natural longevity (age)*. *Herpetological Review* 47(1): 138-139.
- Pareja, M.G., E. Beltrán Sánchez & W.C. Sherbrooke (2017): *Phrynosoma asio* (Giant Horned Lizard). *Natural longevity*. *Herpetological Review* 48(2): 439-440.
- Park, B., J.S. Reimche, M. Parker & M. Goode (2016): *Phrynosoma mcallii* (Flat-tailed Horned Lizard). *Necrophilia*. *Herpetological Review* 47(1): 139.
- Parker, G.H. (1938): The Colour Changes In Lizards, Particularly In *Phrynosoma*. *Journal of Experimental Biology* 15 (1): 48-73.
- Parker, W.S. (1971): Ecological observations on the regal horned lizard (*Phrynosoma solare*) in Arizona. *Herpetologica* 27(3): 333-338.
- Parker, W.S. (1973): Notes on reproduction of some lizards from Arizona, New Mexico, Texas, and Utah. *Herpetologica* 29(3): 258-264.
- Parker, W.S. (1974): *Phrynosoma solare* Gray – Regal horned lizard. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 162: 2 pp.
- Pavón-Vázquez, C.J. & M. Arvizu-Meza (2016): Nature Notes: *Phrynosoma braconnieri* Duméril & Bocourt, 1870. *Behavior*. *Mesoamerican Herpetology* 3(3): 727.
- Pederson, J. (ed.) (1991): Texas Horned Lizard. *New Mexico Wildlife* 36(1): 15.
- Persons, T.B. & E.M. Nowak (2005): Geographic distribution: *Phrynosoma modestum* (Round-tailed Horned Lizard). *Herpetological Review* 36(1): 80.
- Perrill, R.H. (1983): Geographic distribution: *Phrynosoma ditmarsii* (Rock Horned Lizard). *Herpetological Review* 14(4): 123.
- Peslak, J. (1986): An observation on the social interaction of Texas Horned lizards, *Phrynosoma cornutum*. *Southwestern Naturalist* 31(4): 552.

- Peters, W.C.H. (1874): Über neue Saurier (*Spæriodactylus*, *Anolis*, *Phrynosoma*, *Tropidolepisma*, *Lygosoma*, *Ophioscincus*) aus Centralamerica, Mexico und Australien. Monatsberichte der königlichen Akademie der Wissenschaften Berlin 1873 (November): 738-747.
- Peterson, C.C. (1998): Rain-harvesting behavior by a free-ranging Desert Horned Lizard (*Phrynosoma platyrhinos*). Southwestern Naturalist 43(3): 391-394.
- Phillips, J.A. & H.J. Harlow (1981): Elevation of upper voluntary temperatures after shielding the parietal eye of horned lizards (*Phrynosoma douglassi*). Herpetologica 37(4): 199-205.
- Phillips, J.A. & H.J. Harlow (1981): Elevation of upper voluntary temperatures after shielding the parietal eye of Horned lizards, *Phrynosoma douglassi*. Herpetologica 37(4): 199-205.
- Pianka, E.R. (1991): *Phrynosoma platyrhinos* Girard – Desert Horned lizard. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 517: 4 pp.
- Pianka, E.R. & W.L. Hodges (2007): Horned Lizards. University of Texas at Austin. <http://www.zo.utexas.edu/faculty/pianka/phryno.html> (Letzter Zugriff: 22.01.2025).
- Pianka, E.R. & W.L. Hodges (2008): Horned Lizards Part 2. University of Texas at Austin. <http://www.zo.utexas.edu/faculty/pianka/phryno2.html> (Letzter Zugriff: 22.01.2025).
- Pianka, E.R. & W.S. Parker (1975): Ecology of horned lizards: a review with special reference to *Phrynosoma platyrhinos*. Copeia 1975(1): 141-162.
- Pianka, E.R. & H.M. Smith (1959): Distributional records for certain Mexican and Guatemalan reptiles. Herpetologica 15(3): 119-120.
- Pianka, E.R. & L.J. Vitt (2003): Lizards – Windows to the Evolution of Diversity. Berkeley (University of California Press): 347 pp.
- Pietruszka, R.D. (1986): Search tactics of desert lizards: how polarized are they? Animal Behaviour 34(6): 1742-1758.
- Pilliod, D.S., M.I. Jeffries, R.S. Arkle & D.H. Olson (2024): Climate Futures for Lizards and Snakes in Western North America May Result in New Species Management Issues. Ecology and Evolution 14(10): e70379.
- Pimentel, R.A. (1951): Notes on *Phrynosoma d. douglassii* in Jefferson County, Oregon. Herpetologica 7(3): 140.
- Platt, S.G., Z. Fast Horse, S. Mannel, C. Comes Killing & T. Rainwater (2006): A herpetofaunal survey of southwestern South Dakota with an emphasis on species of conservation concern. Journal of Kansas Herpetology 2006(20): 10-19.
- Ponce Rosales, L.D. (2024): Desarrollo ontogenético del dimorfismo sexual del Lagarto Cornudo (*Phrynosoma orbiculare*) en una población del Estado de México. Toluca de Lerdo, MX (Universidad Autónoma del Estado de México): 51 pp.
- Porter, T. (1982): Life history notes: *Phrynosoma coronatum jamesi* (Coast Horned Lizard). Longevity. Herpetological Review 13(1): 19.
- Potter, G.E. & Glass, H.B. (1931): A study of respiration in hibernating horned lizards, *Phrynosoma cornutum*. Copeia 1931(3): 128-131.
- Powell, G.L. & A.P. Russell (1984): The diet of the eastern short-horned lizard (*Phrynosoma douglassi brevirostre*) in Alberta and its relationship to sexual size dimorphism. Canadian Journal of Zoology 62(3): 428-440.
- Powell, G.L. & A.P. Russell (1985a): Growth and sexual size dimorphism in Alberta populations of the Eastern Short-horned Lizard, *Phrynosoma douglassi brevirostre*. Canadian Journal of Zoology 63(1): 139-154.

- Powell, G.L. & A.P. Russell (1985b): Field thermal ecology of the Eastern Short-horned Lizard (*Phrynosoma douglassi brevirostre*) in southern Alberta. *Canadian Journal of Zoology* 63(2): 228-238.
- Powell, G.L. & A.P. Russell (1991a): Parturition and clutch characteristics of short-horned lizards (*Phrynosoma douglasii brevirostre*) from Alberta. *Canadian Journal of Zoology* 69(11): 2759-2764.
- Powell, G.L. & A.P. Russell (1991b): Distribution of the eastern Short-horned Lizard (*Phrynosoma douglasii brevirostre*) in Alberta, Canada. *Northwestern Naturalist* 72(1): 21-26.
- Powell, G.L. & A.P. Russell (1993): The range and status of the eastern Short-horned Lizard in the Canadian prairies. *Provincial Museum of Alberta Natural History Occasional Paper* 19: 278-290.
- Powell, G.L. & A.P. Russell (1998): The status of Short-horned Lizards, *Phrynosoma douglasii* and *P. hernandezi*, in Canada. *Canadian Field-naturalist* 112(1): 1-16.
- Powell, G.L. & A.P. Russell (2023): The horns of horned lizards (Phrynosomatidae: *Phrynosoma*): the long road to their conceptualization as unique lacertilian features with individual identity. *Bibliotheca Herpetologica* 17(10): 86-107.
- Powell, G.L. & A.P. Russell (2024): *Phrynosoma hernandesi brevirostris* (Plains Shorthorned Lizard). Overwintering. *Herpetological Review* 54(4): 664-666.
- Powell, G.L., A.P. Russell & P.J. Fargey (1998): The distribution of the Short-horned Lizard *Phrynosoma hernandesi* in Saskatchewan, Canada. *Northwestern Naturalist* 79(1): 19-26.
- Powell, G.L., A.P. Russell & M.J. Ryan (2002): Ontogenetic Scaling of the Cranial Horn Array in *Phrynosoma orbiculare* (Squamata: Phrynosomatidae). *Journal of Herpetology* 36(4): 578-589.
- Presch, W. (1969): Evolutionary osteology and relationships of the horned lizard genus *Phrynosoma* (family Iguanidae). *Copeia* 1969(2): 250-275.
- Price, A.H. (1990): *Phrynosoma cornutum* (Harlan) – Texas Horned Lizard. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 469: 7 pp.
- Priest, N., P. Kiker & S. Fox (2024): Rediscovery of the Round-tailed Hoerned lizard (*Phrynosoma modestum*) in Oklahoma. *Southwestern Naturalist* 68(1): 66-68.
- Prieto, A.A. & W.G. Whitford (1971): Physiological Responses to Temperature in the Horned Lizards, *Phrynosoma cornutum* and *Phrynosoma douglassii*. *Copeia* 1971(3): 498-504.
- Quintero-Díaz, G.E., A. Cardona-Arceo & R.A. Carbajal-Márquez (2015): Distribution notes: *Phrynosoma modestum* Girard, 1852. *Mesoamerican Herpetology* 2(3): 355.
- Ramakrishnan, S., A.J. Wolf, E.C. Hellgren, R.W. Moody & V. Bogosian (2018): Diet Selection by a Lizard Ant-Specialist in an Urban System Bereft of Preferred Prey. *Journal of Herpetology* 52(1): 79-85.
- Ramotnik, C.A. (1998): First record of the round-tailed horned lizard, *Phrynosoma modestum*, in Colorado. *Southwestern Naturalist* 43(4): 498-499.
- Ramsey, L.W. (1956): Nesting of Texas horned lizards. *Herpetologica* 12(3):239-240.
- Raya-García, E. (2014) *Phrynosoma asio* (Giant horned lizard). Captive diet. *Herpetological Review* 45(4): 635.
- Raya-García, E. (2014): *Phrynosoma asio* (Giant horned lizard) crepuscular and nocturnal activity. *Herpetological Review* 45(2): 330.
- Recchio, I.M., J.N. Hogue & D. Lazcano (2009): Natural history notes: *Phrynosoma asio* (Giant Horned Lizard). Diet. *Herpetological Review* 40(3): 347-348.
- Recchio, I.M., M. Robertson-Billet, C. Rodriguez & J. Haigwood (2014): Captive husbandry and reproduction of *Phrynosoma asio* (Squamata: Phrynosomatidae) at the Los Angeles Zoo and Botanical Gardens. *Herpetological Review* 45(3): 450-454.

- Reeder, T.W. & R.R. Montanucci (2001): Phylogenetic analysis of the horned lizards (Phrynosomatidae: *Phrynosoma*): evidence from mitochondrial DNA and morphology. *Copeia* 2001(2): 309-323.
- Reeve, W.L. (1952): Taxonomy and distribution of the horned lizard genus *Phrynosoma*. University of Kansas Scientific Bulletin 34(14): 817-960.
- Reid, W.H. & H.J. Fulbright (1981): Impaled prey of the Loggerhead shrike in the northern Chihuahuan Desert. *Southwestern Naturalist* 26(2): 204-205.
- Repp, R. (1999): The Flat-tailed Horned lizard, *Phrynosoma mcallii*: A lizard imperiled. *The Vivarium* 10(2): 42-43.
- Repp, R. & G.W. Schuett (2009): Natural history notes: *Crotalus atrox* (Western Diamond-backed Rattlesnake). Adult predation on lizards. *Herpetological Review* 40(3): 353-354.
- Reyes-Ortega, T.-T. (2018): Metazoos parásitos de *Phrynosoma orbiculare* (Squamata: Phrynosomatidae) en la Cañada, Xonacatlán, México. Toluca (Universidad Autónoma del Estado de México): 48 pp.
- Reyes-Velasco, J., C.I. Grünwald, J.M. Jones, M.S. Price & J.T. Fisher (2012): New distributional records for the herpetofauna of Mexico. *Herpetological Review* 43(3): 451-453.
- Rieder, J.P., T.A.S. Newbold & S.M. Ostojia (2010): Structural changes in vegetation coincident with annual grass invasion negatively impacts sprint velocity of small vertebrates. *Biological Invasions* 12(8): 2429-2439.
- Rissing, S.W. (1981): Prey preferences in the desert horned lizard: influence of prey foraging method and aggressive behavior. *Ecology* 62(4): 1031-1040.
- Roberts, D.T., D.M. Schleser & T.L. Jordan (1995): Collecting and Feeding Harvester Ants (*Pogonomyrmex* spp.) to Captive Horned Lizards (*Phrynosoma* spp.). *Herpetological Review* 26(1): 25-26.
- Rojas-Hernández, U. (2018): Dieta de *Phrynosoma orbiculare* (Squamata: Phrynosomatidae) en una población del Estado de México. Toluca (Universidad Autónoma del Estado de México): 45 pp.
- Rondeau, R. (2002) Geographic distribution: *Phrynosoma modestum* (Round-tailed Horned Lizard). *Herpetological Review* 33(3): 226.
- Rorabaugh, J.C., C.L. Palermo & S.C. Dunn (1987): Distribution and relative abundance of the flat-tailed horned lizard (*Phrynosoma mcallii*) in Arizona. *Southwestern Naturalist* 32(1): 103-109.
- Roth, V.D. (1971): Food habits of Ditmars' horned lizard with speculations on its type locality. *Journal of the Arizona Academy of Science* 6(4): 278-281.
- Roth, V.D. (1997): Ditmars' Horned Lizard (*Phrynosoma ditmarsii*) or the case of the lost lizard. *Sonoran Herpetologist* 10(1): 2-6.
- Ruiz-Monachesi, M.R. & J. J. Martínez (2023): Meta-analysis of Behavioural Research in Lizards Reveals that Viviparity Contributes Better to Animal Personality than Secretory Glands. *Evolutionary Biology* 51:45-68.
- Ryan, P. (2022): Thermal Ecology of Reintroduced and Native Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*). Fort Worth (Texas Christian University): 29 pp.
- Rzedowski, J. (1978): Vegetación de México. Ciudad de México (Editorial Limusa): 432 pp.
- Sattler, P.W. & J.S. Ries (1995): Intraspecific genetic variation among four populations of the Texas horned lizard, *Phrynosoma cornutum*. *Journal of Herpetology* 29(1): 137-141.
- Savage, J.M. (1954): Notulae Herpetologicae. 6. *Phrynosoma solare*, distribution. *Transactions of the Kansas Academy of Sciences* 57(3): 326-334.
- Schafer, S.F. (1982): Horny toad? *Zoonoos* 55(7): 14-16.
- Schlüter, U. (2000): Geschlechtsunterschiede bei Leguanen. *Draco* 4: Leguane: 18-28.

- Schmidt, C.J. (2004): Attempted predation on a hatchling Texas Horned Lizard (*Phrynosoma cornutum*) by an adult plains leopard frog (*Rana blairi*). *Journal of Kansas Herpetology* 10: 12.
- Schmidt, K.P. (1953): A Check List of North American Amphibians and Reptiles, 6th ed. Chicago (American Society of Ichthyologists and Herpetologists): 280 pp.
- Schmidt, J.O.S. (2019): Predator-Prey Battle of Ecological Icons: Horned Lizards (*Phrynosoma* spp.) and Harvester Ants (*Pogonomyrmex* spp.). *Copeia* 107(3): 404-410.
- Schmidt, K.P. & F.A. Shannon (1947): Notes on amphibians and reptiles of Michoacan, Mexico. *Zoological Series of Field Museum of Natural History* 31(9): 63-85.
- Schmidt, P.J., W.C. Sherbrooke & J.O. Schmidt (1989): The detoxification of ant (*Pogonomyrmex*) venom by a blood factor in Horned lizards, *Phrynosoma*. *Copeia* 1989(3): 603-607.
- Schonberger, C.F. (1945): Oviposition by *Phrynosoma solare*. *Copeia* 1945(1): 53-54.
- Schwalter, D.B. (1979): New distribution records of the horned lizard in Alberta. *Blue Jay* 37(1): 26-27.
- Schulz, J. (2018a): Die Etablierung und mehrjährige Zucht der Nördlichen Wüstenkrötenechse, *Phrynosoma platyrhinos platyrhinos* Girard, 1852. *Terraria-elaphe* 2018(2) Heft70: 62-76.
- Schulz, J. (2018b): Aus eins mach vier: Bohnenkäferzucht. *Terraria-elaphe* 2018(3) Heft71: 74-79.
- Schulz, J. (2018c): Die erfolgreiche Terrarienhaltung der Mexikanischen Cortez-Kurzhornkrötenechse *Phrynosoma orbiculare cortezi*. *Terraria-elaphe* 2018(5) Heft73: 58-71.
- Scott, C.A. (1977): Canada's prairie lizards. pp. 127-129. In: Mosquin, T. & Suchal, C. (eds.). Canada's threatened species and habitats. Proceedings of the symposium on Canada's threatened species and habitats co-sponsored by the Canadian Nature Federation and the World Wildlife Fund (Canada) held at Ottawa, May 20-24, 1976. Canadian Nature Federation, Ottawa. 185 pp.
- SEMARNAT (2019): MODIFICACIÓN del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, publicada el 30 de diciembre de 2010. Diario Oficial de la Federación, 14 de noviembre de 2019, Ciudad de México (México, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales).
- Senfft, W. (1939): Die Krötenechse *Phrynosoma cornutum* Harlan. *Wochenschrift für Aquarien- und Terrarienkunde* 36: 471-473.
- Settle, L.R. (1989): Geographic distribution: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). *Herpetological Review* 20(1): 12.
- Shaffer, D.T. & W.G. Whitford (1981): Behavioral responses of a predator, the round-tailed horned lizard, *Phrynosoma modestum* and its prey, honey harvester ants, *Myrmecocystus* spp. *American Midland Naturalist* 105(2): 209-216.
- Shaw, C.E. (1952): Notes on the eggs and young of some United States and Mexican lizards. 1. *Herpetologica* 8(3): 71-79.
- Shaw, C.E. (1963): An Albino San Diego Horned Lizard (*Phrynosoma coronatum blainvillei*) *Copeia* 1963(1): 154.
- Shedd, J.D., R.J. Bogiatto & S.A. Kirn (2011): Natural history notes: *Phrynosoma blainvillii* (Coast Horned Lizard). *Commensalism. Herpetological Review* 42(1): 94-95.
- Sheffield, S.R. & N. Carter (1994): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Arboreal behavior. *Herpetological Review* 25(2): 65, 68.

- Sheppard, G. (2023): Desert Horned Lizard: Lizard Pet Care. Simple Guide To Their Husbandry And Enrichment (Nutrition Essentials, Behavior, Health Issues, Solutions, Breeding And Training Hatchlings To Adults). Independently published: 90 pp.
- Sherbrooke, W.C. (1981): Horned Lizards. Unique Reptiles of Western North America. Southwest Parks and Monument Association Popular Series 31, Globe, Arizona.
- Sherbrooke, W.C. (1987a): Defensive head posture in horned lizards (*Phrynosoma*: Sauria: Iguanidae). *Southwestern Naturalist* 32(4): 512-515.
- Sherbrooke, W.C. (1987b): Captive *Phrynosoma solare* raised without ants or hibernation. *Herpetological Review* 18(1): 11-13.
- Sherbrooke, W.C. (1990a): Rain-harvesting in the Lizard, *Phrynosoma cornutum*: Behavior and Integumental Morphology. *Journal of Herpetology* 24(3): 302-308.
- Sherbrooke, W.C. (1990b): Predatory behavior of captive greater roadrunners feeding on horned lizards. *Wilson Bulletin* 102(1): 171-174.
- Sherbrooke, W.C. (1991): Behavioral (predator-prey) interactions of captive grasshopper mice (*Onychomys torridus*) and horned lizards (*Phrynosoma cornutum* and *P. modestum*). *American Midland Naturalist* 126(1): 187-195.
- Sherbrooke, W.C. (1995): Collecting and feeding harvester ants (*Pogonomyrmex* spp.) to captive horned lizards (*Phrynosoma* spp.). *Herpetological Review* 26(1): 25-26.
- Sherbrooke, W.C. (1997): Physiological (rapid) change of color in horned lizards. *Amphibia-Reptilia* 18(2): 155-175.
- Sherbrooke, W.C. (2000): Natural history notes: *Phrynosoma modestum* (Roundtailed Horned Lizard). Nocturnal nest-digging and oviposition. *Herpetological Review* 31(4): 242-243.
- Sherbrooke, W.C. (2002a): Do vertebral-line patterns in two Horned Lizards (*Phrynosoma* spp.) mimic plant-stem shadows and stem litter? *Journal of Arid Environments* 50(1): 109-120.
- Sherbrooke, W.C. (2002b): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Nocturnal nesting, eggs, nest predation, hatchlings. *Herpetological Review* 33(3): 206-208.
- Sherbrooke, W.C. (2002c): Seasonally skewed sex-ratios of road-collected Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*). *Herpetological Review* 33(1): 21-24.
- Sherbrooke, W.C. (2002d): Natural history notes: *Phrynosoma* [*Phrynosoma*] *modestum* (Round-tailed Horned Lizard). Rain-harvest drinking behavior. *Herpetological Review* 33(4): 310-312.
- Sherbrooke, W.C. (2003): Introduction to Horned Lizards of North America. Berkeley (University of California Press): 178 pp.
- Sherbrooke, W.C. (2004): Integumental water movement and rate of water ingestion during rain harvesting in the Texas horned lizard, *Phrynosoma cornutum*. *Amphibia-Reptilia* 25(1): 29-39.
- Sherbrooke, W.C. (2007): Natural history notes: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Potential dietary threat. *Herpetological Review* 38(4): 461-462.
- Sherbrooke, W.C. (2008a): Antipredator responses by Texas Horned Lizards to two snake taxa with different foraging and subjugation strategies. *Journal of Herpetology* 42(1): 145-152.
- Sherbrooke, W.C. (2008b): Body-flip and immobility behavior in Regal Horned Lizards: A gape-limiting defense selectively displayed toward one of two snake predators. *Herpetological Review* 39(2): 156-162.
- Sherbrooke, W.C. (2010): *Phrynosoma modestum*: Predation and Nesting. *Herpetological Review* 41(3): 356.

- Sherbrooke, W.C. (2014): Horned Lizards. Chapter 19. In: Browne, W. & R. Peters (eds.): Cave Creek Canyon Revealing the Heart of Arizona's Chiricahua Mountains 2nd Edition. Rodeo, NM (Eco Wear & Publishing): 295 pp.
- Sherbrooke, W.C. (2017): Antipredator Nest Guarding by Female Horned Lizards (*Phrynosoma*): Iguanian Parental Care. *Herpetologica* 73(4): 331-337.
- Sherbrooke, W.C. (2020): Current Names: A Guide to Recent Name Changes of Horned Lizard Species. *Phrynosomatics* 27(1): 1-12.
- Sherbrooke, W.C. (2021): *Phrynosoma solare* (Regal Horned Lizard). Hibernating blood-squirting defense. *Herpetological Review* 52(2): 411.
- Sherbrooke, W.C. (2021): *Phrynosoma solare* (Regal Horned Lizard). Hibernating posture. *Herpetological Review* 52(3): 651.
- Sherbrooke, W.C. (2022): *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Predator attack survival. *Herpetological Review* 53(1): 135.
- Sherbrooke, W.C. (2022): Scats of Male Horned Lizards (*Phrynosoma* spp.) may carry epithelial skin sheds from their hemipenes. *Sonoran Herpetologist* 15(1): 23-27.
- Sherbrooke, W.C., C. Aguilar-Morales, Nora L. Villanueva-Gutierrez & T.R. Van Devender (2022): Rain-harvest drinking by *Phrynosoma ditmarsii* in Sonora, Mexico. *Southwestern Naturalist* 67(2): 149-152.
- Sherbrooke, W.C., C. Aguilar-Morales & T.R. Van Devender (2022): Defensive Horn Raising by Horned Lizards (*Phrynosoma*): A Unique Behavioral Response in *Phrynosomatid* Lizards? *Southwestern Naturalist* 67(2): 152-158.
- Sherbrooke, W.C. & E. Beltrán Sánchez (2005): *Phrynosoma asio* (Giant Horned Lizard). Copulation position. *Herpetological Review* 36(1): 64-65.
- Sherbrooke, W.C., E. Beltrán Sánchez, F. Mendoza-Quijano, B. Baur & G. Middendorf (2004): Is there an antipredator blood-squirting defense in the bull horned lizard, *Phrynosoma taurus*? *Herpetological Review* 35(4): 345-347.
- Sherbrooke, W.C., E.R. Brown & J.L. Brown (2002): Natural history notes: *Phrynosoma hernandesi* (Short-horned Lizard). Successful open-mouthed threat defense. *Herpetological Review* 33(3): 208.
- Sherbrooke, W.C. & S.K. Frost (1989): Integumental chromatophores of a color-change, thermoregulating lizard, *Phrynosoma modestum* (Iguanidae, Reptilia). *American Museum Novitates* 2943: 1-14.
- Sherbrooke, W.C. & M.D. Greenfield (2002): Natural history notes: *Phrynosoma hernandesi* (Short-horned Lizard). Defensive hiss. *Herpetological Review* 33(3): 208-209.
- Sherbrooke, W.C. & B.A. Kimball (2024): Antipredator Blood-Squirting Defense in Horned Lizards (*Phrynosoma*): Chemical Isolation of Plasma Component(s), *Pogonomyrmex* Ant Dietary Origin, and Evolution. *Ichthyology & Herpetology* 112(1): 106-116.
- Sherbrooke, W.C., Martin, B.E. & Lowe, C.H. (1998): Geographic distribution: *Phrynosoma ditmarsii* (Rock Horned Lizard). *Herpetological Review* 29(2): 110-111.
- Sherbrooke, W.C. & J.R. Mason (2005): Sensory modality used by coyotes in responding to antipredator compounds in the blood of Texas Horned Lizards. *Southwestern Naturalist* 50(2): 216-222.
- Sherbrooke, W.C. & C.J. May (2008): Natural history notes: *Phrynosoma solare* (Regal Horned Lizard). *Crotalus* envenomation. *Herpetological Review* 39(1): 90-91.
- Sherbrooke, W.C. & F. Mendoza-Quijano (2005): Natural history notes: *Phrynosoma braconieri* (Short-tail Horned Lizard). Defensive behavior. *Herpetological Review* 36(1): 65-66.

- Sherbrooke, W.C. & G.A. Middendorf (2001): Blood-squirting variability in horned lizards (*Phrynosoma*). *Copeia* 2001(4): 1114-1122.
- Sherbrooke, W.C. & G.A. Middendorf (2004): Responses of kit foxes (*Vulpes macrotis*) to antipredator blood-squirting and blood of Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*). *Copeia* 2004(3): 652-658.
- Sherbrooke, W.C., A. Mitchell, K. Sweet, L. Searles & D. Braastad (2012): Negative oral responses of a non-canid mammalian predator (Bobcat, *Lynx rufus*; Felidae) to ocular-sinus blood-squirting of Texas and Regal Horned Lizards, *Phrynosoma cornutum* and *Phrynosoma solare*. *Herpetological Review* 43(3): 386-391.
- Sherbrooke, W.C. & R.R. Montanucci (1988): Stone mimicry in the round-tailed horned lizard, *Phrynosoma modestum* (Sauria: Iguanidae). *Journal of Arid Environments* 14(3): 275-284.
- Sherbrooke, W.C. & R.B. Nagle (1996): *Phrynosoma* intraepidermal receptor: a dorsal intraepidermal mechanoreceptor in horned lizards (*Phrynosoma*; Phrynosomatidae; Reptilia). *Journal of Morphology* 228(2): 145-154.
- Sherbrooke, W.C., G.L. Powell, D. Pinto-Santana, J.G. Martínez-Valenzuela & M.Y. Pinto-Santana (2023): *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Aberrant parietal horns. *Herpetological Review* 54(3): 471-473.
- Sherbrooke, W.C. & C. Rodríguez (2010): Natural history notes: *Phrynosoma braconnieri* (Short-tailed Horned Lizard). Defensive blood-squirting behavior. *Herpetological Review* 41(2): 226-227.
- Sherbrooke, W.C., A.J. Scardino, R. de Nys & L. Schwarzkopf (2007): Functional morphology of scale hinges used to transport water: convergent drinking adaptations in desert lizards (*Moloch horridus* and *Phrynosoma cornutum*). *Zoomorphology* 126(2): 89-102.
- Sherbrooke, W.C. & K. Schwenk (2008): Horned lizards (*Phrynosoma*) incapacitate dangerous ant prey with mucus. *Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological Genetics and Physiology* 309A (8): 447-459.
- Sherbrooke, W.C., D.S. Turner, G. Molina-Padilla, J.A. Salazar-Martínez & T.R. Van Devender (2024): Natural History Patterns and Reproductive Cycle of an Endemic Horned Lizard (*Phrynosoma ditmarsii*) in Sonora, Mexico. *Southwestern Naturalist* 68(2): 75-85.
- Sherbrooke, W.C., C. Villanueva-Gutiérrez, N.L. Villanueva-Gutiérrez & T.R. Van Devender (2022): Rain-Harvest Drinking by *Phrynosoma ditmarsii* in Sonora, Mexico. *Southwestern Naturalist* 67(2): 149-152.
- Smith, C.D. (1962): The effects of castration and androgen replacement on *Phrynosoma cornutum* during the breeding season. Chicago (University of Chicago).
- Smith, C.F. (1941): Birth of Horned Toads. [*Phrynosoma douglassii hernandesii*]. *Copeia* 1941(2): 114.
- Smith, H.M. (1934): Notes on some lizards of the genus *Phrynosoma* from Mexico. *Transactions of the Kansas Academy of Science* 37: 287-297.
- Smith, H.M. (1939): An annotated list of the Mexican amphibians and reptiles in the Carnegie Museum. *Annals of the Carnegie Museum* 27: 311-320.
- Smith, H.M. (1942): Mexican herpetological miscellany. 1. Six new species and subspecies of *Sceloporus* with a redefinition of the formosus group. 2. A new horned lizard from Durango. 3. A tentative arrangement and key to Mexican *Gerrhonotus*, with the description of a new race. 4. An unnamed *Celestus* from Mexico, with a key to the mainland species of the genus. 5. New xantusid lizards. 6. The Mexican subspecies of *Drymobius margaritiferous*. 7. Notes on Mexican *Imantodes*. 8. Two new snakes of the genus *Clelia*. 9. Additi Proceedings of the United States National Museum 92: 349-395.

- Smith, H.M. (1944): Additions to the list of Mexican amphibians and reptiles in the Carnegie Museum. *Annals of the Carnegie Museum* 30: 87-92.
- Smith, H.M. (1946): *Handbook of Lizards: Lizards of the United States and of Canada*. Ithaca, NY (Comstock,): 557 pp.
- Smith, H.M. (1991): Range extensions of three reptile species in northern Mexico. *Bulletin of the Maryland Herpetological Society* 27(4): 216-218.
- Smith, H.M., K. Adler, D. Chiszar & F. Van Breukelen (1999): *Phrynosoma hernandesi*: Correct spelling. *Herpetological Review* 30(2): 74-76.
- Smith, H.M. & O. Flores-Villela (1994): Noteworthy lizards of the genera *Phrynosoma* and *Sceloporus* in the Museo de Zoología „Alfonso L. Herrera“. *Bulletin of the Maryland Herpetological Society* 30(3): 114-119.
- Smith, H.M. & A.B. Leonard (1934): Distributional records of reptiles and amphibians in Oklahoma. *American Midland Naturalist* 15(2): 190-196.
- Smith, H.M. & W. Reeve (1951): The generic name of the horned lizards. *Herpetologica* 7(2): 53-55.
- Smith, H.M. & E.H. Taylor (1950): An annotated checklist and key to the reptiles of Mexico exclusive of the snakes. *Bulletin of the United States National Museum* 199: 1-253.
- Smith, H.M. & D. Thompson (1993): Four reptiles newly recorded from Ouray County, Colorado. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 28(4): 78-79.
- Smith, P.W. & M.M. Hensley (1959): Notes on a small collection of amphibians and reptiles from the vicinity of the Pinacate lava cap in north-western Sonora, Mexico. *Transactions of the Kansas Academy of Sciences* 61: 64-76.
- Smith, W.W. (1975): Some southern Alberta animals – 1974. *Blue Jay* 33(2): 118-119.
- Soderquist, T.R. & Middlebrook, N.R. (1984): New herpetological records from Arizona north of the Grand Canyon. *Herpetological Review* 15(4): 115.
- Southworth, W.H. (1935): *The biology of Phrynosoma*. Boston (Boston University): 71 pp.
- Stark, R.C. & S.F. Fox (2000): Use of fluorescent powder to track Horned Lizards. *Herpetological Review* 31(4): 230-231.
- Stark, R.C., S.F. Fox & D.M. Leslie (2005): Male Texas Horned Lizards increase daily movements and area covered in spring: a mate searching strategy? *Journal of Herpetology* 39(1): 169-173.
- Stebbins, R.C. (2003): *A Field Guide to Western Reptiles and Amphibians*. 3rd ed. New York (Peterson Field Guides): 533 pp.
- Stejneger, L.H. (1893): *Phrynosoma cerroense* sp. nov. P. 187. In: Annotated list of the reptiles and batrachians collected by the Death Valley Expedition in 1891, with descriptions of new species. *North American Fauna* 7(Part II): 159-228.
- Stejneger, L. (1906): A new lizard of the genus *Phrynosoma*, from Mexico. *Proceedings of the United States National Museum* 29(1437): 565-567.
- Stewart, A.M. (1925): The horned lizard (*Phrynosoma cornutum*). *Yearbook Amateur Menagerie Club Maidstone* 1924-25: 92-98.
- St. John, A., Douglas, C., Tait, C., Ambos, A. & Jezkova, T. (2012): Geographic distribution: *Phrynosoma hernandesi hernandesi* (Greater Shorthorned Lizard). USA: Oregon: Malheur Co. *Herpetological Review* 43(3): 445-446.
- Stone, W.B. & R.D. Manwell (1969): Toxoplasmosis in cold-blooded hosts. *Journal of Protozoology* 16(1): 99-102.

- Strecker, J.K. (1908): Notes on the breeding habits of *Phrynosoma cornutum* and other Texas lizards. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 21: 165-169.
- Suarez, A.V. & T.J. Case (2002): Bottom-up effects on persistence of a specialist predator: Ant invasions and Horned Lizards. *Ecological Applications* 12(1): 291-298.
- Suarez, A.V. & T.J. Case (2003): The ecological consequences of a fragmentation-mediated invasion: The Argentine ant, *Linepithema humile*, in southern California. *Ecological Studies* 162: 161-180.
- Suarez, A.V., J.Q. Richmond & T.J. Case (2000): Prey selection in Horned Lizards following the invasion of Argentine ants in southern California. *Ecological Applications* 10(3): 711-725.
- Suárez-Rodríguez, O., G. Suárez-Varón, F. Chávez-Siles, F. Pérez-Arriaga, G. Andrade-Soto, L. Aguilar-Isaac, W.C. Sherbrooke & O. Hernández-Gallegos (2018): Masa relativa de la camada en *Phrynosoma orbiculare* (Squamata: Phrynosomatidae) en el Parque Estatal Sierra Morelos, Toluca, Estado de México [Relative clutch mass in *Phrynosoma orbiculare* (Squamata: Phrynosomatidae) in the Parque Estatal Sierra Morelos, Toluca, Estado de México]. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 89(1): 282-289.
- Sullivan, B.K. & E.A. Sullivan (2016): Late fall and early winter activity by hatchling and adult Regal Horned Lizards, *Phrynosoma solare*. *Sonoran Herpetologist* 29(1): 5-6.
- Sullivan, B.K., Sullivan, E.A., Sullivan, K.O. & McCall, H. (2014): Geographic distribution: *Phrynosoma solare* (Regal Horned Lizard). *Herpetological Review* 45(4): 660-661.
- Sullivan, B.K., Sullivan, K.O., Vardukyan, D. & Suminski, T. (2014): Persistence of horned lizards (*Phrynosoma* spp.) in urban preserves of Central Arizona. *Urban Ecosystems* 17(3): 707-717.
- Swann, D.E., K.E. Bonine & R.A. Repp (2007): The Longhorn: Texas Horned Lizard (*Phrynosoma cornutum*). *Herpetofauna of the 100 Mile Circle*. *Sonoran Herpetologist* 20(8):80-81.
- Switak, K.H. (1979): Leben in der Wüste. Krötenechsen der Gattung *Phrynosoma* Wiegmann, 1828. 1. Teil: Beobachtungen in freier Wildbahn. *Das Aquarium* 13(124): 470-475.
- Switak, K.H. (1984): The life of Desert Reptiles and Amphibians. San Francisco, California (Privately printed): 31 pp.
- Tanner, V.M. (1942): Notes on the birth and growth of horned lizards. *Great Basin Naturalist* 3(2): 60.
- Tanner, W.W. (1958a): Herpetology of Glen Canyon of the Upper Colorado River Basin. *Herpetologica* 14: 193-193.
- Tanner, W.W. (1958b): Herpetological range extensions. *Herpetologica* 14: 195-196.
- Tanner, W.W. (1987): Lizards and turtles of Western Chihuahua. *Great Basin Naturalist*. 47: 383-421
- Tanner, W.W. (1999): Distribution of the species *Phrynosoma platyrhinos* in Utah. *Great Basin Naturalist* 59(3): 295-296.
- Tanner, W.W. (1987): Lizards and turtles of Western Chihuahua. *Great Basin Naturalist*. 47: 383-421
- Tanner, W.W. & J.E. Krogh (1973): Ecology of *Phrynosoma platyrhinos* at the Nevada Test Site, Nye County, Nevada. *Herpetologica* 29(4):327-342.
- Tanner, W.W. & J.E. Krogh (1974): Variations in activity as seen in four sympatric lizard species of southern Nevada. *Herpetologica* 30(3): 303-308.
- Taylor, B.N. (2003): Short-horned Lizard (*Phrynosoma hernandesi hernandesi*). *Alberta Species at Risk Report* 72: 154-160.
- Terán-Juárez, S.A., E. García Padilla, V. Mata-Silva, J.D. Johnson & L.D. Wilson (2016): The herpetofauna of Tamaulipas, Mexico: composition, distribution, and conservation status. *Mesoamerican Herpetology* 3(1): 43-113.

- Terron, C.C. (1932): Los Camaleones Mexicanos. Anales del Instituto de Biología, UNAM 3(2): 95-121.
- Thibodeau, M., R. Vogtsberger & C.M. Watson (2017): *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard) Prey. Herpetological Review 48(2): 440.
- Tinkham, E.R. (1951): On the recognition of two Lower California horned lizards. Herpetologica 7(4): 169-172.
- Thomson, R.C., A.N. Wright & H.B. Shaffer (2016): California Amphibian and Reptile Species of Special Concern. Oakland (University of California Press): 408 pp.
- Tollestrup, K. (1981): The social behavior and displays of two species of horned lizards, *Phrynosoma platyrhinos* and *Phrynosoma coronatum*. Herpetologica 37(3): 130-141.
- Torres-Hernández, L.A., A. Ramírez-Bautista, R. Cruz-Elizalde, U. Hernández-Salinas, C. Berriozabal-Is-las, D.L. DeSantis, J.D. Johnson, A. Rocha, E. García-Padilla, V. Mata-Silva, L.A. Fucsko & L.D. Wilson (2021): The herpetofauna of Veracruz, Mexico: composition, distribution, and conservation status. Amphibian & Reptile Conservation 15(2) [General Section]: 72-155.
- Trujillo-Caballero, S. & J.A. González-Oreja (2018): Efficient vs. structured biodiversity inventories: reptiles in a Mexican dry scrubland as a case study. Animal Biodiversity and Conservation 41.2: 245-256.
- Tucker, M.R., D. Biffi & D.A. Williams (2023): Thermal refugia and persistence of Texas horned lizards (*Phrynosoma cornutum*) in small towns. Ecology and Evolution 13(7): e10245.
- Turner, D. (2003): Fish and wildlife service denies protection to Flat-tailed Horned Lizard. Sonoran Herpetologist 16(1): 2.
- Turner, D., T. Van Devender, H. Silva-Kurumiya, N.L. Del Castillo, C. Hedgcock, C. Roll, M. Wilson & F.I. Ochoa-Gutierrez (2017): Distribution of *Phrynosoma ditmarsii* Stejneger, 1906, with notes on habitat and morphology. Mesoamerican Herpetology 4(4): 979-985.
- Turner, D.S. & Rorabaugh, J. (1998): Natural history notes: *Phrynosoma platyrhinos* (Desert Horned Lizard). Predation. Herpetological Review 29(2): 101.
- Turner, F.B. & P.A. Medica (1982): The distribution and abundance of the flat-tailed horned lizard (*Phrynosoma mcallii*). Copeia 1982(4): 815-823.
- Tyler, J.D. 1977. Coachwhip preys on horned lizard. Southwestern Naturalist 22(1): 146.
- Uetz, P., P. Freed & J. Hošek (eds.) (2020): The Reptile Database, <http://www.reptile-database.org>, (Letzter Zugriff 10.02.2020).
- Uetz, P., P. Freed & J. Hošek (eds.) (2024): The Reptile Database, <http://www.reptile-database.org>, (Letzter Zugriff 27.12.2024).
- U.S. National Park Service (2022): „Blainville's Horned Lizard“. Santa Monica Mountains National Recreation Area, California. Calabasas, CA (U.S. National Park Service). <https://www.nps.gov/samo/learn/nature/hornedlizard.htm> (letzter Zugriff 22.01.2025)
- Valdez-Lares, R., R. Muñoz-Martínez, E.Gadsden, G. Aguirre-León, G. Castañeda-Gaytán & R. Gonzalez-Trápaga (2013): Checklist of amphibians and reptiles of the state of Durango, México. Check List 9(4): 714-724.
- Van Denburgh, J. (1894a): Descriptions of three new lizards from California and lower California, with a note on *Phrynosoma blainvillii*. Proceedings of the California Academy of Science (Ser. 2) 4: 296-301.
- Van Denburgh, J. (1894b): *Phrynosoma solaris*, with a note on its distribution. Proceedings of the California Academy of Science (Ser. 2) 4: 456.

- Van Denburgh, J. (1895): A review of the herpetology of Lower California. Part I – Reptiles. Proceedings of the California Academy of Science 2(5): 77-163.
- Van Denburgh, J. (1897): The reptiles of the Pacific coast and Great Basin. An account of the species known to inhabit California, and Oregon, Washington, Idaho and Nevada. Occasional Papers of the California Academy of Science 5: 236 pp.
- Van Denburgh, J. (1922): The Reptiles of Western North America. Volume I. Lizards. Occasional Papers of the California Academy of Science 10(1): 611 pp.
- Van Devender, T.R. & C.W. Howard (1973): Notes on natural nests and hatching success in the regal horned lizard (*Phrynosoma solare*) in southern Arizona. Herpetologica 29(3): 238-239.
- Vesely, M. (1998): Zur Biologie der Krötenechsen mit Anmerkungen zur Pflege und Zucht von *Phrynosoma asio* und *P. orbiculare*. Iguana Rundschreiben 11(2) Nr. 20: 17-21.
- Virata, J. (2021): 204 Texas Hornes Lizards Released into The Wild. <https://reptilesmagazine.com/204-texas-horned-lizards-released-into-the-wild/> (Letzter Zugriff 22.01.2025).
- Vitt, L.J. (1977): Observations on clutch and egg size and evidence for multiple clutches in some lizards of southwestern United States. Herpetologica 33(3): 333-338.
- Walls, J.G. (1978): Horned toads. Tropical Fish Hobbyist 26(12): 54-59.
- Warne, R.W., Gilman, C.A., García, D.A. & Wolf, B.O. (2012): Capital breeding and allocation to life-history demands are highly plastic in lizards. American Naturalist 180(1): 130-141.
- Watson, M.L. (2006): Geographic distribution: *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). Herpetological Review 37(4): 495.
- Webb, S.L. & S.E. Henke (2003): Defensive strategies of Texas Horned Lizards (*Phrynosoma cornutum*) against red imported fire ants. Herpetological Review 34(4): 327-328.
- Webb, S.L. & Henke, S.E. (2008): Effects of military training exercises on Texas Horned Lizard, *Phrynosoma cornutum*, occurrence on Fort Hood, Texas. Texas Journal of Agriculture and Natural Resources 21: 43-49.
- Weese, A.O. (1917): An experimental study of the reactions of the horned lizard, *Phrynosoma modestum* Gir., a reptile of the semi-desert. Biological Bulletin 32: 98-116.
- Weese, A.O. (1919): Environmental Reactions of *Phrynosoma*. American Naturalist 53(624): 33-54.
- Wernicke, J. & K. Haase (2014): *Phrynosoma modestum*. Kleine Zwerge mit interessantem Verhalten. Terraria-Elaphe 2014(2): 34-37.
- Werner, J.K. (1974): Geographic distribution: *Phrynosoma douglassi brevirostris*. USA: Montana: Glacier Co. Herpetological Review 5(1): 20.
- Werning, H. (2011): *Phrynosoma platyrhinos*. Wüstenkrötenechse. Reptilia (Münster) 16(4) Nr. 90: 47-50.
- Werning, H. (2012): Die Reptilien und Amphibien des Südwestens. Draco 13(2) Nr. 50 – USA Südwest, Tiere, Terrarien, Lebensräume: 18-60.
- Werning, H. (2013): Best of Southwest. Mit der Familie auf Reptiliensuche. Ein kleiner Reiseführer durch den Südwesten der USA. Reptilia (Münster) 18(3) Nr. 101:
- Werning, H. (2014): Krötenechsen – eine (sehr gute) Laune der Natur. Reptilia (Münster) 19(3) Nr. 107 – Krötenechsen: 16-23.
- Werning, H. (2015). Haltung und Nachzucht – Mini-Dinos für das Terrarium. Reptilia (Münster) 20(4) Nr. 114 – Jurassic World im Wohnzimmer: 26-37.

- Werning, H. (2018): Die Familie Phrynosomatidae. Reptilia 23(3) Nr. 131 – Nordamerikanische Kleinle-
guane: 14-19.
- Whiteford, W. (1978): Notes from the Tempe herpetology convention. Horned lizards. Herpetology
(Pasadena) 10(1): 3-4.
- Whitford, W.G. & M. Bryant (1979): Behavior of a predator and its prey: the horned lizard (*Phrynosoma
cornutum*) and harvester ants (*Pogonomyrmex* spp.). Ecology 60(4): 686-694.
- Whitford, W.B. & W.G. Whitford (1973): Combat in the Horned Lizard, *Phrynosoma cornutum*. Herpe-
tologica 29(2): 191-192.
- Whiting, M.J. & J.R. Dixon (1996): *Phrynosoma modestum* Girard – Roundtailed Horned lizard. Ca-
talogue of American Amphibians and Reptiles 630: 6 pp.
- Whiting, M.J., J.R. Dixon & R.C. Murray (1993): Spatial distribution of a population of Texas horned
lizards (*Phrynosoma cornutum*: Phrynosomatidae) relative to habitat and prey. Southwestern Na-
turalist 38(2): 150-154.
- Wiegmann, A.F.A. (1828): Beyträge zur Amphibienkunde. Isis von Oken 21(4): 364-383.
- Wiens, J.J., K.H. Kozak & N. Silva (2013): Diversity and niche evolution along aridity gradients in North
American lizards (Phrynosomatidae). Evolution 67(6): 1715-1728.
- Wiernasz, D.C., B.A. Cole & B.J. Cole (2014): Defending the nest: variation in the alarm aggression
response and nest mound damage in the harvester ant *Pogonomyrmex occidentalis*. Insectes Soci-
aux 61(3): 273-279.
- Williams, D.A., N.D. Rains & A.M. Hale (2019): Population genetic structure of Texas horned lizards:
implications for reintroduction and captive breeding. PeerJ 7: e7746.
- Williams, K.L. (1959): Nocturnal activity of some species of horned lizards, genus *Phrynosoma*. Herpe-
tologica 15: 43.
- Williams, K.L., Smith, H.M. & Chrapliwy, P.S. (1960): Turtles and lizards from northern Mexico. Transac-
tions of the Illinois State Academy of Science 53(1/2): 36-45.
- Wilson, L.D., V. Mata-Silva & J.D. Johnson (2013): A conservation reassessment of the reptiles of
Mexico based on the EVS measure. Amphibian & Reptile Conservation 7(1): 1-47.
- Winton, W.M. (1914): An examination of blood-ejecting horned lizards. Science N.S. 40: 784-785.
- Winton, W.M. (1916): Habits and Behavior of the Texas Horned Lizard, *Phrynosoma cornutum*, Harlan.
I. Copeia 36: 81-84.
- Winton, W.M. (1917): Habits and Behavior of the Texas Horned Lizard, *Phrynosoma cornutum*, Harlan.
II. Copeia 39: 7-8.
- Wojnowski, D., D.J. Martin & L.E. Rosen (2010): Natural history notes: *Phrynosoma modestum* (Round-
tailed Horned Lizard). Blood-squirting. Herpetological Review 41(2): 228.
- Wolf, A.J., Hellgren, E.C., Bogosian, V. & Moody, R.W. (2013): Effects of habitat disturbance on Texas
Horned Lizards: an urban case study. Herpetologica 69(3): 265-281.
- Wolf, A.J., E.C. Hellgren, E.M. Schaubert, V. Bogosian, R.T. Kazmaier, D.C. Ruthven & R.W. Moody
(2014): Variation in vital-rate sensitivity between populations of Texas horned lizards. Population
Ecology 56: 619-631.
- Wolf, A.J., J. Mook, M. Veszy, R.W. Moody & D. Nolan (2015): *Phrynosoma cornutum* (Texas horned
lizard). Habitat. Herpetological Review 46(4): 633-634.
- Wone, B. & B. Beauchamp (2003): Movement, Home Range, and Activity Patterns of the Horned Lizard,
Phrynosoma mcallii. Journal of Herpetology 37(4): 679-686.

- Woolrich-Piña, G.A., G.R. Smith & J.A. Lemos-Espinal (2012): Body temperatures of three species of *Phrynosoma* from Puebla, Mexico. *Herpetology Notes* 5: 361-364.
- Yosef, R. (2004): How did the horned lizard get its horns? *Science* 305(5692): 1909.
- Yenmiş, M., D. Ayaz, W.C. Sherbrooke & M. Veselý (2024): Comparative analyses of micro- and macro-scale surface structures in the convergent evolution of rain-harvesting behaviour in lizards. *Journal of Zoology* 332(1): 58-75.
- Young, K.V. & T.J. Gardner (eds.) (2003): Flat-tailed horned lizard rangewide management strategy, 2003 revision. An Arizona-California Conservation Strategy. Logan (Flat-tailed Horned Lizard Inter-agency Coordinating Committee): 80 pp. plus appendices.
- Zamudio, K.R. (1998): The evolution of female-biased sexual size dimorphism: a population level comparative study in horned lizards (*Phrynosoma*). *Evolution* 52(6): 1821-1833.
- Zamudio, K.R., K.B. Jones & R.H. Ward (1997): Molecular Systematics of Short-Horned Lizards: Biogeography and Taxonomy of a Widespread Species Complex. *Systematic Biology* 46(2):284-305.
- Zamudio, K.R. & Parra Olea (2000): Reproductive Mode and Female Reproductive Cycles of Two Endemic Mexican Horned Lizards (*Phrynosoma taurus* and *Phrynosoma braconnieri*). *Copeia* 2000(1): 222-229.
- Zeiner, D.C., W.F. Laudenslayer, K.E. Mayer & M. White (1990): California's Wildlife. Vol. I – Amphibians and Reptiles. Sacramento, CA (California Department of Fish and Game): 272 pp.
- Zorn, H. (2004): Die Wüste im eigenen Haus. *Reptilia* (Münster) 9 (4) Nr. 48: 41-44.

Christian Langner & Felix Hulbert (31.12.2024).

Ein großer Dank geht an J. Schulz (heute J. Redelius) für seine Hilfe bei Fragen, aber auch für seine Begeisterung und Kontinuität bei Verbreitung der Gattung in der Terraristik. Weiterhin sei auch A. und E. Calgua herzlichst gedankt, welche sich über Jahrzehnte der Gattung verschrieben haben, und wertvolle Hinweise gaben. An R. Wicker geht ebenfalls ein großer Dank für die kontinuierliche Verbreitung von Wissen zur Haltung und Zucht von Amphibien und Reptilien im Allgemeinen und Krötenechsen im Speziellen.

Weiterhin danken wir P. Clevinger, A. Duarte, P. Freed, P. Heimes, M. Klamt, K. Kunz, B. Lang, R. Nixon, D. Trobisch, H. Werning und den ungenannten Halter*innen für ihre Hilfe bei dem Ausfüllen der anonymen Fragebögen, Literaturrecherche, fachlichen Fragen und der Bereitstellung von Bildmaterial.

Scincidae

Tiliqua adelaidensis (Peters, 1863)

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Tiliqua adelaidensis</i>	(Peters, 1863)	Zwerg-Blauzungenskink	Pygmy Bluetongue lizard	ja



Abb. 12: *Tiliqua adelaidensis* (F. Hulbert).

Morphologie und Taxonomie

Die artenarme Gattung *Tiliqua* umfasst sieben Arten und gründet sich vor allem auf gemeinsame Merkmale der Zahnmorphologie. Bis auf die hier behandelte Art *T. adelaidensis* handelt es sich um großwüchsige Echsen, die zu den größten und schwersten der Familie Scincidae gehören. Die größten Arten der auch als Blauzungen oder Blauzungenskinke bezeichneten Echsen können Gesamtlängen von bis zu 55 cm erreichen. Die mehr oder weniger leuchtend blaue Zungenfarbe ist hier bei fast allen Arten verbindendes namensgebendes Merkmal. Der Kopf ist skinktypisch kegelförmig. Durch die stark verknöcherten Osteodermalschuppen ist er stark gepanzert. Der meist massige Körper wirkt walzenförmig, die Beschuppung ist bei den meisten Arten glatt. Lediglich die Tannenzapfenechse besitzt ein stark vergrößertes und gekielten Schuppenkleid, das an einen Tannenzapfen erinnert. Blauzungen besitzen vier relativ kurze Beine mit fünf jeweils gleich langen Zehen. Die seitlich am Hinterkopf befindlichen Ohröffnungen sind gut sichtbar. *T. adelaidensis* ist wie alle Arten der Gattung omnivor (Fenner et al. 2007) und vivipar, wobei hier die bei Reptilien eher seltene Form des „Echtlebendgebärens“

vorliegt, bei der die Jungtiere über eine sog. Chorioallantois-Plazenta im Mutterleib versorgt werden (Stewart & Blackburn 1988, Thompson et al. 2002).

T. adalaidensis ist mit einer Gesamtlänge von maximal 18–20 cm mit Abstand die kleinste Art der Gattung. Die Schwanzlänge entspricht etwa der 60 % der Kopfrumpflänge. Der Schwanz ist im Verhältnis zu denen der anderen *Tiliqua*-Arten sehr dünn und verjüngt sich abrupt hinter der Schwanzwurzel (Hutchinson & Milne 2000). Der deutsche und englische Trivialname Zwergblauzungenskink ist irreführend, denn als einziger Angehöriger der Gattung *Tiliqua* hat *T. adalaidensis* eine fleischfarbene Zunge (Herrel 2000). Die dorsale Grundfarbe variiert von blassgelblich-braun bis blassblau-grau. Neben völlig zeichnungslosen Tieren weisen manche Exemplare auch unregelmäßige schwarze Streifen und kleine Flecken auf, die manchmal zu einem unregelmäßigen Streifen entlang der Vertebrallinie verschmelzen. Ventral sind die Skinke hell weißlich bis cremefarben und meist ungefleckt.

Verbreitung und Lebensraum

Die Gattung *Tiliqua* ist in ihrer Verbreitung auf Australien, Neuguinea und einige angrenzende indonesische Inseln beschränkt. *T. adalaidensis* hat das kleinste Verbreitungsgebiet der Gattung. Die Art galt schon einige Jahrzehnte lang als ausgestorben und wurde erst 1992 wiederentdeckt. Die genaue Verbreitung war lange rätselhaft und wurde erst mit der Wiederentdeckung gelöst. In einem seziierten Straßenopfer der Elapidae *Pseudonaja textilis* fand man als Mageninhalt eine kurz zuvor erbeutete Zwergblauzung (Armstrong & Reid 1992, Oschman 1993). Erst hierdurch konnte infolge gezielter Nachsuche das Verbreitungsgebiet bestimmt und erste Daten zu Lebensraum und Lebensweise erhoben werden (Hutchinson et al. 1994, Hutchinson & Milne 2000).

Zum Aufspüren der versteckt lebenden und schwierig zu entdeckenden Zwergblauzungen wurden sehr erfolgreich speziell trainierte Artenspürhunde eingesetzt (Nielsen et al. 2016).

Verbreitung

Die wenigen bis heute bekannten, Lebensräume der Art erstrecken sich in einem schmalen, kaum 20 km breiten Streifen, von Kapunda im Light River Valley, etwa 77 Kilometer nordöstlich von Adelaide, nordwärts bis Peterborough, etwa 254 Kilometer nördlich von Adelaide und liegen zwischen 400 und 600 m über NN.

Zwergblauzungen sind nur von 31 Standorten bekannt, welche alle auf landwirtschaftlich genutzten Privatgrundstücken liegen und meist von Ackerland oder anderen ungeeigneten Lebensräumen umgeben sind. Die einzige Angabe zur Gesamtpopulationsgröße geht auf Milne et al. (2000) zurück und wurde auf etwa 5000 Tiere geschätzt. Seither wurden 22 neue Populationen entdeckt, von denen eine heute als erloschen gilt (Duffy et al. 2012). An ausgesuchten Lokalitäten wurden maximale Populationsdichten von 80–100 adulten Tieren pro Hektar ermittelt (Hutchinson & Milne 2000).

Typuslokalität: „Buchsfelde bei Adelaide in Südastralien“ [= Loos, nahe Gawler, Süd Australien].

Lebensraum

Der Lebensraum von *T. adelaidensis* besteht aus überwiegend baumloser Grassteppe. Der größte Teil des ursprünglichen Lebensraumes musste Agrarland zur Viehbeweidung und Getreideanbau weichen. Das Klima ist warm gemäßigt und mediterran mit mäßigem Niederschlag von 450–550 mm im jährlichen Mittel. Von dieser ursprünglichen temperierten Steppe Landschaft sind heute nur noch 2 % der ehemaligen Ausdehnung erhalten. Für Zwergblauzungen sind Lebensräume existentiell, die noch nie umgepflügt wurden, da diese Echsen ein für Skinke einzigartiges Mikrohabitat besiedeln. *T. adelaidensis* bewohnen senkrecht im Boden verlaufende verlassene Spinnenröhren. Meist werden hierbei die etwa 2 cm Ø messenden, ehemaligen Wohnröhren mygalomorpher Spinnen (Falltürspinnen) genutzt, seltener (vor allem von Jungtieren) die engeren Röhren von Wolfsspinnen (Lycosidae). Die tagaktiven Echsen erscheinen morgens zum Sonnen. Hierzu schauen sie mit etwa zwei Dritteln des Körpers aus ihrer Wohnröhre. In dieser Position verbringen Zwergblauzungen die meiste Zeit des Tages, wobei sie mit erhobenem Kopf nach potenzieller Beute oder nach Beutegreifern Ausschau halten. Bei der geringsten Störung ziehen sie sich sofort in ihren Bau zurück (Hutchinson et al. 1994, Hutchinson & Milne in Hausschild et al. 2000, Langner pers. Beob. 1993). Untersuchungen von Ebrahimi & Bull (2012) zeigen, dass Zwergblauzungen nicht nur von den Spinnen profitieren, sondern ihnen auch zum Opfer fallen können. So wurde in einem beobachteten Fall eine adulte *T. adelaidensis* zur Beute einer Wolfsspinne (Lycosidae).

Bull et al. (2015), beschreiben in einer Untersuchung die Dynamik der Höhlenbelegung. Sie fanden heraus, dass es sowohl „streunende“ Tiere gibt, die eine Spinnenröhre nur kurz bewohnen, als auch Exemplare, die eine Röhre während des gesamten Untersuchungszeitraums belegten. Dabei war der Anteil an ♀♀ in der untersuchten Population höher als der der Männchen. Viele der Röhren wurden im frühen Frühjahr verlassen, der Zeit, in der die Männchen wahrscheinlich auf Paarungssuche sind. Clayton & Bull (2015), untersuchten, wie Schafbeweidung den Bau und die Beständigkeit von Spinnenhöhlen beeinflusst, indem sie die Höhlendynamik in angrenzenden beweideten und nicht beweideten Graslandlebensräumen von *T. adelaidensis* verglichen haben. Es stellte sich heraus, dass eine starke Beweidung zur Abnahme von Spinnenhöhlen führt, und es deshalb zu negativen Auswirkungen sowohl auf die Echsen als auch auf Spinnen führt. Ebrahimi et al. (2012a, 2012b) und Staugas et al. (2013), untersuchten die Akzeptanz künstlicher Höhlen und kamen zu der Erkenntnis, dass künstliche Röhren ohne erweiterte Basalkammer zu einem veränderten Verhalten beim Aufsuchen des Versteckes führte und bei Röhren ohne verbreiterte Kammer an der Röhrenbasis von den Echsen mehr Zeit aufgewendet werden musste, um in die bevorzugte „Kopfvoranstellung“ zu gelangen. Die Autor*innen schlagen deshalb für die Ausbringung von künstlichen Versteckplätzen im Zuge von Naturschutzmaßnahmen vor, Röhren mit am unteren Ende verbreiteter Wohnkammer zu verwenden.

Die Paarungszeit fällt in der Natur ins australische Frühjahr und findet dort meist zwischen Ende Oktober/Anfang November statt (Hutchinson et al. 1994). Die Trächtigkeit dauert etwa drei Monate. Die Wurfgröße schwankt zwischen ein und maximal vier Jungtieren. Die Jungtiere bleiben zwischen einer und zwölf Wochen im Bau des Muttertiers und ziehen dann in eigene, kleinere Wohnröhren um (Milne 1999, Milne et al. 2002). Im Alter von etwa einem Jahr beträgt die KRL 75–85 mm und das Gewicht 6–10 Gramm. Männchen sind in der nächsten Frühjahrssaison fortpflanzungsfähig, und ♀♀ können sich in diesem Alter ebenfalls fortpflanzen, obwohl die meisten ♀♀ mindestens ein weiteres Jahr brauchen, um fortpflanzungsfähig

zu werden. Schätzungsweise erreichen weniger als 10 Prozent der Jungtiere das Erwachsenenalter (Milne 1999). In menschlicher Obhut können Zwergblauzungenechsen mindestens 18 Jahre alt werden. Skelettchronologische Daten von einer kleinen Anzahl von Museumsexemplaren zeigen, dass einige wilde Exemplare bei Aufsammlung mindestens acht Jahre alt waren (Duffy et al. 2012). Die Skinke sind omnivor. Als Futter werden neben verschiedenen Wirbellosen wie Raupen, Käfern, Heuschrecken, Ameisen, Schaben, Spinnen und Schnecken, auch weiche Kräuter und Samen der Flachslilie (*Dianella* sp.) und Blüten sowie Blätter der eingeschleppten Pflanzen Luzerne (*Medicago* sp.) und nicht näher bestimmte Blattfragmente der Familie Chenopodioideae als Nahrungspflanzen genannt. Zu den Fressfeinden zählen neben der erwähnten Giftnatter *Pseudonaja textilis* auch kleinere Greifvögel wie *Falco cenchroides* und *Elanus notatus*. Gegen das potente Gift von *P. textilis* scheint *Tiliqua adelaidensis* relativ unempfindlich zu sein (Hutchinson et al. 1994, Hutchinson & Milne 2000, Ehmann 1982, Milne 1999, Fenner et al. 2007, Fenner et al. 2008).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang I seit 2023 (CoP19 Proposal 19).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang A.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Streng bzw. besonders geschützt.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Stark Gefährdet – EN (Endangered B2ab(ii,iii,iv,v), assessed 13 June 2017).

Schutz und Populationsverstärkung im Herkunftsgebiet

Die Zwergblauzung (*Tiliqua adelaidensis*) ist laut „Environment Protection and Biodiversity Conservation Act (EPBC)“ sowohl auf nationaler Ebene als auch in Südaustralien laut Anhang 7 des „National Parks and Wildlife Act 1972“ als gefährdet eingestuft (Duffy et al. 2012).

Um die Habitat-Ansprüche und die Fortpflanzung der Art besser erforschen zu können, wurden im Frühjahr 2014 sechzehn adulte Zwergblauzungenskinke (8 ♂♂ und 8 ♀♀) aus zwei getrennten Populationen bei Burra, Südaustralien, eingefangen und in den Monarto Zoological Park, d. h. etwa 150 km südlich des natürlichen Verbreitungsgebiets, gebracht, um damit eine Zuchtgruppe aufzubauen (Daniell 2021). Die Einrichtung der Zuchtgehege bestand aus natürlichem Boden, einigen eingepflanzten großen Tussock-Grasbüscheln als Schattenplätzen und mehreren künstlichen Verstecken aus 30 cm langen Rundhölzern mit 3 cm Durchmesser, die längs ausgebohrt waren – der Innendurchmesser der Röhre betrug für adulte Skinke 1,8 cm. Diese Röhren wurden senkrecht eingegraben, die Einschlupf-Öffnung war bodeneben. Da die Bodenschicht in den Gehegen 40 cm tief war, können die Skinke selbst eine Endkammer gegraben haben, dies wurde jedoch nicht überwacht. Die Tiere konnten in diesen naturnahen Gehegen selbst Futter finden, sie wurden aber zusätzlich mit Grillen, die mit einem Calcium-Vitaminpräparat bestäubt worden waren, gefüttert. Die erste Nachzucht erfolgte in diesem Zoo im Jahr 2016 mit 13 Jungtieren, im Folgejahr wurden bereits 18 Jungtiere geboren. Untersuchungen im Biotop (Milne 2003a) hatten bereits gezeigt, dass solche künstlichen Verstecke gut angenommen werden, und dass die Weibchen, die solche Röhren bewohnen konnten, schwerer waren und mehr Jungtiere zur Welt brachten als in selbstgegrabenen natürlichen Erdröhren. Die Nachzuchten wären für die Auswilderung allerdings weniger fit gewesen als

frische Wildfänge (Daniell et al. 2020), denn sie hatten im Zoo den Menschen als Futterbringer kennen gelernt und zeigten auch nur wenig Vermeidungsverhalten gegenüber Beutegreifern.

In der Natur paaren sich die Männchen oft mit mehreren Weibchen, aber *T. adalaidensis* vermeiden nicht, wie *T. rugosa* (Bull & Cooper (1999), aktiv die Paarung mit nahe verwandten Individuen (Schofield 2015). Die Tiere bleiben meist innerhalb einer Population, auch junge Männchen wandern nicht weit ab, so dass kaum ein genetischer Austausch zwischen den räumlich getrennten Populationen stattfindet. Der Ratgeber für die Erhaltung der Art (Australian Government 2023) weist ausdrücklich darauf hin, dass natürlich die lokalen Anpassungen besser erforscht werden müssten, dass dann aber geplant junge Weibchen zwischen besonders kleinen Populationen ausgetauscht werden müssten, um ggfs. Inzuchteffekte zu vermeiden. Außerdem wird hier ausdrücklich einer genetisch gemanagte Erhaltungszucht gefordert: „Die Bemühungen zur Aufrechterhaltung und Erweiterung des Zuchtprogramms für den Zwerg-Blauzungenskink im Monarto Zoological Park SA und anderen potenziellen Einrichtungen fortsetzen, um den Fortbestand der genetischen Linien dieser Art zu sichern. In Zuchtkolonien sollte ein Zuchtbuch eingeführt werden.“. Auf den nicht geglückten Versuch, auch im Zoo von Adelaide ebenfalls eine Zuchtgruppe zu etablieren (CITES 2022) wird dabei nicht weiter eingegangen.

Vordringlich für die Erhaltung der Art ist jedoch die Einrichtung neuer Schutzgebiete und das entsprechende Biotopmanagement, wobei darauf geachtet werden muss, dass neue Populationen südlich des bisherigen Verbreitungsgebiets angesiedelt werden müssen, denn durch den Klimawandel werden die Lebensbedingungen für die nördlichen Populationen immer schlechter (Gardner 2024).

Gefährdungsfaktoren

Die Gefahren, denen Zwergblauzungen heute ausgesetzt sind, sind vielfältig. Neben den noch nicht genau zu evaluierenden Risikofaktoren des einsetzenden Klimawandels sind hier vor allem Störungen und Umwandlungen ihres natürlichen Habitats zu nennen. Wegen der sehr speziellen Anpassung an eine ganz besondere ökologische Nische (Kurzgrassteppe, Mikrohabitat: Spinnenröhren), sind die Anforderungen ans Biotop besonders hoch. Auf Veränderungen reagiert *T. adalaidensis* deshalb besonders sensibel und ist in höchstem Maße abhängig vom Erhalt der noch vorhandenen Lebensräume.

Während derzeit wenig über die Auswirkungen des Klimawandels auf die Zwergblauzungen bekannt ist, wurde bei Monitoring in den Jahren 2007 und 2008 eine deutlich geringere Bodenfruchtbarkeit, geringere Grasbedeckung und mehr blanke Erdf Flächen als 2006 festgestellt. Diese Tendenzen könnten mit der anhaltenden Dürre in der Region zusammenhängen (Duffy et al. 2012).

Da sich alle bekannten Zwergblauzungenpopulationen auf Privatgrund befinden, stellen besonders landwirtschaftliche Aktivitäten eine enorme potentielle Bedrohung dar. Pflügen, Grubbern oder Abplaggen, stellt ein sehr großes Risiko dar, da es sowohl *T. adalaidensis* als auch die Spinnen, auf deren Bauten die Echsen angewiesen sind, direkt tötet, vertreibt und ihre Höhlen vernichtet. Schon eine einmalige Bodenbearbeitung zerstört das Biotop nachhaltig und verhindert eine Neubesiedlung gemäß Duffy et al. (2012) langfristig. Das Aufbrechen des Bodens führe dazu, dass die später von neusiedelnden Spinnen gegrabenen Röhren instabil und für die Echsen ungeeignet werden. Selbst wenn eine Weide also nur einmal gepflügt

wird und sich auf natürliche Weise regeneriert, gehe die ursprüngliche Echsenpopulation verloren (Duffy et al. 2012).

Auch die Intensität der Beweidung von Zwergblauzungenbiotopen hat Auswirkungen auf die Populationsvitalität. Während moderate Beweidung im Allgemeinen mit den Lebensraumanforderungen von *T. adelaidensis* vereinbar ist, ist starke Beweidung durch Huftiere wahrscheinlich schädlich. Starke Beweidung kann als eine Beweidung definiert werden, die zur Destabilisierung der Bodenstruktur führt. Die vollständige Einstellung der Beweidung an Standorten, an denen Zwerg-Blauzungenechsen vorkommen, kann ebenfalls schädlich sein, wenn das derzeitige Beweidungssystem dazu beiträgt, eine geeignete Lebensraumstruktur aufrechtzuerhalten. Ohne Beweidung kann es zu verstärktem Vegetationswachstum und/oder einer Verringerung der Zwischenräume zwischen den Grasbüscheln führen, was sich auf die Möglichkeiten zur Nahrungssuche und zum Sonnenbaden auswirken kann. Weitere Gefährdungsfaktoren stellt der Einsatz von Pestiziden dar. Neben der Verringerung von Beutetieren der Echsen und Spinnen, können letztgenannte durch die Insektizide auch direkt betroffen sein. Herbizid-Einsatz wiederum kann die Vielfalt der Nahrungspflanzen negativ beeinflussen. Ein weiterer Faktor, der sich negativ auf die Habitatstruktur auswirken kann, ist die Ausbreitung biotopfremder Neophyten. Eine mit Überdüngung einhergehende Ausbreitung verschiedener Pflanzenarten kann deren Wachstum auf Kosten der für den Steppencharakter so wichtigen einheimischer Gräser fördern (Duffy et al. 2012).

Aufforstungsmaßnahmen, die den baum- und buschfreien Charakter der Grassteppenbiotope gefährden, stellen ebenso wie eine eventuell durch Klimaveränderung „natürlich“ einsetzende sukzessive Verbuschung, eine weitere ernstzunehmende Gefahr für die wenigen erhalten gebliebenen Lebensräume von *T. adelaidensis* dar (Duffy et al. 2012).

Die Auswirkungen von Bränden auf die Populationen der Zwergblauzungen sind nicht vollständig bekannt. Brände waren möglicherweise einst ein natürlicher landschaftsprägender Prozess im gesamten Verbreitungsgebiet der Zwergblauzungen. Angesichts der wenigen voneinander isolierten verbliebenen Populationen von *T. adelaidensis*, könnten Brände eventuell erhebliche Auswirkungen haben (Duffy et al. 2012). Fenner & Bull (2007) vergleichen die Situation in einer im Zuge von Monitoringmaßnahmen engmaschig überwachten Population vor und nach einem, im Dezember 2005 stattgefundenen Brandereignis: Die Ergebnisse deuten darauf hin, dass die Echsen in der Lage waren, in ihren tiefen Höhlen Schutz vor dem Feuer zu suchen, da das Feuer weder erwachsene Echsen tötete, noch die Fruchtbarkeit der ♀♀ beeinträchtigte. Während nach dem Brand zunächst ein Rückgang der Aktivität bei der Nahrungssuche sowie eine Verschlechterung der körperlichen Verfassung und der Überlebensrate der Jungtiere beobachtet wurde, waren diese Auswirkungen nur von kurzer Dauer. In den darauffolgenden Jahren wurden keine negativen Effekte mehr beobachtet.

Die Fragmentierung der einzelnen Populationen und die teilweise erheblichen Distanzen zwischen ihnen führen zwangsläufig zu einer Verarmung des genetischen Potentials. Genetische Untersuchungen bestätigen, dass der Austausch zwischen den heutigen Populationen gering ist (Smith 2006, Smith et al. 2009).

Untersuchungen an Tannenzapfenechsen (*Tiliqua rugosa*), haben gezeigt, dass diese Art sensibel auf Rauchabgase in der Luft reagiert. Dies wird als ein natürlicher Schutzmechanismus, vor den im australischen Busch häufigen Feuerereignissen interpretiert (Mendyk et al. 2020). Da *T. adelaidensis* ebenfalls in erheblichem Maße durch Buschfeuer gefährdet ist, wäre es interessant, ob sie in ähnlicher Weise reagieren, wie die verwandte Art *T. rugosa*.

Es ist bekannt, dass Haushunde Zwergblauungen erbeuten (Duffy et al. 2012). Eingeschleppte Füchse (Nielsen & Bull 2016b) und verwilderte Hauskatzen sind ebenfalls nicht zu unterschätzende Prädatoren.

Clive & Bull (2018) berichten von einem Straßenopfer von *T. adalaidensis* auf einem Feldweg. Sie weisen darauf hin, dass es diesbezüglich, mit dem zu erwartenden Ausbau von Windkraftanlagen in der Nähe bekannter Populationen, und dem damit einhergehenden erhöhten Verkehrsaufkommen, zu einer zunehmenden Bedrohung kommen könnte.

Duffy et al. (2012) weisen auf die Gefahren des illegalen Schmuggels seltener australischer Arten für den Heimtiermarkt hin. Eine Etablierung von stabilen Nachzuchtpopulationen von Zwergblauzungenskinen außerhalb Australiens, und eine damit einhergehende Verfügbarkeit, könnte dem entgegenwirken.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Tiliqua adalaidensis</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Die Art weist einen Geschlechtsdimorphismus in Bezug auf die Kopfproportion auf. Bei adulten ♂♂ beträgt der Abstand von der Schnauzenspitze bis zur Achsel der Vordergliedmaßen ca. ein Drittel der KRL, bei den ♀♀ etwa ein Viertel.
Fortpflanzungsweise	Vivipar (kombinierte Chorioallantois- & omphaloplazentale Versorgung des Embryos).
Geschlechtsreife	Ab einem Alter von 3–4 Jahren.
Paarungszeit	Frühjahr: Feb./ März (Nordhalbkugel); Okt./Nov. (Südhalbkugel).
Wurf Größe, Anzahl Würfe pro Saison	1–4 Jungtiere 1 x pro Jahr.
Trächtigkeitsdauer	4–6 Monate.
Jungtiergröße und Gewicht bei der Geburt	40–44 mm KRL; ca. 60 mm GL; 1,5 g.
Spermien-speicherung	Keine Angaben.

Haltung und Nachzucht C/C



Abb. 13: Zucht von *Tiliqua adelaidensis* (Autor ist dem BfN bekannt)

- a Neugeborenes
- b Einrichtung des Zuchtterrariums
- c Zucht-Zubehör.

Thema	Angaben für <i>Tiliqua adelaidensis</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Moderate Winterruhe unter 15 °C von November bis Februar.
Haltungsansprüche	Künstlicher Versteckplatz aus gebranntem Ton (siehe Abbildung) nach dem Vorbild der Spinnenröhren, die die Skinke in der Natur bewohnen. Sie sind in 2 separaten Teilen aufgebaut: eine basale Kugelkammer mit etwa 8 cm Durchmesser und eine 20 cm lange offene Röhre mit etwa 2 cm Durchmesser. Die Röhre/ Wohnkammer ist fast vollständig im Substrat (trockener Sand) eingebettet. Je eine Wohnröhre/Kammer pro Skink. Die Terrarienmaße betragen 80 x 60 x 60 (L x B x H). Die Becken sind nach oben offen (ohne Abdeckung) und werden mit 70W HQI-UV Strahlern beleuchtet, die im Sommer 12 Stunden, im Winterhalbjahr 7 Stunden täglich in Betrieb sind. Die Grundtemperaturen im Terrarium liegen bei 28 °C am Tage mit nächtlichem Abfall auf Zimmertemperatur. Die Luftfeuchtigkeit wird sehr niedrig gehalten. Gefüttert werden die omnivoren Echsen mit handelsüblichen Insekten entsprechender Größe, die bei jeder Fütterung mit Mineral-/Vitaminpräparaten supplementiert werden, sowie Wildkräutern, Bittersalaten, Blüten etc.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Strikt paarweise Haltung.

Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Jungtiere werden unter identischen Bedingungen wie die Adulti in entsprechend kleineren Behältern gepflegt.
Lebenserwartung in Haltung	Unbekannt, mindestens 16 Jahre.
Erste Nachzucht / Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Die Art wird seit 2020 regelmäßig von Privatzüchtern nachgezüchtet. Die Art ist selten in Haltung / Zucht, da die Skinke nur von wenigen Liebhaber*innen gehalten werden. In der Zootierliste sind zwei Zoos im Süden Australiens angegeben, die diese Art aktuell halten und züchten (Graf et al. 2024). In einem der beiden, dem Monarto Safari Park, wird die Art bereits seit 2015 erfolgreich nachgezogen (CITES 2022, Daniell et al. 2020).
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Haltung und Zucht bereiten unter den geschilderten Bedingungen keine Schwierigkeit. Wichtigster Einrichtungsgegenstand und unabdingbar für erfolgreiche Haltung und Vermehrung sind die künstlichen Wohnröhren.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Weniger als 20 %.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Ja, einem Züchter gelang 2024 die F2 mit F1 Nachzucht von 2020.
Befragungen	2 erfahrene Privatzüchter.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Armstrong, G. & J. Reid, (1992): The rediscovery of the Adelaide pygmy bluetongue *Tiliqua adelaidensis* (Peters, 1863). *Herpetofauna* (Sydney) 22(2): 3-6.
- Armstrong, G., J.R.W. Reid & M.N. Hutchinson (1993): Discovery of a population of the rare scincid lizard, *Tiliqua adelaidensis* (Peters). *Records of the South Australian Museum* (Adelaide) 26(2): 153-155.
- Australian Government (2023): Conservation Advice for *Tiliqua adelaidensis* (pygmy blue-tongue lizard). Department of Climate Change, Energy, the Environment and Water. <http://www.environment.gov.au/biodiversity/threatened/species/pubs/1270-conservation-advice-31082023.pdf>. (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Australian Government (2024): Species Profile and Threats Database: *Tiliqua adelaidensis* — Pygmy Blue-tongue Lizard, Adelaide Blue-tongue Lizard. Department of Climate Change, Energy, the Environment and Water. https://www.environment.gov.au/cgi-bin/sprat/public/publicspecies.pl?taxon_id=1270 (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Bull, C.M., S.S. Godfrey, M. Ebrahimi & A.L. Fenner (2015): Long and short term residence in refuge burrows by endangered Pygmy Bluetongue Lizards. *Amphibia-Reptilia* 36(2): 119-124.
- CITES (2022): To include *Tiliqua adelaidensis* in Appendix I, in accordance with Resolution Conf. 9.24 (Rev. CoP17), Annex 1 Paragraph B and Paragraph C. CITES CoP19, Proposal 19: 11 pp.
- Clayton, J. & C.M. Bull (2015): The impact of sheep grazing on burrows for Pygmy Bluetongue Lizards and on burrow digging spiders. *Journal of Zoology* 297(1): 44-53.
- Clive, L.F.R. & C.M. Bull (2018): *Tiliqua adelaidensis* (Pygmy Bluetongue Lizard) Mortality. *Herpetological Review* 49(1): 122.
- Cogger, H.G. (2014): *Reptiles and Amphibians of Australia*. 7th edition. Collingwood (CSIRO Publishing: xxx + 1033 pp.

- Couper, P., J. Covacevich, A. Amey & A. Baker (2006): The genera of skinks (Family Scincidae) of Australia and its island territories: diversity, distribution and identification. Pp. 367-384. In: Merrick, J.R., M. Archer, G.M. Hickey & M.S.Y. Lee (eds.). Evolution and Zoogeography of Australasian Vertebrates. Oatlands, NSW (Auscupub): 942 pp.
- Daniell, T.L., R. Baring, M.N. Hutchinson, P. Ainsley & M.G. Gardner (2020): Translocation for conservation: Neonates are less suitable than adults. *Austral Ecology* 45: 468-477.
- Duffy, A., L. Pound & T. How (2012). Recovery Plan for the Pygmy Bluetongue Lizard *Tiliqua adelaidensis* 2012. Adelaide (Australian Government. Department of Environment and Natural Resources, South Australia): 49 pp.
- Ebrahimi, M., A.L. Fenner & C.M. Bull (2012): Lizard behaviour suggests a new design for artificial burrows. *Wildlife Research* 39(4): 295-300.
- Ebrahimi, M. & C.M. Bull (2013): Determining the success of varying short-term confinement time during simulated translocations of the endangered pygmy bluetongue lizard (*Tiliqua adelaidensis*) *Amphibia-Reptilia* 34(1): 31-39.
- Ebrahimi, M., Schofield, J. A. & C. M. Bull (2012): *Tiliqua adelaidensis* (pygmy bluetongue lizard) alternate refuge. *Herpetological Review* 43(4): 652-653.
- Ebrahimi, M., S.S. Godfrey, A.L. Fenner & C.M. Bull (2016): Scatting behaviour of the pygmy bluetongue lizard. *Amphibia-Reptilia* 37(2): 207-213.
- Ebrahimi, M., S.S. Godfrey, A.L. Fenner & C.M. Bull (2014): Mating behaviour in Pygmy Bluetongue Lizards: do females 'attract' male lizards. *Australian Journal of Zoology* 62(6): 491-497.
- Ebrahimi, M. & C.M. Bull (2012): Lycosid spiders are friends and enemies of the endangered Pygmy Bluetongue Lizard (*Tiliqua adelaidensis*). *Transactions of the Royal Society of South Australia* 136(1): 45-49.
- Ebrahimi, M. & C.M. Bull (2014a): Resources and their distribution can influence social behaviour at translocation sites: Lessons from a lizard. *Applied Animal Behaviour Science* 156: 94-104.
- Ebrahimi, M. & C.M. Bull (2014b): Short-term dispersal response of an endangered Australian lizard varies with time of year. *PLoS ONE* 9(8): e106002.
- Ebrahimi, M. & C.M. Bull (2014c): Visual conspecific cues will not help in pygmy bluetongue lizard translocations. *Applied Animal Behaviour Science* 151: 102-109.
- Ebrahimi, M. & C.M. Bull (2015): Behavioural changes in an endangered grassland lizard resulting from simulated agricultural activities. *Journal of Arid Environments* 113: 102-107.
- Ebrahimi, M., J.A. Schofield & C.M. Bull (2012a): Getting your feet wet: Responses of the endangered pygmy bluetongue lizard (*Tiliqua adelaidensis*) to rain induced burrow flooding. *Herpetology Notes* 6: 297-301.
- Ebrahimi, M., J.A. Schofield & C.M. Bull (2012b): Natural history notes: *Tiliqua adelaidensis* (Pygmy Bluetongue Lizard). Alternate refuge. *Herpetological Review* 43(4): 652-653.
- Ehmann, H. (1983): The natural history and conservation status of the Adelaide pigmy bluetongue lizard *Tiliqua adelaidensis*. *Herpetofauna* (Sydney) 14(1-2): 61-76.
- Fellows, H.L., A.L. Fenner & C.M. Bull (2009): Spiders provide important resources for an endangered lizard. *Journal of Zoology* 279(2): 156-163.
- Fenner, A.L. & C.M. Bull (2007): Short-term impact of grassland fire on the endangered Pygmy Bluetongue Lizard. *Journal of Zoology* 272(4): 444-450.
- Fenner, A.L. & C.M. Bull (2009): Natural history notes: *Tiliqua adelaidensis* (Pygmy Bluetongue Lizard). Mating behavior. *Herpetological Review* 40(1): 91-92.

- Fenner, A.L. & C.M. Bull (2010): The use of scats as social signals in a solitary, endangered scincid lizard, *Tiliqua adelaidensis*. *Wildlife Research* 37(7): 582-587.
- Fenner, A.L. & C.M. Bull (2011a): Responses of the endangered pygmy bluetongue lizard to conspecific scats. *Journal of Ethology* 29(1): 69-77.
- Fenner, A.L. & C. M. Bull (2011b): Central-place territorial defence in a burrow-dwelling skink: aggressive responses to conspecific models in pygmy bluetongue lizards. *Journal of Zoology* 283(1): 45-51.
- Fenner, A.L., C.M. Bull & M.N. Hutchinson (2007): Omnivorous diet of the endangered Pygmy Bluetongue Lizard, *Tiliqua adelaidensis*. *Amphibia-Reptilia* 28(4): 560-565.
- Fenner, A.L., C.M. Bull & M.N. Hutchinson (2008): Injuries to lizards: conservation implications for the endangered Pygmy Bluetongue Lizard (*Tiliqua adelaidensis*). *Wildlife Research* 35(2): 158-161.
- Fenner, A.L., M.N. Hutchinson & C.M. Bull (2006): Unique tail regeneration in a Pygmy Bluetongue Lizard, *Tiliqua adelaidensis*. *Herpetofauna* (Sydney) 36(2): 68-69.
- Fenner, A., M.N. Hutchinson, P. McDonald & P. Robertson (2018): *Tiliqua adelaidensis* – Pygmy Bluetongue Lizard. The IUCN Red List of Threatened Species 2018: e.T21902A101743579: 10 pp.
- Fenner, A.L., J.A. Schofield, A.L. Smith & C.M. Bull (2008): Observations of snake predation on the Pygmy Bluetongue Lizard, *Tiliqua adelaidensis*. *Herpetofauna* (Sydney) 38(2): 105-109.
- Fordham, D.A., M.J. Watts, S. Delean, B.W. Brook, L.M.B. Heard & C.M. Bull (2012): Managed relocation as an adaptation strategy for mitigating climate change threats to the persistence of an endangered lizard. *Global Change Biology* 18(9): 2743-2755.
- Gardner, M.G., J.J. Sanchez, R.Y. Dudaniec, L. Rheinberger, A.L. Smith & K.M. Saint (2007): *Tiliqua rugosa* microsatellites: isolation via enrichment and characterisation of loci for multiplex PCR in *T. rugosa* and the endangered *T. adelaidensis*. *Conservation Genetics* 9: 233–237.
- Graf, R., J. Pfeleiderer, M. Fritsche et al. (2024): Zootierliste. Zwergblauzungenslink *Tiliqua adelaidensis* (Peters, 1863). <https://www.zootierliste.de/index.php?klasse=3&ordnung=303&familie=30332&art=55010435> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- Herrel, A. (2000): Die Funktion der Zungenfärbung bei Blauzungenskinen (*Tiliqua* spp.). Pp. 27-30. In: Hauschild, A., K. Henle, R. Hitz, G.M. Shea & H. Werning (eds.): Blauzungenskinke. Beiträge zu *Tiliqua* und *Cyclodomorphus*. Münster (Natur und Tier Verlag): 287 pp.
- Hutchinson, M.N. (1994): Adelaide pygmy bluetongue. *Australian Natural History* 24(8): 18-19.
- Hutchinson, M.N. & T. Milne (2000): Die Adelaide-Zwergblauzung *Tiliqua adelaidensis* (Peters, 1864). pp. 113-119. In: Hauschild, A., K. Henle, R. Hitz, G.M. Shea & H. Werning (eds.): Blauzungenskinke. Beiträge zu *Tiliqua* und *Cyclodomorphus*. Münster (Natur und Tier Verlag): 287 pp.
- Hutchinson, M.N., T. Milne & T. Croft (1994): Redescription and ecological notes on the pygmy bluetongue, *Tiliqua adelaidensis* (Squamata: Scincidae). *Transactions of the Royal Society of South Australia* 118(3-4): 217-226.
- Mendyk, R.W., A. Weisse & W. Fullerton (2020): A wake-up call for sleepy lizards: the olfactory-driven response of *Tiliqua rugosa* (Reptilia: Squamata: Sauria) to smoke and its implications for fire avoidance behavior. *Journal of Ethology* 38: 161-166.
- Milne, T. & C.M. Bull (2000): Burrow choice by individuals of different sizes in the endangered pygmy blue tongue lizard *Tiliqua adelaidensis*. *Biological Conservation* 95(3): 295-301.
- Milne, T., C.M. Bull & M.N. Hutchinson (2002): Characteristics of litters and juvenile dispersal in the endangered Australian skink *Tiliqua adelaidensis*. *Journal of Herpetology* 36(1): 110-112.
- Milne, T., C.M. Bull & M.N. Hutchinson (2003a): Fitness of the Endangered Pygmy Blue Tongue Lizard *Tiliqua adelaidensis* in Artificial Burrows. *Journal of Herpetology* 37(4): 762-765.

- Milne, T., C.M. Bull & M.N. Hutchinson (2003b): Use of burrows by the endangered pygmy blue-tongue lizard, *Tiliqua adelaidensis* (Scincidae). *Wildlife Research* 30(5): 523-528.
- Nielsen, T.P. & C.M. Bull (2016a): *Tiliqua adelaidensis* (Pygmy Bluetongue Lizard) Territorial defense and fighting. *Herpetological Review* 47(2): 304-305.
- Nielsen, T.P. & C.M. Bull (2016b): Impact of foxes digging for the Pygmy Bluetongue Lizard (*Tiliqua adelaidensis*). *Transactions of the Royal Society of South Australia* 140(2): 228-233.
- Nielsen, T. P. & C. M. Bull (2017): The impact of sheep grazing on the fecundity and timing of reproduction in the endangered pygmy bluetongue lizard, *Tiliqua adelaidensis*. *Amphibia-Reptilia* 38(4): 401-409.
- Nielsen, T.P., M. Ebrahimi & C.M. Bull (2016): A thirsty little lizard: drinking by the Pygmy Bluetongue Lizard. *Transactions of the Royal Society of South Australia* 140(1): 1-6.
- Nielsen, T.P., G. Jackson & C.M. Bull (2016): A nose for lizards; can a detection dog locate the endangered Pygmy Bluetongue Lizard (*Tiliqua adelaidensis*). *Transactions of the Royal Society of South Australia* 140(2): 234-243.
- Nielsen, T.P., S. Fildes & C.M. Bull (2017): Does sheep grazing affect burrow choice of the pygmy blue-tongue lizard (*Tiliqua adelaidensis*)? *Journal of Arid Environments* 142: 22-30
- Oschman, C. (1993): Snake's last meal proves to be an extinct lizard. *Zoon (Pretoria)* 1993(2): 23.
- Peters, W. (1863): Eine Übersicht der von Hr. Richard Schomburgk an das zoologische Museum eingesandten Amphibien, aus Buchsfelde bei Adelaide in Südastralien. *Monatsberichte der Königlich-Preussische Akademie der Wissenschaften zu Berlin*. 1864 (April): 228-236.
- Pettigrew, M. & C.M. Bull (2012): The response of pygmy bluetongue lizards to simulated grazing in the field during three drought years. *Wildlife Research* 39(6): 540-545.
- Pettigrew, M. & C.M. Bull (2014): Prey capture behaviour by pygmy bluetongue lizards with simulated grazing. *New Zealand Journal of Ecology* 38(1): 45-52.
- Pettigrew, M. & C.M. Bull (2011): The impact of heavy grazing on burrow choice in the pygmy blue-tongue lizard, *Tiliqua adelaidensis*. *Wildlife Research* 38(4): 299-306.
- Ruiter, M. de (1993): Adelaide-Blauzunge: (Noch) nicht ausgestorben. *DATZ* 46(10): 619.
- Schofield, J.A., A.L. Fenner, K. Pelgrim & C.M. Bull (2012): Male-biased movement in pygmy bluetongue lizards: implications for conservation. *Wildlife Research* 39(8): 677-684.
- Schofield, J.A., M.G. Gardner, A.L. Fenner & C.M. Bull (2014): Promiscuous mating in the endangered Australian lizard *Tiliqua adelaidensis*: a potential windfall for its conservation. *Conservation Genetics* 15(1): 177-185.
- Shamiminoori, L. & C.M. Bull (2016): Can We Use Head Scale Symmetry in Endangered Pygmy Bluetongue Lizards (*Tiliqua adelaidensis*) Alert Managers to Population Condition? *Herpetological Conservation and Biology* 11 (1): 188-198.
- Shamiminoori, L. & C.M. Bull (2016): Ontogenetic changes in head scale symmetry in the Pygmy Bluetongue Lizard. *Transactions of the Royal Society of South Australia* 140(1): 7-16.
- Shamiminoori, L., A.L. Fenner & C.M. Bull (2014): Weight watching in burrows: variation in body condition in pygmy bluetongue lizards. *Australian Journal of Zoology* 62(4): 284-293.
- Sharp, A., J.A. Schofield & A.L. Fenner (2010): The effects of cell grazing on the longevity of spider burrows, and the potential consequences for the endangered Pygmy Bluetongue Lizard. *Ecological Management & Restoration* 11(1): 69-72.

- Smith, A.L., M.G. Gardner, A.L. Fenner & C.M. Bull (2009): Restricted gene flow in the endangered Pygmy Bluetongue Lizard, (*Tiliqua adelaidensis*) in a fragmented agricultural landscape. *Wildlife Research* 36(6): 466-478.
- Souter, N.J., C.M. Bull & M.N. Hutchinson (2004): Adding burrows to enhance a population of the endangered pygmy blue tongue lizard, *Tiliqua adelaidensis*. *Biological Conservation* 116(3): 403-408.
- Souter, N.J., C.M. Bull, M.R. Lethbridge & M.N. Hutchinson (2007): Habitat requirements of the endangered Pygmy Bluetongue Lizard, *Tiliqua adelaidensis*. *Biological Conservation* 135(1): 33-45.
- Staugas, E.J., A.L. Fenner, M. Ebrahimi & C.M. Bull (2013): Artificial burrows with basal chambers are preferred by pygmy bluetongue lizards, *Tiliqua adelaidensis*. *Amphibia-Reptilia* 34(1): 114-118.
- Thompson, M.B., J.R. Stewart, B.K. Speake, M.J. Hosie & C.R. Murphy (2002): Evolution of viviparity: what can Australian lizards tell us? *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* 131(4): 631-643.
- Wilson, S.K. & D.G. Knowles (1992): Australia's Reptiles. A Photographic Reference to the Terrestrial Reptiles of Australia. Reprint. Sydney (Cornstalk Publishing): 447pp.
- Wilson, S. & G. Swan (2010): A complete guide to reptiles of Australia. 3rd edition. New Holland (Chatswood): 558 pp.

Christian Langner (26. 07. 2024) aktualisiert und ergänzt: Beate Pfau (10.01.2025)

Testudines – Schildkröten

Chelidae

Chelus Duméril, 1805

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Chelus fimbriata</i>	(Schneider, 1783)	Fransenschildkröte, Matamata-Schildkröte	Amazon Matamata Matamatá Amazónica Cágado, Matamatá amazônica Caripatúa (Kolumbien) Indigene Namen: Der Zancudo (Guayana, Colombia): You-yap	ja
<i>Chelus orinocensis</i> ³	Vargas-Ramírez, Caballero, Morales-Betancourt, Lasso, Amaya, Martínez, Silva-Viana, Vogt, Pires-Farias, Hrbek, Campbell & Fritz, 2020	Orinoko-Fransenschildkröte	Orinoco Matamata	ja

Fransenschildkröten sind spezialisierte Lauerjäger, die gut getarnt in flachen Fließgewässern ihres Herkunftsgebiets auf vorbeischwimmende Fische warten, die sie dann durch blitzschnelles Öffnen des großen Mauls und Kehlsacks einsaugen. Ihre schnorchelartige Nase ermöglicht der Fransenschildkröte Luft zu holen, ohne dass das Tier sein Versteck verlassen und schwimmen müsste. Das skurrile Aussehen und das Fangverhalten sind in vielen Publikationen sehr detailliert beschrieben.

³ Gemäß der gültigen CITES-Nomenklatur (Fritz & Havaš 2007) werden beide Arten im CITES Kontext als *Chelus fimbriatus* geführt (UNEP 2024), aber bereits der Antrag auf Aufnahme der Matamatas in CITES-Anhang II (CITES 2022) führt beide Artnamen auf und bezieht sich dabei auf die 7. Auflage der Taxonomie-Referenzliste der Turtle and Tortoise Taxonomy Working Group (Rhodin et al. 2017), die beide Arten getrennt auführt.



Abb. 14: Unterscheidungsmerkmale der beiden *Chelus*-Arten

- a *C. fimbriata*: Gemusterte Unterseite des Halses (M. Rawski)
- b *C. orinocensis*: Einfarbig helle Unterseite des Halses (O. Klawonn)
- c *C. fimbriata*: Kontrastreiche Zeichnung des Kopfes (B. Pfau)
- d *C. orinocensis*: Helle Kopfunterseite (O. Klawonn)
- e *C. fimbriata*: Eher rechteckige Panzerform (M. Rawski)
- f *C. orinocensis*: Fast ovale Panzerform (S. Ettmar)
- g *C. fimbriata* Jungtier: Sehr kontrastreiche Zeichnung der gesamten Unterseite (M. Rawski)
- h *C. orinocensis* Jungtier: helle Unterseite (O. Klawonn).

Morphologie und Taxonomie

Die Gattung *Chelus* (damals als „*Chelys*“ geschrieben) wurde von Duméril (1805) benannt, und die einzige bekannte Art war „*Testudo fimbriata*“, die bereits von Schneider (1783) beschrieben worden war. Bis 2020 war der gültige Name der Fransenschildkröte *Chelus fimbriata* (früher auch *Chelus fimbriatus*), bis die bei Terrarianern schon lange bekannte „Orinoko-Form“

(Schmidt 1966) abgetrennt und als *Chelus orinocensis* neu beschrieben wurde (Vargas-Ramírez, Caballero, Morales-Betancourt et al. 2020). Gemäß der gültigen CITES-Nomenklatur (Fritz & Havaš 2007) werden beide Arten im CITES Kontext als *Chelus fimbriatus* geführt (UNEP 2024), aber bereits der Antrag auf Aufnahme der Matamatas in CITES-Anhang II (CITES 2022) führt beide Artnamen auf und bezieht sich dabei auf die 7. Auflage der Taxonomie-Referenzliste der Turtle and Tortoise Taxonomy Working Group (Rhodin et al. 2017), die beide Arten getrennt aufführt.

Die beiden Arten unterscheiden sich äußerlich vor allem durch die Färbung des Plastrons, das bei *Chelus orinocensis* hell, gelblich bis ockerfarben ist, im Gegensatz zur hell- bis dunkelbraunen Färbung des Plastrons bei *Chelus fimbriata*. Die Halsunterseite ist bei *Chelus orinocensis* rosa, bei *Chelus fimbriata* hingegen weicht die Halsfärbung nicht von der Färbung der Gliedmaßen ab. Die Haut von *Chelus fimbriata* ist von unten betrachtet insgesamt deutlich dunkler und am Hals kann man eine dunkle Streifenzeichnung finden. Jungtiere von *Chelus fimbriata* weisen eine intensive, rot-schwarze Zeichnung auf der gesamten Unterseite auf (Hals, Gliedmaßen, Plastron, Brücke und Unterseite der Randschilde des Carapax). Juvenile *Chelus orinocensis* haben ein hellrot gefärbtes Plastron mit wenigen dunklen Zeichnungselementen.

Bei adulten Exemplaren gibt auch die Carapaxform Aufschluss über die Artzugehörigkeit. *Chelus orinocensis* hat einen ovalen Carapax, der Rückenpanzer von *Chelus fimbriata* ist nahezu rechteckig.

Bei Beschlagnahmungen müssen die Jungtiere sehr schnell bestimmt werden, damit sie in ihr jeweiliges Fluss-System zurückgebracht und wieder ausgewildert werden können, bevor sie aus Nahrungsmangel zu schwach dafür sind. Dafür wurde ein PCR-Test entwickelt (Cardeñosa et al. 2021), der von spezialisierten Beamten in Kolumbien eingesetzt werden konnte und in weniger als zwei Stunden ein Ergebnis geliefert hat. Die weitere Differenzierung der beiden Arten in getrennte Populationen (vgl. Vargas-Ramírez et al. 2020) wurde nach aktuellem Kenntnisstand noch nicht in ein genetisches Werkzeug umgesetzt, so dass es derzeit unsicher ist, dass beschlagnahmte Jungtiere auch wirklich in ihre Ursprungspopulation zurückgebracht werden. Bei *Chelus fimbriata* wurden auch kleine morphologische Unterschiede zwischen den Schildkröten aus Schwarzwasser- und Klarwasser-Flüssen gefunden (Maia Garcês 2023).

Verbreitung und Lebensraum

Verbreitung

Chelus fimbriata: Einzugsgebiet des Amazonas – Ecuador, Peru, Kolumbien, Brasilien und Bolivien, sowie im Einzugsgebiet des Mahury in Surinam und Französisch-Guayana. Typuslokalität: Uprouague (Arouague) und Remire Island, Französisch-Guayana (Vargas-Ramírez et al. 2020). In Florida verwildert (Somma 2023).

Chelus orinocensis: Einzugsgebiet der Flüsse Orinoko und Río Negro, d. h. Brasilien, Kolumbien und Venezuela (Cunha et al. 2021). Typuslokalität: Kolumbien, Vichada, Pto. Carreño, Bitá River (5.7610N/68.5858W WGS84).

Chelus sp: Die Tiere aus dem Essequibo, einem Fluss-System Guyanas, das nicht mit dem Amazonas- oder Orinokosystem verbunden ist, sind genetisch nicht ganz sicher zuzuordnen, denn ihr Haplotyp entspricht eher dem von *C. fimbriata*, sie stehen aber morphologisch eher *C. orinocensis* nahe (Pritchard 2008, Vargas-Ramírez et al. 2020).

Lebensraum

Die Tiere leben am Grund von meist trüben und langsam fließenden Bächen (Schwarz- und Klarwasser) mit viel Detritus. Sie liegen in der Vegetation und unter Wurzeln auf der Lauer und bewegen sich laufend über den Gewässergrund. Man sieht sie selten schwimmen. Während der Trockenzeit ziehen sie sich in tiefere Bereiche der Flüsse zurück. Das Wasser verlassen sie nur zur Eiablage.

Matamatas vertragen auch brackisches bzw. salziges Wasser und können Fluss-Mündungen und Strandseen als Trittsteinbiotope zum Erreichen neuer Lebensräume nutzen (Cunha et al. 2021).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 22). In Anhang II wird *Chelus fimbriatus* explizit genannt, und *C. orinocensis* wird als Synonym geführt (UNEP 2024).

Guyana hat am 23.02.2023 einen Vorbehalt gegen die Aufnahme der Matamata-Schildkröten in CITES-Anhang II angemeldet, d. h. dieses Land setzt den CITES-Beschluss aktuell nicht um. Am 23. September 2023 hat dieses Land eine Exportquote von 123 Matamatas eingetragen.

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Besonders geschützt.

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Beide Arten wurden bisher noch nicht kategorisiert. In der vorläufigen Roten Liste der TTWG Group (van Dijk et al. 2011) wurden beide Arten als „Least Concern“ eingestuft. Für viele mittel- und südamerikanische Schildkrötenarten wurde 2024 eine Neubewertung erstellt (Einladung zu den Workshops siehe IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 2023 und Stanford & Rhodin 2023), die noch im Druck sind und 2025 publiziert werden. Beide Arten werden darin als LC eingestuft (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024).

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Bolivien

Potenziell gefährdet (Casi amenazada, Ministerio de Medio Ambiente y Agua 2009), gilt als „sehr häufig“ (Embert 2007).

Brasilien

Nicht gefährdet (LC, Vogt et al. 2015, ICMBio 2018)

Ecuador

Potenziell gefährdet (Casi amenazada, Carillo et al. 2005)

Französisch-Guayana

Nicht gefährdet (LC, MHN, UICN France & Biotope 2017)

Kolumbien

Nicht gefährdet (LC, Morales-Betancourt et al. 2015)

Peru

Nicht betrachtet (SERFOR 2018)

Venezuela

Nicht betrachtet (Rodríguez et al. 2015) bzw. nicht gefährdet (Trebbau & Pritchard 2016).

Für Guyana und Surinam konnte keine gültige Rote Liste, d. h. dem entsprechend auch keine Gefährdungseinstufung für diese Arten, gefunden werden.

Nutzung und Schutz in den Herkunftsländern

Frisch gefangene Matamata-Schildkröten sondern ein sehr übelriechendes Sekret ab, außerdem sehen sie ziemlich bizarr aus, und der essbare Anteil an Fleisch sitzt am Hals (die Gliedmaßen sind klein und schwach), so dass die meisten indigenen Gruppen und auch die Landbevölkerung andere, „normaler“ aussehende und weniger übelriechende Schildkröten zum Verzehr bevorzugen (Andrade 2008, Pritchard 2008).

Ob die Matamatas, die in China im Online-Handel zu relativ hohen Preisen angeboten werden (Ji et al. 2020), zum Verzehr gemästet werden oder ob sie nur als Haustiere gehalten werden sollen, wird nicht beschrieben, und auch, woher diese Tiere nach China exportiert wurden, bleibt unklar.

Bolivien

Die Menschen in Bolivien nutzen das Fleisch von *Chelus fimbriata* für ihre Eiweißversorgung, aber in der Rangfolge der Beliebtheit von Schildkrötenfleisch liegt diese Art trotz ihrer Größe und leichten Fangbarkeit nur auf Rang 7 der 14 Schildkrötenarten in diesem Land (Domic-Rivadeneira et al. 2021). Offensichtlich werden weder Fleisch noch Eier lokal vermarktet, und für den heimischen Heimtiermarkt nimmt die Art laut derselben Studie Rang 6 ein. Die Art gilt demnach außerdem als mittel-häufig (Rang 11), während der Forschungsbedarf zur Lebensweise als ziemlich hoch angesehen wird (Rang 5).

Bolivien hat im „Decreto Supremo 21312 vom 27. Juni 1986“ ein totales Verbot des Fangs, der Zubereitung, der Vermarktung und des Exports von Wildtieren, ihren Nebenprodukten und sekundären Produkten ausgesprochen. Dennoch findet Schmuggel von Wildtieren über alle Grenzen hinweg statt, die Bolivien mit Argentinien, Brasilien, Chile, Paraguay und Peru teilt (Verheij 2019).

Brasilien

Grundsätzlich wird das Fleisch und Eier von Matamata-Schildkröten von der Landbevölkerung im Amazonasgebiet verzehrt (Chaves et al. 2021). Ihr Verkauf auf Märkten wurde dort nicht dokumentiert, wahrscheinlich weil der Verzehr in Amazonien weitgehend tabuisiert ist, da die lokale Bevölkerung diese Arten als hässlich ansieht und befürchtet, nach dem Verzehr ihres Fleisches krank zu werden (Morcatty 2018). Da Matamata-Schildkröten Quecksilber und andere Schwermetalle aus ihren Beutefischen in ihrem Gewebe akkumulieren, sind die Quecksilber-Gehalte in ihrem Muskelfleisch oft hoch genug, um ein potenzielles Risiko für Menschen darzustellen, die sie verzehren (Burger et al. 2010, Schneider et al. 2010, Schneider & Vogt 2018, Cunha et al. 2023). In der Rio Negro-Region wird das Fleisch nicht gegessen, aber die

Panzerschuppen werden häufig zur Herstellung von Medizin verwendet, und die erlegten erwachsenen Tiere werden dort auf Märkten zu einem recht hohen Preis angeboten (Pezzuti et al. 2010). In Südbrasilien werden diese Schildkröten von der lokalen Bevölkerung nur selten als „wichtig“ bezeichnet (Ataides et al. 2021), denn sie sind dort zwar bekannt, kommen aber natürlicherweise nicht vor.

Die Ausfuhr von Matamatas ist in Brasilien verboten (Pritchard 2008, zitiert in CITES 2022).

Kolumbien

In der Comunidad de Zancudo wurde das Fleisch der Schildkröten auf einem lokalen Markt angeboten, im Vergleich zu den Preisen, die für das Fleisch von Kaimanen (*Palaeosuchus* sp.) gezahlt werden, verhältnismäßig war das Fleisch der Fransenschildkröte billig (Lasso & Morales-Betancourt 2021). Derzeit überwachen die indigenen Gemeinschaften die Nutzung und Verfügbarkeit der Populationen von *Chelus orinocensis*, insbesondere im Guaviare-Fluss und einem Nebenfluss des Inírida-Flusses. Der Grund für diese Überwachung ist, dass die Art traditionell als Nahrungsmittel verwendet wird und ihr Fleisch manchmal auch lokal gehandelt wird. Gemäß CITES CoP19 Proposal 22 sollen die gewonnenen Informationen genutzt werden, um Managementmaßnahmen zu entwickeln, die eine nachhaltige Nutzung gewährleisten können.

W. Lamar (pers. Mitt.) berichtete, dass in Kolumbien Zierfischfänger eine große Anzahl junger Matamatas in ihren Netzen sammeln, insbesondere in der Nähe von Puerto Inírida (Guainia) und um Caño Cabuyaro, einem Nebenfluss des Oberen Meta (Meta/Casanare) (zitiert nach Pritchard 2008). Die Zucht bzw. die Aufzucht von Matamata-Schildkröten ist in Kolumbien verboten, aber es wurde ein beträchtlicher illegaler Handel mit offensichtlich wild gefangenen Jungtieren von Kolumbien nach Peru dokumentiert, von wo aus die Schildkröten legal exportiert werden konnten (Lasso et al. 2018). Wahrscheinlich war dies die eigentliche Quelle für die vielen *C. orinocensis*-Schlüpflinge aus Peru, die in den vergangenen Jahren in den Zoohandel gelangten.

Im Jahr 2019 wurde die Beschlagnahme von 1.987 *C. fimbriata* am Flughafen El Dorado in Bogotá gemeldet. Diese Tiere waren bereits für einen Inlandsflug nach Leticia eingeecheckt worden. 2020 wurde eine weitere Sendung von 2.500 *C. fimbriata* mit Ziel USA und Japan gefunden, und 2021 wurde sogar eine Sendung von 1.936 *C. orinocensis* auf demselben Flughafen abgefangen, deren Ziel jedoch unbekannt war (Noboa et al. 2024).

Die legale Ausfuhr von Matamatas ist in Kolumbien verboten (Pritchard 2008, zitiert in CITES 2022).

Französisch-Guayana

Die Matamata ist durch die französische Gesetzgebung geschützt, aber die Durchsetzung gilt als unzureichend (Métrailler & Le Gratiet 1996).

Guyana

Pritchard (2008) erwähnte, dass 1992 schätzungsweise 60 erwachsene Matamatas kommerziell aus Guyana in die Vereinigten Staaten exportiert wurden, und etwa ein Jahrzehnt zuvor wurden mehrere hundert Jungtiere nach Kalifornien eingeführt. Bis 2017, als die Einrichtung der Wildlife Conservation and Management Commission im Rahmen des neuen Gesetzes angekündigt wurde (Sinovas et al. 2017), gelangten lebende Tiere in signifikanter Zahl in den

internationalen Handel. Für den vorliegenden Bericht konnten keine neueren Informationen über die Durchsetzung dieses Gesetzes gefunden werden.

Am 23. Februar 2023 hat Guyana einen Vorbehalt gegen die Aufnahme von *Chelus* spp. in den CITES-Anhang II eingelegt, und zum Zeitpunkt der Erstellung dieses Berichts (2023) wurden Schlüpflinge von *C. orinocensis* aus Guyana zu hohen Preisen in der EU (in Frankreich) angeboten, s. unten.

Peru

In ländlichen Gemeinden wird das Fleisch der Matamata-Schildkröten gegessen und auf dem Markt verkauft, aber es wird nicht sehr geschätzt (Castro, Revilla & Neville 1976). Der Panzer wird für medizinische Zwecke verwendet. Junge Matamata-Schildkröten werden als Haustiere gehalten.

Schlüpflinge der einheimischen Art *Chelus fimbriata* werden seit Jahren in großen Mengen exportiert, z. B. in 2020 noch 4.472 und in 2018 sogar 18.355 Tiere, und einige dieser Sendungen enthielten *C. orinocensis*, die natürlicherweise nicht in Peru vorkommen und vermutlich aus Kolumbien geschmuggelt worden waren. Im CITES-Proposal 22 wird erwähnt, dass eine große Anzahl von Jungtieren legal ausgeführt wird, aber die Herkunft, ob sie in freier Wildbahn gefangen wurden oder in einem Zoocriadero aus den Gelegen von wild gefangenen ♀♀ geschlüpft sind, ist unklar. In Peru ist die Zucht und der Handel mit diesen Schildkröten erlaubt, vier Zuchtbetriebe sind eingetragen (SERFOR 2022), wovon allerdings drei unter Verdacht stehen, Tiere illegal beschafft zu haben und davon wiederum einer zu einer Geldstrafe verurteilt wurde, weil er der OSINFOR (Organismo de Supervisión de los Recursos Forestales y de Fauna Silvestre) die erforderlichen Angaben nicht zur Verfügung gestellt hat. Vor der CITES Listung mussten die Betriebe keine Angaben zu ihren Zuchttieren und den Zuchtmethoden machen (Angaben zusammengefasst aus Murillo 2022 bzw. aus persönlichen Mitteilungen von WCS Peru). Im Sommer 2024 waren Jungtiere, die in solchen Zuchtbetrieben in Peru geschlüpft waren, auf verschiedenen Internet-Verkaufsplattformen im Angebot.

Ique Guerrero et al. (2018) beschreiben die Zuchtmethode in einem Zoocriadero in Loreto, Peru (siehe nachfolgende Tabellen).

Surinam

Surinam ist ein wichtiger lateinamerikanischer Exporteur von lebenden Reptilien und Vögeln. Soweit diese Arten unter den Schutz des CITES fallen, unterliegt der Handel dem Übereinkommen, das am 15. Februar 1981 in Surinam in Kraft getreten ist. Als die Regierung dem CITES-Abkommen beitrug, führte sie ein Quotensystem ein, um die Ausfuhr von Wildtieren zu regeln. Die surinamische Regierung hat versucht, die surinamischen Wildtierhändler zu ermutigen, auf die Zucht umzusteigen, aber den Händlern zufolge sind die Kosten für die Einrichtung der erforderlichen Infrastruktur unerschwinglich (Verheij 2019). Surinam exportiert Schildkröten, aber es gibt keine Hinweise darauf, dass die Zucht von Süßwasserschildkröten in Menschenobhut auch nur versucht wurde (vgl. Sinovas et al. 2017). Im Sommer 2024 waren halbwüchsige Matamatas mit der Herkunftsangabe aus Surinam auf verschiedenen Internet-Verkaufsplattformen im Angebot.

Venezuela

Während das Fleisch von Matamatas in Venezuela von den Fluss-Anrainern nicht verzehrt wird (Hernández & Espin 2003), werden die Eier dort gesammelt und verzehrt (Daza Mendizabal & Correa-Viana 2015).

Der Export von Matamatas ist in Venezuela offiziell verboten, es gäbe aber zwei oder drei lizenzierte Farmen, die Schlüpflinge produzieren (wahrscheinlich Ranching), deren weiterer Verbleib unklar ist. Auch adulte Tiere wurden in diesen „Farmen“ gesichtet (O. Hernández pers. Mitt.). Das Umweltministerium veröffentlicht weder Daten über diese Farmen noch über legale Exporte von Jungtieren. Der Vorschlag zur Aufnahme von *Chelus* spp. in CITES-Anhang II wurde von Venezuela nicht unterstützt.

Regelungen in den EU-Mitgliedstaaten

In Spanien wurde *Chelus fimbriata* als potenziell invasiv eingestuft und darf seit 2021 nicht mehr eingeführt werden (Oliva-Paterna et al. 2021).

In Frankreich wurde *Chelus fimbriata* als gefährliche Art eingestuft, die nur gehalten werden darf, wenn der Besitzer über ein spezielles „Certificat de Capacité“ und eine Genehmigung verfügte, und in Französisch-Guayana war diese Art besonders geschützt. Eine Zeit lang war *Chelus orinocensis* nicht in diesen beiden Dekreten aufgeführt, so dass diese Art in Frankreich eingeführt und frei verkauft werden konnte. Diese Gesetzeslücke wurde im Jahr 2023 geschlossen (République Française 2023).

Gefährdungsfaktoren

Lebensraumverlust und -verschlechterung, Gelege-Verlust durch starke Schwankungen im Wasserspiegel der Flüsse sowie durch Prädatoren und die Anreicherung von Quecksilber sind die Haupt-Gefährdungsfaktoren für beide Arten (Cunha 2015, Daga et al. 2020, Daza-Mendizabal & Correa-Viana 2015, Sánchez 2022). Da adulte Matamatas gelegentlich gegessen werden, tauchen sie manchmal auf den Fleischmärkten auf – sie sind allerdings nicht sehr begehrt, weil das Fleisch hauptsächlich am Hals sitzt und im gegarten Zustand auch nicht „weiß“, sondern wohl eher grau aussieht – vor dem Verzehr wird auch wegen möglicher Schwermetallbelastung abgeraten (Cunha et al. 2023). Außerdem haben diese Schildkröten sehr gut funktionierende Stinkdrüsen, und zumindest das rohe Fleisch riecht wohl eher unangenehm und verlangt bei der Zubereitung starke Gewürze. Einige indigene Gemeinschaften an den Flüssen verzehren auch die Eier. Jungtiere werden gelegentlich angeboten und dann als Haustiere gehalten.

Reproduktionsdaten

Unterschiede der Reproduktionsdaten der beiden Arten sind nicht bekannt und aufgrund des sehr ähnlichen Klimas in den aneinandergrenzenden Verbreitungsgebieten auch nicht zu erwarten. Es ist nicht immer möglich, die Angaben aus der Literatur einer der beiden Arten zuzuordnen.

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Chelus</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Wenig ausgeprägt. ♂♂ sind etwas kleiner und haben längere Schwänze und zwei leichte Einbuchtungen in der hinteren Hälfte des Plastrons. Bei <i>C. fimbriata</i> werden die ♀♀ in der Regel bis zu 40–50 cm lang, während die ♂♂ 30–40 cm erreichen.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	In Menschenobhut mit 5–7 Jahren, bei beiden Geschlechtern. In freier Wildbahn erreichen die ♀♀ die Geschlechtsreife mit etwa 30 cm CL.

Paarung und Eiablagestellen	Details zur Paarung im Habitat sind nicht bekannt. Eiablage in lehmigem oder mit Mulm durchsetztem Sand in steilen Fluss-Ufern, d. h. die großen Sandbänke, die andere Schildkröten zum Nisten nutzen, werden gemieden. Um das Gefälle zu überwinden, klettern die ♀♀ seitwärts und stützen sich dabei auch mit Kopf und Hals ab (Pritchard 2008). In der Brüterei in Peru wurden die Eier meist auf Lehm mit Streu- oder Schlamm-schicht abgelegt, aber auch reine Blattstreu wurde akzeptiert. Manchmal wurden die Eier sogar direkt auf der Oberfläche abgelegt, aber das Nest konnte dort auch bis zu 26 cm tief sein. Unter Aquarienbedingungen werden die Eier manchmal einfach ins Wasser abgelegt. Angebotene Landteile werden jedoch in der Regel angenommen, wenn sie erhöht an-gebracht sind. Die Eier werden in einer Tiefe von bis zu 25 cm abgesetzt. Zuvor kommt es häufig zu Probegrabungen.
Fortpflanzungs-saison	In ihren natürlichen Lebensräumen nisten beide Arten am Ende der Regenzeit (Okto-ber bis Dezember), wenn der Wasserstand in den Gewässern zu sinken beginnt. In einer Brüterei in Peru wurden die Eier von <i>C. fimbriata</i> nachts abgelegt, und zwar in fast jedem Monat des Jahres, wobei die meisten Eier (27 %) im Juni gelegt wurden. In Aquarienhaltung ganzjähriges Balzverhalten mit Eiablagen meist im Frühjahr. Bei mehreren Gelegen verteilen sich die Eiablagen jedoch über das Jahr.
Anzahl Eier / Ge-lege, Anzahl Gelege / Jahr	Im Habitat 3–28 Eier/Gelege, $\varnothing$ 12,5 Eier (unterer Juruá-Fluss), im Menschenobhut wurden bis 30 Eier in einem Gelege beobachtet. Im Habitat in der Regel nur ein Gelege pro Saison, in Menschenobhut sind zwei Gelege üblich, aber je nach Fütterungsregime sind sogar vier Gelege pro Saison möglich. In einer Brüterei in Peru produzierten die 30 ♀♀ (und 18 ♂♂) im Beobachtungsjahr ins-gesamt 2009 Eier mit 3–30 Eiern je Gelege. Bei kleineren Gelegen meist mehrere Eiab-lagen im Jahr.
Eigröße / Schlupf-größe	Eier 35–40 mm im Durchmesser bei 20–28 g. In einer Brüterei in Peru waren die Schlüpflinge im Schnitt 48,8 mm (44–52 mm) lang (CL) und 13,8 g (11,1–18,6 g) schwer.
Entwicklungsdauer	Die Inkubation dauert in der Natur > 200 Tage, der Schlupf wird durch Wasserkontakt ausgelöst. Die Schlüpflinge erscheinen dementsprechend zu Beginn der neuen Regen-zeit, d. h. meist im Februar oder März, an der Bodenoberfläche. In Menschenobhut Inkubationstemperatur 29–30,5 °C in einem Inkubator nach Budde (1980). Substrat: Moos oder Kokosfasern, 180–200 Tage bis zum Schlupf (in Einzelfäl-len bis 300 Tage). Die Schlupfrate liegt unter 30 % und es besteht eine hohe Mortalität der Jungtiere. Die Inkubation stellt bei allen südamerikanischen Halswenderschildkrö-ten das Hauptproblem der Nachzucht dar. Möglicherweise müssen Diapausen durch gezieltes Austrocknen und Wiederanfeuchten des Substrates zu speziellen Zeitpunk-ten der Inkubation initiiert und beendet werden, um die Schlupfrate zu erhöhen (Pfau 2024a, Pfau 2024b).
Geschlechts-bestimmung	Genetisch, mit einem Mikro-XY Geschlechtschromosomensystem bei beiden Arten (Viana et al. 2022).
Spermien-speicherung	Ja, > 1 Jahr.

Haltung und Nachzucht C/C

Die Bedingungen für Haltung und Nachzucht der beiden Arten unterscheiden sich nicht.

Thema	Angaben für <i>Chelus</i> spp.
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Unbekannt. Möglicherweise kann, wie bei vielen anderen südamerikanischen Arten, durch vermehrte Wasserwechsel die Regenzeit imitiert werden, was die Follikelbildung anregen könnte.
Haltungsansprüche	Aufgrund der Endgröße und des Bewegungsbedürfnisses ist der Platzbedarf dieser Schildkröten enorm groß, ausreichend große Becken sind meist Spezialanfertigungen, so dass keine Mindestmaße vorgeschlagen werden können. ♂♂ beider Fransenschildkrötenarten sollten am besten einzeln gehalten werden, und auch ♀♀-Gruppen müssen genau beobachtet werden. Insgesamt ist die Gattung jedoch als friedlich gegenüber Artgenossen und anderen Schildkrötenarten anzusehen. Eine Vergesellschaftung mit anderen Schildkröten sollte dennoch vermieden werden, da <i>Chelus</i> spp. ruhebedürftige Arten zu sein scheinen und leicht in Stress geraten. Als Bodengrund im Becken wird rundkörniger, etwas gröberer Sand empfohlen, der tief genug sein sollte, damit die Tiere sich zumindest teilweise eingraben können, da die Tiere sonst zu Panzernekrosen am Bauchpanzer neigen. An die Beleuchtung stellt die Art keine besonderen Ansprüche, das Wärmebedürfnis ist allerdings relativ hoch (Wassertemperatur ganzjährig um die 26 °C). Für die Schlüpflinge sind lebende Futterfische von angemessener Größe erforderlich. Erwachsene Tiere können mit gefrorenen und aufgetauten ganzen Fischen und sogar Stücken großer Futterfische satt gefüttert werden und akzeptieren in seltenen Fällen auch andere Futtermittel wie tote Mäuse oder Garnelen. Um einem Thiamin-Mangel vorzubeugen sollte das Futter mit Vitamin B-Präparaten ergänzt werden, und es wird empfohlen, die Tiere einzeln mit langen Pinzetten zu füttern.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Bei einigen Haltern traten Irritationen des Bauchpanzers bis hin zu Nekrosen auf. Zur Optimierung des Haltungswassers sollten großvolumige Filter und ggf. UV-Entkeimer eingesetzt werden. Der Biss soll schmerzhaft sein, aus diesem Grund sollte die Fütterung nicht mit der Hand, sondern mit langen Futterpinzetten erfolgen.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Bei der Versorgung mit lebenden Futterfischen passender Größe bereitet die Aufzucht der Jungtiere keinen besonderen Aufwand. Wird mit gefrorenem Fisch gefüttert, ist der Zeitaufwand jedoch hoch, da die einzelnen Tiere zunächst mit Hilfe der Pinzette vor ihrer Maulöffnung bewegten Fischstücken zum Zuspinnen animiert werden müssen.
Lebenserwartung in Haltung	Schätzungsweise 40 Jahre.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Selten. Nur einzelnen Privathaltern und Zoos gelang bislang die Zucht der Tiere. Die Anzahl der erzielten Jungtiere war bislang so gering, dass nur in Ausnahmefällen hiesige Nachzuchten im Handel angeboten werden. Die meisten Jungtiere im Handel sind Importe aus Brütereien in den Herkunftsländern. Die erste Publikation über die Nachzucht in einem Zoo stammt aus dem Berliner Aquarium (Heinroth 1943). Matamata-Schildkröten (keine Angaben zur Art) wurden bzw. werden auch in zwei Zoos in Venezuela erfolgreich gezüchtet (O. Hernández pers. Mitt.), aber eine direkte Befragung dieser Institutionen war nicht möglich.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Die Zucht aller südamerikanischen Halswenderschildkröten stellt weiterhin eine Herausforderung dar, auch wenn die bloße Haltung grundsätzlich unproblematisch ist. Bei <i>Chelus</i> sind insbesondere die Platzanforderungen ein erheblicher Hinderungsgrund zur erfolgreichen Nachzucht in größeren Stückzahlen.
Sterblichkeit in den	Die Mortalität der Jungtiere ist hoch, ohne dass die Ursachen dafür genau bekannt

ersten Lebensjah- ren	sind. Bei einem Züchter schlüpften einige Jungtiere mit einem Knickhals, sie haben nicht lange überlebt.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Ja, aber sehr selten. Soweit bekannt erfolgte die erste F2-Nachzucht in Europa bereits 1998 im Tierpark Hagenbeck in Hamburg (Richter 1999).
Kommerzielle Nachzucht / Ran- ching	In den „Farmen“ (Brütereien) werden die im Freiland gesammelten oder von Wildfang-♀♀ gelegten Eier unter fast natürlichen Bedingungen ausgebrütet („Ranching“ im CITES Kontext). Die frisch geschlüpften Jungtiere werden sofort verkauft, ohne dass sie vorher angefüttert wurden. In der bekanntesten Brüterei in Peru werden die erwachsenen Schildkröten in einer großen Gruppe über einige Jahre hinweg in einem ziemlich großen Teich gehalten, aber dazu, wie Wasserwechsel und Fütterung erfolgen, sind keine Angaben zu ermitteln (Ique Guerrero et al. 2018). Eine echte Zucht in Menschenobhut in kommerziellem Maßstab scheint angesichts der Haltungsanforderungen höchst unwahrscheinlich.
Befragungen	Fünf der sechs Privatpersonen, mit denen aktuell diskutiert werden konnte, haben bereits mehrjährige Erfahrung der Haltung und Nachzucht von Matamatas. Außerdem konnte auch eine Institution, die seit mehreren Jahren <i>C. orinocensis</i> hält (noch ohne echten Nachzuchterfolg), direkt befragt werden. Es besteht aber schon lange großes Interesse an der Haltung und Zucht dieser Arten in Privathaltungen (siehe Literaturverzeichnis), so dass auch private Notizen zu den Erfahrungsberichten mit diesen Arten, die bei den Treffen der verschiedenen Verbände und Vereine besprochen wurden, mit ausgewertet werden konnten.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Alves, R.R.N., K.S. Vieira, G.G. Santana, W.L.S. Vieira, W.O. Almeida, W.M.S. Souto, P.F.G.P. Montenegro & J.C.P. Pezzuti (2012): A review on human attitudes towards reptiles in Brazil. *Environmental Monitoring and Assessment* 184: 6877-6901.
- Amaya Calderón, L.A., S. Caballero Gaitán & C.A. Lasso Alcalá (2017): Estructura poblacional y diversidad genética de la tortuga matamata, *Chelus fimbriatus* (Schneider, 1783), en las cuencas del Amazonas y el Orinoco: ¿trayectorias evolutivas independientes? Bogotá (Universidad de los Andes): 17 pp.
- Andrade, P.C.M. (2008): Criação e manejo de quelônios no Amazonas. 2ª Edição. Manaus (Ibama, ProVárzea): 447 pp.
- Andrade, P.C.M., P.H.G. de Oliveira, A.C. de Lima, J.A.M. Duarte, S.H.S. Azevedo, A.B. de Oliveira, C.D. de Almeida Júnior, E.B. da Silva, J.R. Garcez, J.R.S. Pinto, L.C.N. da Silva, M.S. Monteiro, W.S. Rodrigues, T.L.F. Anízio, A.L.B. Pontes, R.L. Teixeira, J.M. da Silva, W.L.P. Duncan & R.C. Vogt (2022): Community-Based Conservation and Management of Chelonians in the Amazon. *Frontiers in Ecology and Evolution* 10: 769328.
- Antelo, R. & M. Merchan (2007): *Chelus fimbriatus* (Matamata). Reproduction. *Herpetological Review* 38(3): 329.
- Ataídes, A.G. de, R.L. Silva & A. Malvasio (2021): Percepções sobre aspectos da conservação dos quelônios na região do Baixo Xingu, Sudeste da Amazônia Brasileira [Perceptions about aspects of chelonian conservation in the Lower Xingu region, Southeastern Brazilian Amazon]. *Revista Ibero Americana de Ciências Ambientais* 12(1): 663-679.
- Barrio-Amorós, C.L. & R. Manríquez (2006): Record de taille pour une Matamata (*Chelus fimbriata*), au Venezuela. *Manouria* 32: 23-26.
- Barrio-Amorós, C.L. & Í. Narbaiza (2008): Die Schildkröten des Bundesstaates Amazonas (Venezuela). *Radiata* 17(1): 2-20.

- Bernal, M.S. (2020): Análisis de los contenidos estomacales de las tortugas y cahirres de la Reserva Natural Privada de la Sociedad Civil Bojonawi (Puerto Carreño, Vichada). Bogotá (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y Fundación Omacha): 23 pp.
- Bernal Restrepo, M.P., A. Arenas-Rodríguez & J.B. Ramírez-Herrera (2021): Distribución del tráfico ilegal de reptiles en áreas específicas de Colombia. Bogotá (Pontificia Universidad Javeriana): 24 pp.
- Brelaz de Oliveira, A., J. Rocha Garcez & P.C. Machado Andrade (2021): Boas práticas na criação de quelônios Amazônicos. Manaus (Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Amazonas -IFAM): 25 pp.
- Budde, H. (1980): Verbesselter Brutbehälter zur Zeitigung von Schildkröten-Gelegen. Salamandra 16(3): 177-180.
- Büttner, E. (2014): Ungewöhnliche Eiform bei Gelegen der von mir gepflegten Fransenschilkröte, *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783). Radiata 23(2): 30-34.
- Büttner, E. (2021): Meine Erfahrungen bei der Ernährung von Wasserschildkröten. Marginata 18(2): 26-30.
- Büttner, E. (2022): Die Fransenschildkröte, *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783) – Allgemeines sowie Haltung dieser urtümlichen Schildkröte. Radiata 31(2): 20-30.
- Burger, J., C. Jeitner, L. Schneider, R.C. Vogt & M. Gochfeld (2010): Arsenic, Cadmium, Chromium, Lead, Mercury, and Selenium Levels in Blood of Four Species of Turtles from the Amazon in Brazil. Journal of Toxicology and Environmental Health 73(1): 33-40.
- Cardeñosa, D., D.D. Chapman, Y.L. Robles, D.A. Ussa & S. Caballero (2021): Rapid species and river-of-origin determination for matamata turtles (*Chelus* sp.) using real-time PCR: Facilitating rapid return of trafficked specimens back to the wild. Aquatic Conservation Marine and Freshwater Ecosystems 31(9): 2586-2593.
- Carrillo, E., S. Aldás, M. Altamirano, F. Ayala, D. Cisneros, A. Endara, C. Márquez, M. Morales, F. Nogales, P. Salvador, M.L. Torres, J. Valencia, F. Villamarín, M. Yáñez & P. Zárate (2005): Lista Roja de los Reptiles del Ecuador. Quito (Fundación Novum Milenium, UICN-Sur, UICN-Comité Ecuatoriano, Ministerio de Educación y Cultura): 53 pp.
- Carvajal-Campos, A. & A. Rodríguez-Guerra (2018): *Chelus fimbriatus*. In: Torres-Carvajal, O., G. Pazmiño-Otamendi, F., Ayala-Varela & D. Salazar-Valenzuela (2021): Reptiles del Ecuador. Version 2022.0. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. https://bio-web.bio/faunaweb/reptiliaweb/FichaEspecie/Chelus_fimbriatus (Letzter Zugriff: 08.12.2023).
- Castro, N., J. Revilla & M. Neville (1976): Carne de Monte como una Fuente de Proteínas en Iquitos, con Referencia Especial a Monos. Revista Forestal del Perú 6(1/2): 1-15.
- Ceríaco, L.M.P. & A.M. Bauer (2017): „Testudo torticollis“, an unpublished name for the Matamata, *Chelus fimbriatus* (Schneider, 1783) (Testudines: Chelidae), with comments on early illustrations of the species. Bibliotheca Herpetologica 13(1-2): 35-49.
- Chaves, W.A., D. Valle, A.S. Tavares, T.Q. Morcatty & D.S. Wilcove (2021): Impacts of rural to urban migration, urbanization, and generational change on consumption of wild animals in the Amazon. Conservation Biology 35(4): 1186-1197.
- Cherrie, G.K. (1908): Hunting the Matamata. The Museum News (Brooklyn Institute of Arts and Sciences) 3(5): 78-80.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Include the species *Chelus fimbriata* and *Chelus orinocensis* in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 22: 15 pp.
- Cunha, F.A.G. (2015): Biomagnificação do mercúrio na cadeia de um quelônio de água doce (*Chelus fimbriata*) e seu perfil genotóxico em ambientes fluviais do médio rio Negro, Amazonas, Brasil. Manaus (Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia – INPA): 73 pp.

- Cunha, F.A.G., C.K. Fagundes, E.S. Brito, R.C. Vogt, F. Maffei, J. Pezzuti, D. Félix-Silva, F.J.M. Rojas-Runjaic, C.A. Lasso, M.A. Morales-Betancourt, V.T. de Carvalho, J.V. do Amaral, R.A.M. Balestra, M. Acácio, A. Malvasio & A.P.G. Lustosa (2021): Distribution of *Chelus fimbriata* and *Chelus orinocensis* (Testudines: Chelidae). *Chelonian Conservation & Biology* 20(1): 109-115.
- Cunha, F.A.G., B.R. Forsberg, R.C. Vogt, F.X.V. Domingos-Moreira, B.G. Marshall, B.C. Brito, O.P. Sousa, D. Kasper, A.L. Santos & M.C. Andrade (2023): Mercury biomagnification in the food chain of a piscivorous turtle species (Testudines: Chelidae: *Chelus fimbriata*) in the Central Amazon, Brazil. Researchsquare <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-3350426/v1> (Letzter Zugriff: 13.02.2024).
- Daga, V.S., V.M. de Azevedo-Santos, F.M. Pelicice, P.M. Fearnside, G. Perbiche-Neves, L.R.P. Paschoal, D.C. Cavallari, J. Erickson, A.M.C. Ruocco, I. Oliveira, A.A. Padial & J.R.S. Vitule (2020): Water diversion in Brazil threatens biodiversity. *Ambio* 49(1): 165-172.
- Daza Mendizábal, X. & M. Correa-Viana (2015): Ecología reproductiva de la matamata (*Chelus fimbriatus*) en el estado Cojedes, Venezuela [Reproductive ecology of the Matamata (*Chelus fimbriatus*) in Cojedes state, Venezuela]. *Memoria de la Fundación La Salle de Ciencias Naturales* 72(177-178): 75-90.
- Domic-Rivadeneira, E., R. Montaña, G. Rey-Ortíz, D. Lizarro, P. Carvajal-Bacarreza, S. Acebey, C.A. Ureña-Aranda, E.K. Gutiérrez, E. Aliaga-Rossel, C. Cortez, J. Aparicio, T. Camacho-Badani, E. Cortéz, F. Estrada-Groux, G. Forero-Medina, L. Gonzales, L.A. Guizada-Durán, A. Nascimento-Ferreira, M. Ocampo, M. Paredes, K. Rodríguez-Auad, R. Wallace, L.F. Pacheco & G. Miranda (2021): Tortugas de Bolivia: Prioridades en investigación y conservación [Turtles of Bolivia: research and conservation priorities]. *Kempffiana* 17(1): 42-62.
- Drajeske, P.W. (1983): Husbandry and captive reproduction of the matamata, *Chelus fimbriatus*. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 18: 73-82.
- Drajeske, P.W. (1984): Captive breeding of the Mata Mata turtle (*Chelus fimbriatus*). Thurmont, MD (Proceedings of the 6th International Reptile Symposium on Captive Propagation and Husbandry): 117-132.
- Duméril, A.M.C. (1805): Reptiles Chéloniens. Pp. 76-77. In: Duméril, A.M.C.: *Zoologie Analytique, ou Méthode Naturelle de Classification des Animaux*. Paris (Perronneau): 344 pp.
- Embert, D. (2007): Distribution, diversity and conservation status of Bolivian Reptiles. Bonn (Rheinische Friedrichs-Wilhelms-Universität): 429 pp.
- Ernst, C.H., A.R. Laemmerzahl, M.M. Holland & R. Roscoe (2002): Reproduction in four species of turtles at the National Zoological Park, Washington D.C., U.S.A. *Herpetological Bulletin* 81: 17-21.
- Espenshade, W.H. (1990): Matamata, *Chelus fimbriatus*. *Tortuga Gazette* 26(5): 3-5.
- Fogel, D. (2011): Matamatas. The Natural History, Captive Care, and Breeding of *Chelus fimbriatus*. Ada, OK (Living Art Publishing): 60 pp.
- Formanowicz, D.R., E.D. Brodie & S.C. Wise (1989): Foraging behavior of Matamata turtles: The effects of prey density and the presence of a conspecific. *Herpetologica* 45(1): 61-67.
- Freitas Cordova, J.D. & P. Vasquez (2018): Diagnóstico de la comercialización internacional de fauna silvestre en Loreto, Perú. *Folia Amazónica* 27(2): 203-213.
- Fretey, J. (1987): Les tortues de Guyane française: Données récentes sur leur systématique, leur biogéographie, leur éthologie et leur protection. Cayenne (SEPANGUY): 141 pp.
- Fritz, U. & P. Havaš (2007): Checklist of chelonians of the world. *Vertebrate Zoology* 57(2): 149-368.
- Garbin, R.C. & U. Caramaschi (2015): Is the matamata only one species? Morphological variation and color polymorphism in the South American turtle *Chelus fimbriatus* (Schneider, 1783) (Pleurodira: Chelidae). *PeerJ* 3: e1072.

- Geissel, U. (2004): Das Ökosystem im Schildkröten-Aquarium. *Emys* 11(4): 19-33.
- Goindhan, R. (2012): *Chelus fimbriatus* (Mata Mata Turtle). In: Hailey, A. (ed.): OGATT: The Online Guide to the Animals of Trinidad and Tobago. St Augustine (University of the West Indies): 5 pp.
- Günther, A.C.L.G. (1882): Observations on some rare Reptiles and a Batrachian now or lately living in the Society's Menagerie. *Transactions of the Zoological Society of London* 11(7): 215-222.
- Gutsche, A. (2012): Klassiker: Die Fransenschildkröte oder Mata-Mata. *Terraria/elaphe* 7(2): 76-77.
- Hausmann, P. (1964): Nachzucht bei der Matamata. *DATZ* 17(12): 369-371.
- Heinroth, O. (1943): Geglückte Zucht der Matamata, *Chelus fimbriatus* (Schneider), im Berliner Aquarium. *Der Zoologische Garten* 15(5/6): 251-254.
- Hernández, O.E. (2015): Tortugas continentales de Venezuela: Las grandes olvidadas por la investigación nacional. Balance de su estudio en los últimos 79 años [Continental turtles of Venezuela: The largely forgotten by the national research. Results of their study in the last 79 years]. *Memoria de la Fundación La Salle de Ciencias Naturales* 72(177-178): 101-116.
- Hernandez, O.E. & R. Espin (2003): Consumo ilegal de Tortugas por Comunidades Locales en el Orinoco Medio, Venezuela. *Acta Biologica Venezuelana* 23(2-3): 17-26.
- Herz, M. (2021): Begegnungen mit Schildkröten im Bundesstaat Amazonas (Venezuela) und im Flussgebiet des Rio Inirida (Kolumbien) als Ergebnis einiger Zierfischreisen. *Radiata* 30(4): 4-25.
- Holmstrom, W.F. (1978): Preliminary observations on prey herding in the Matamata turtle, *Chelus fimbriatus* (Reptilia, Testudines, Chelidae). *Journal of Herpetology* 12(4): 573-574.
- Holmstrom, W.F. (1991): Further observations on Matamata prey herding. *Journal of Herpetology* 25(3): 363-364.
- ICMBio (2018): Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. Brasília (Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Volume IV Répteis): 525 pp.
- Innis, C.J. (2004): Chelonian species identification and husbandry recommendations. *Proceedings ARAV* 11: 9-16.
- Ique Guerrero, C.A., J. Ruiz A., M. Ferreyra & A. Rengifo (2018): Desarrollo de Protocolos de Reproducción en Cautiverio de Quelonios acuáticos *Phrynops* spp. y *Chelus fimbriatus* en la Región Loreto. *MV Revista de Ciencias Veterinarias* 34(1): 18-25.
- Ji, Y., Y. Li, F. Liu & D. Li (2020): Assessment of current trade of exotic pets on the internet in China. *Biodiversity Science* 28(5): 644-650.
- Kirkpatrick, D.T. (1992): The Matamata. *Reptile & Amphibian Magazine* 1992(Sept./Oct): 34-39.
- Klawonn, O. (2022): Erfahrungen in der Haltung von *Chelus orinocensis*. *Radiata* 31(2): 11-19.
- Krysko, K.L., K.M. Enge, E.M. Donlan, E.A. Golden, J.P. Burgess & K.W. Larson (2009): The non-marine herpetofauna of Key Biscayne, Florida. *Herpetological Conservation and Biology* 5(1): 132-142.
- Kwet, A. (2020): Neue Arten: Die Orinoco-Mata-Mata. *elaphe* 2020(4): 65.
- Lasso, C.A., F. Trujillo, M.A. Morales-Betancourt, L. Amaya, S. Caballero & B. Castañeda (2018): Conservación y tráfico de la tortuga matamata, *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783) en Colombia: un ejemplo del trabajo conjunto entre el Sistema Nacional Ambiental, ONG y academia [Conservation and trafficking of the Matamata Turtle, *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783) in Colombia: an example of joint efforts of the National Environmental System, one NGO, and academia]. *Biota Colombiana* 19(1): 147-159.
- Lasso, C.A. & M.A. Morales-Betancourt (2021): La caza y pesca de subsistencia en el norte de Suramérica. Parte I: Colombia, Venezuela y Guyana. Bogotá, D. C., Colombia, Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt IX: 534 pp.

- Le Gratiot, G. & J. Maran (1993): La plus étrange des tortues... La Tortue 23: 23-26.
- Lehmann, H. (1987): Hypothetische Überlegungen zur Schlupfproblematik von künstlich inkubierten Gelegen südamerikanischer Schildkrötenarten der Familie Chelidae. Salamandra 23(2): 73-77.
- Lemell, P., C. Lemell, P. Snelderwaard, M. Gumpenberger, R. Wochesländer & J. Weisgram (2002): Feeding patterns of *Chelus fimbriatus* (Pleurodira: Chelidae). Journal of Experimental Biology 205(10): 1495-1506.
- Lemell, P., C.J. Beisser, M. Gumpenberger, P. Snelderwaard, R. Gemel & J. Weisgram (2010): The feeding apparatus of *Chelus fimbriatus* (Pleurodira; Chelidae) – adaptation perfected? Amphibia-Reptilia 31(1): 97-107.
- Lenfant, C., K. Johansen, J.A. Petersen & K. Schmidt-Nielsen (1970): Respiration in the fresh water turtle, *Chelys fimbriata*. Respiration Physiology 8(3): 261-275.
- Lopez de Castillo, C. (1996): Panzernekrosen bei Schildkröten. Reptilia 1(1): 64–67.
- Maia Garcês, L. (2023): Análise morfológica de *Chelus fimbriata* (Testudines: Chelidae) da região Amazônica. Manaus (Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia): 61 pp.
- Marsili, M. (2012): Biologia e allevamento di *Chelus fimbriatus* (Schneider, 1783). Testudo magazine 7(22): 4-13.
- Martínez-Silvestre, A. & J. Soler-Massana (2007): Mantenimiento de las tortugas y galápagos. Auxilia Veterinarios 6: 34-39.
- Meier, H. (2002): Erfahrungen beim Bau und Betrieb eines „Großbeckens“ für tropische Wasserschildkröten. Radiata 11(1): 18-21.
- Meier, H. (2023): Matamata (*Chelus fimbriata*) – Haltung und Nachzucht. Langjährige Erfahrungen mit der Fransenschildkröte. <https://chelusfimbriata.com/> (Letzter Zugriff: 09.12.2023)
- Meier, H. & I. Schaefer (2003a): Erfahrungen und Beobachtungen an *Chelus fimbriatus*, deren Haltung im Terrarium sowie die erfolgreiche Nachzucht. Radiata 12(2): 3-20.
- Meier, H. & I. Schaefer (2003b): Ergänzende Bemerkungen zur Nachzucht von *Chelus fimbriatus*. Radiata 12(4): 15-24.
- Meier, H. & I. Schaefer (2008): Die Fransenschildkröte oder Matamata, *Chelus fimbriata* (Schneider 1783) – Freilandbeobachtungen, Haltung und Nachzucht. Radiata 17(3): 17-38.
- Métrailler, S. (2003): Note sur l'élevage et la reproduction de la Matamata, *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783). Manouria 6(20): 35-39.
- Métrailler, S. (2007): *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783) Élevage et reproduction de la Matamata. Situla. Revue Association Française de Terrariophilie 15: 18-25.
- Métrailler, S. (2019): La tortue Matamata *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783): imagerie populaire et histoire des premières observations en captivité. Chéloniens 49: 20-31.
- Métrailler, S. & G. Le Gratiot (1996): Tortues continentales de Guyane française. Bramois, Switzerland (PMS éditions): 125 pp.
- MNHN, UICN France & Biotope (2018): La Liste rouge des espèces menacées en France – Chapitre des Amphibiens et Reptiles de Guyane. Paris, France (Rapport d'évaluation): 108 pp.
- Ministerio del Ambiente de Ecuador (2017): Guía para la identificación de especies de fauna silvestre sujetas al tráfico y comercio ilegal de carne de monte – Recomendaciones para su manejo emergente. Quito, Ecuador (MAE, WCS, GEF, PNUD): 224 pp.
- MMAyA (2009): Libro rojo de la fauna silvestre de vertebrados de Bolivia. La Paz, Bolivia (Ministerio de Medio Ambiente y Agua): 571 pp.

- Montoya, A. (1999): Too bizarre! South America's Matamata turtle. *The Vivarium* 10(5): 22-24.
- Morales-Betancourt, M.A., C.A. Lasso, V. Páez & B.C. Bock (2015): Libro rojo de reptiles de Colombia. Bogotá, D. C., Colombia (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Universidad de Antioquia): 258 pp.
- Morcatty, T.Q. (2018): Influência de fatores ambientais, biológicos e antrópicos na caça e venda de quelônios de água doce em duas reservas na Amazônia Central [A multilateral approach to tackling wildlife trade in South America: people, ecology and conservation]. Manaus (Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia): 53 pp.
- Muraoka, T.R. (2019): Tráfico de fauna silvestre pelos correios no Brasil: uma análise quantitativa e qualitativa. Florianópolis (Universidade Federal de Santa Catarina): 87 pp.
- Murillo, Y. (2022): Keeping an Eye on the Elusive Matamata Turtle. Government of Perú's Proposal to Protect the Matamata Accepted at CITES CoP19. WCS (Wildlife Conservation Society) Medium: 22. Nov. 2022. <https://wildlifeconservationsociety.medium.com/keeping-an-eye-on-the-elusive-matamata-turtle-3cb664acabdd> (Letzter Zugriff: 09.12.2023).
- Noboa, K., R. Cao, P. Mosig & L. Brown (2024): Informe sobre el tráfico de vida silvestre en Colombia. Cambridge (TRAFFIC): 30 pp.
- Nijs, J. & H. Janssen (1989): Variatie in de incubatietijden van schildpaddeieren, een nog onverklaard fenomeen. *Lacerta* 47: 94-96.
- Oliva-Paterna, F.J., F. Ribeiro, R. Miranda et al. (2021): Lista actualizada de especies exóticas potencialmente invasoras con alto riesgo de invasión de las aguas continentales ibéricas. Murcia (LIFE INVASAQUA): 62 pp.
- Packard, M.J. & V.G. DeMarco (1991): Eggshell structure and formation in eggs of oviparous reptiles. Chapter 5, pp. 53-69. In: Deeming, D.C. & M.W.J. Ferguson (eds.): *Egg incubation. Its Effects on Embryonic Development in Birds and Reptiles*. Cambridge (Cambridge University Press): 462 pp.
- Paez, V.P., B.C. Bock, D.A. Alzate-Estrada, K.G. Barrientos-Muñoz, V.M. Cartagena-Otálvaro, A. Echeverry-Alcendra, M.T. Gómez-Rincón, C. Ramírez-Gallego, J.S. del Río & M.M. Vallejo-Betancur (2022): Turtles of Colombia: an annotated analysis of their diversity, distribution, and conservation status. *Amphibian & Reptile Conservation* 16(1): 106-135.
- Pawley, R. (1969): Observations on the reaction of the Mata Mata turtle *Chelys fimbriata* to ultra-violet radiation. *International Zoo Yearbook* 9: 31-32.
- Peñaloza Chacín, C.L. (2010): Towards Sustainable Harvest of Sideneck River Turtles (*Podocnemis* spp.) in the Middle Orinoco, Venezuela. Durham (Duke University): 108 pp.
- Pezzuti, J.C.B., G.H. Rebêlo, D. Felix, J.L. Pantoja & M.C. Ribeiro (2004): A caça e a pesca no Parque Nacional do Jaú. *Biodiversidade no Parque Nacional do Jaú, Fundação Vitória Amazônica*: 213-227.
- Pfau, B. (2023): „Züchterkniffe“ zur Pflege und Zucht von Schildkröten. Teil I: Mikrobiota bzw. Mikrobiom? *Radiata* 32(3): 21-32.
- Pfau, B. (2024a): „Züchterkniffe“ zur Pflege und Zucht von Schildkröten. Teil II: Wo kommen denn die kleinen Schildkröten her? *Radiata* 33(1): 4-35.
- Pfau, B. (2024b): „Züchterkniffe“ zur Pflege und Zucht von Schildkröten. Teil III: Sex & Crime bei Schildkröten – Geschlechtsbestimmung, Geschlechtsfixierung und geschlechtsabhängige Aggression. *Radiata* 33(4): 4-36.
- Pfau, B. & J. M. Wiechert (2003): Gedanken zur Fütterung von Wasserschildkröten. *Emys* 10(4): 4-50.

- Pineda-Vázquez, M., A. Villegas, N. Pacheco-Coronel, J. Alberto Escutia-Sánchez & G. Gómez-Álvarez (2022): Herpetofauna como animales ornamentales y de compañía en tres mercados de la Ciudad de México [Trade of Herpetofauna as Ornamental and Companion Animals in Three Markets in Mexico City]. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 5(4): 51-60.
- Pritchard, P.C.H. & P. Trebbau (1984): *The Turtles of Venezuela*. Oxford, Ohio (SSAR): 227 pp.
- Pritchard, P.C.H. (2008): *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783) – Matamata Turtle. *Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group*. Eds.: A.G.J. Rhodin, P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson. IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group, Chelonian Research Monographs 5: 020.1-020.10.
- République Française (2023): Arrêté du 8 octobre 2018 fixant les règles générales de détention d'animaux d'espèces non domestiques. <https://www.legifrance.gouv.fr/> (Letzter Zugriff: 27.10.2023).
- Reuter, A., J. Kunen & S. Robertson (2018): *Averting a Crisis: Wildlife Trafficking in Latin America*. New York, NY (WCS Wildlife Conservation Society): 22 pp.
- Rhodin, A.G.J., J.B. Iverson, R. Bour, U. Fritz, A.G. Georges, H.B. Shaffer & P.P. van Dijk (2017): *Turtles of the World: Annotated Checklist and Atlas of Taxonomy, Synonymy, Distribution, and Conservation Status* (8th Ed.). Lunenburg (Turtle Taxonomy Working Group): 292 pp.
- Richter, U. (1989): Nachzucht der Fransenschildkröte (*Chelus fimbriatus*). *DATZ* 42(2): 99–100.
- Richter, U. (1999): Fransenschildkröten: F2-Nachzucht (Tierpark Hagenbeck, Troparium). *DATZ* 52(10): 6.
- Rodríguez, J.P., A.M. García-Rawlins & F. Rojas-Suárez (2015): *Libro Rojo de la Fauna Venezolana*. Caracas (Provita & Fundación Empresas Polar): 452 pp.
- Rosscoe, R. & W. Holmstrom (1996): Successful Incubation of Eggs from Matamatas (*Chelus fimbriatus*). Pp. 47-50. In: Strimble, P.D. (ed.): *Advances in Herpetoculture*. Stanford, CA (International Herpetological Symposium): 167 pp.
- Sánchez, R.M. (2022): Estado sanitario de tortugas dulceacuícolas de la familia Chelidae en arroyos pampásicos de llanura y serranos con distinto impacto de contaminación. La Plata (Universidad Nacional de La Plata): 264 pp.
- Sanchez-Villagra, M.R., P.C.H. Pritchard, A. Paolillo & O.J. Linares (1995): Geographic variation in the Matamata turtle, *Chelus fimbriatus*, with observations on its shell morphology and morphometry. *Chelonian Conservation & Biology* 1(4): 293-300.
- Schaefer, I. (1986): Haltung und Nachzucht der Fransenschildkröte *Chelus fimbriatus* (Schneider, 1783). *Salamandra* 22(4): 229–241.
- Schmidt, A.A. (1966): Morphologische Unterschiede bei *Chelus fimbriatus* verschiedener Herkunft. *Salamandra* 2(3): 74-78.
- Schneider, J.G. (1783): *Testudo fimbriata*, *Testudo testa striata et echinata*, *fronte callosa triloba*. Pp. 349-351. In: Schneider, J.G.: *Allgemeine Naturgeschichte der Schildkröten, nebst einem systematischen Verzeichnisse der einzelnen Arten und zwei Kupfern*. Leipzig (J.G. Müller): 364 pp.
- Schneider, L., L. Belger, J. Burger, R.C. Vogt & C.R. Ferrara (2010): Mercury Levels in Muscle of Six Species of Turtles Eaten by People Along the Rio Negro of the Amazon Basin. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 58(2): 444-450.
- Schneider, L. & R.C. Vogt (2018): Turtles of the Igapó: Their Ecology and Susceptibility to Mercury Uptake. Pp.161-182. In: Myer, R.W. (ed.): *Igapó (Black-water flooded forests) of the Amazon Basin*. Cham, Switzerland (Springer): 331 pp.

- SERFOR (2018): Libro Rojo de la Fauna Silvestre Amenazada del Perú. Lima (Servicio Forestal y de Fauna Silvestre): 532 pp.
- SERFOR (2022): Guía para la exportación de Quelonios (tortugas terrestres y acuáticas) con fines comerciales. Lima (Servicio Forestal y de Fauna Silvestre): 130 pp.
- Silva, B.C., I.T.L. Leal, V.T.P. da Gama, J.C.S. Lobato, L.G. Martins, J.G.P. Alfaia, A.C.P. de Souza & A.N.S. Pereira (2022): Diagnóstico do consumo de quelônios (Testudines) no município de Abaetetuba, Pará: Implicações para a conservação de espécies [Diagnosis of consumption of turtles (Testudines) in the municipality of Abaetetuba, Pará: Implications for the conservation of species]. Research, Society and Development 11(7): e24111730083.
- Sinovas, P., B. Price, E. King, A. Hinsley & A. Pavitt (2017): Wildlife trade in the Amazon countries: an analysis of trade in CITES listed species. Cambridge (Technical report prepared for the Amazon Regional Program (BMZ/DGIS/GIZ). UN Environment – World Conservation Monitoring Centre): 112 pp.
- Somma, L.A. (2023): *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783). U.S. Geological Survey, Nonindigenous Aquatic Species Database, Gainesville, FL, <https://nas.er.usgs.gov/queries/FactSheet.aspx?speciesID=1223>, Revision Date: 10/22/2019 (Letzter Zugriff: 09.12.2023).
- Souza, F.L., G.R. Giraldelelli & T.A. Martins (2006): Reproductive aspects of Brazilian side-necked-turtles (Chelidae). Boletín de la Asociación Herpetológica Española 17(1): 28-34.
- Staljanssens, P. & J. Nijs (2012): Haltung und Nachzucht der Matamata, *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783). Radiata 21(1): 31-45.
- Stanford, C.B. & A.G.J. Rhodin (2023): Chelonian Conservation News 1: 13 pp.
- Trebbau, P. & P.C.H. Pritchard (1984): Venezuela y Sus Tortugas. Caracas (Oscar Todtmann Editores): 184 pp.
- Trutnau, L. (1987): Ein Beitrag zur Lebensgeschichte der Fransenschildkröte *Chelus fimbriatus* (Schneider, 1783). Herpetofauna 9(49): 6-10.
- UNEP (2024): The Species+ Website. Nairobi, Kenya (Compiled by UNEP-WCMC, Cambridge, UK). www.speciesplus.net. (Letzter Zugriff: 27.01.2024).
- Valadão, R.M. (2019): Conservação dos quelônios continentais no Brasil. Urutaí (Instituto Federal Goiano): 145 pp.
- Vargas-Ramírez, M., S. Caballero, M.A. Morales-Betancourt, C.A. Lasso, L. Amaya, J.G. Martínez, M.N.S. Viana, R.C. Vogt, I.P. Farias, T. Hrbek, P.D. Campbell & U. Fritz (2020): Genomic analyses reveal two species of the Matamata (Testudines: Chelidae: *Chelus* spp.) and clarify their phylogeography. Molecular Phylogenetics and Evolution 148: 106823.
- Verheij, P. (2019): An assessment of wildlife poaching and trafficking in Boliva and Suriname. Amsterdam (IUCN NL): 77 pp.
- Viana, P.F., E. Feldberg, F.H. Takagui, S. Menezes, R.C. Vogt & T. Ezaz (2022): Matamatas *Chelus* spp. (Testudines, Chelidae) have a remarkable evolutionary history of sex chromosomes with a long-term stable XY microchromosome system. Scientific Reports 12: 6676.
- Vogt, R.C., C.K. Fagundes, Y.S.L. Bataus, R.A.M. Balestra, F.R.Q. Batista, V.M. Uhlig, A.L. Silveira, A. Bager, A.M. Batistella, F.L. de Souza, G.M. Drummond, I.J. dos Reis, R. Bernhard, S.H.S.T. de Mendonça & V.L.F. Luz (2015): Avaliação do Risco de Extinção de *Chelus fimbriata* (Schneider, 1783) no Brasil. Processo de avaliação do risco de extinção da fauna brasileira. SALVE (ICMBio, Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade): 13 pp. <https://salve.icmbio.gov.br> DOI: 10.37002/salve.ficha.20812 (Letzter Zugriff: 09.12.2023).

- Wermuth, H. (1955): Die Fransenschildkröte, *Chelus fimbriatus*. Aquarien-Terrarien 2(5): 129-132.
- Wermuth, H. (1959): Ein komisches Tier: die Matamata. DATZ 6(6): 193-195.
- Wise, S.C., D.R. Formanowicz & E.D. Brodie (1989): Matamata turtles ambush but do not herd prey. Journal of Herpetology 23(2): 297-299.
- Wildlife Conservation Society (2022): Analysis of the dynamics of legal and illegal trade in Matamata turtles (*Chelus fimbriata* and *Chelus orinocensis*) in Perú, Colombia, and Brazil. Lima (WCS Perú, Counter Wildlife Trafficking in Andes-Amazon-Orinoco region (AAO)): 50 pp.
- WWF (2023): Wildlife of the Guianas: A Pocketbook for Wildlife Trade, Monitoring and Enforcement. WWF – Guianas: 300 pp.
- Zariquiey, C., Y. Murillo, N. Caverro & G. Chávez (2016): Guía de Reconocimiento. Herramienta para el control del tráfico ilegal de tortugas terrestres y de agua dulce del Perú. Lima, Perú (Wildlife Conservation Society – WCS): 52 pp.

Beate Pfau und Ole Klawonn (09.07.2024).

Wir danken Herbert Meier (Deutschland), Rosa Vento (Peru) und Omar Hernández (Venezuela) für ihre Reviews.

Chelydridae

Umgang mit als „gefährlich“ eingestuften Schildkröten



Abb. 15: Festhalten von großen, kräftigen Schildkröten

- a *Macrochelys temminckii* – dieses ♂ ist an das Hochgehoben werden gewöhnt. Der Vorsitzende des Arbeitskreises „*Macrochelys/Chelydra*“, I. Giebner mit „Otto“ (B. Pfau)
- b *Staurotypus triporcatus* können auch kräftig zubeißen. E. Reyes-Grajales mit einem Wildfang bei der Erforschung der Population dieser Art in Mexiko (E. Reyes-Grajales)
- c *Macrochelys temminckii*-♂♂ werden schwer! R. Praschag schiebt das Tier in den Absperr-Bereich im Gewächshaus (R. Praschag)
- d *Chelydra serpentina* können in fast alle Richtungen beißen, aber wenn man sie so oberhalb der Hinterbeine festhält, passiert nichts Schlimmes (B. Pfau).

Schnapp- und Geierschildkröten wurden in vielen Ländern als „Gefahrtiere“ eingestuft, weil sie groß und kräftig sind, scharfe Kiefer haben und auch zubeißen, wenn sie sich bedroht fühlen. Berichte von Bissverletzungen, die Menschen von den Schildkröten z. B. beim Baden zugefügt wurden, konnten aber bisher nicht bestätigt werden – im Wasser sind Schnapp- und Geierschildkröten eher scheu. Da die Schildkröten aber räuberisch leben und bei lebhaften Beutetieren wie Wasservögeln oder kleineren Säugetieren auch schnell zubeißen, können Bisse nicht ganz ausgeschlossen werden, wenn die Tiere z. B. aus der Hand gefüttert werden. Auch andere Schildkrötenarten (einige Weichschildkröten, z. B. *Apalone ferox*) oder auch die große Kreuzbrustschildkröte (*Staurotypus triporcatus*), wurden in manchen Bundesländern oder anderen EU-Mitgliedsstaaten auf die Gefahrtierlisten aufgenommen. Bei den Gefahrtierschulungen spielt der Umgang mit ihnen aber keine große Rolle, denn wenn man einige Vorsichtsmaßnahmen beachtet, kann man Verletzungen durch diese Tiere gut vermeiden. Bei ruhigem Umgang kann man die meisten Schildkröten in Menschenobhut an bestimmte Routinen gewöhnen, so z. B. an das Hochgehoben-Werden, oder an das Aufsuchen eines abgesperrbaren Bereichs im Becken, so dass das Betreten der Anlage möglich wird, auch wenn das Wasser abgelassen werden muss. Geierschildkröten (*Macrochelys* sp.) können, um Biss- oder Kratzverletzungen zu vermeiden, seitlich am Panzer, oder auch mit einer Hand am Panzerrand oberhalb des Kopfes und mit der anderen oberhalb des Schwanzes, festgehalten werden, da Hals und Beine nicht sehr beweglich sind. Ausgewachsene Geierschildkröten sind allerdings sehr schwer, ♂♂ bis ca. 90 kg – bei Überfütterung ggfs. mehr –, so dass viele Halter Hilfsmittel zum Hochheben, z. B. ein Tragegitter mit einem Flaschenzug am Gehege-Dach, dafür einsetzen. Schnappschildkröten (*Chelydra* spp.) haben einen langen, sehr beweglichen Hals und können sehr schnell zubeißen und auch in alle Richtungen heftig kratzen, – abgesehen davon, dass das Sekret aus den relativ weit vorne am Panzer angeordneten Stinkdrüsen (Trauth 2012), nur schwer von der Haut abzuwaschen ist, wenn man damit in Berührung gekommen ist. Wenn man die Schildkröte oberhalb der Hinterbeine am Rückenpanzer festhält und die Bauchseite zu sich herdreht, gibt es weder Biss- noch Kratzwunden oder „Beduftungen“ beim Menschen, und auch keine Schwanzwirbelsäulenverletzungen beim Tier. Wenn es nur darum geht, das am Boden sitzende Tier am Beißen zu hindern, tut auch eine Saugglocke passender Größe, die den Kopf der Schildkröte festhalten kann, gute Dienste (Munscher et al. 2015).



Abb. 16: Handhabung von Weichschildkröten

- a *Pelodiscus sinensis* in einer Auffangstation. Das Tier ist an das Herausnehmen gewöhnt und beißt nicht um sich (B. Pfau)
- b junge *Apalone ferox*. Das Tier wurde von der Straße geholt und fühlt sich bedroht, und beißt nach allem, was in Sichtweite ist. Man beachte die Reichweite! (B. Pfau).

Weichschildkröten sind nicht ganz so einfach festzuhalten, denn ihr Panzer ist glitschig. Aber auch bei ihnen hilft ein fester Griff am hinteren Panzerrand, oberhalb der Hinterbeine, um mögliche Biss- und Kratzverletzungen zu vermeiden.

Macrochelys Gray, 1856

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Macrochelys suwanniensis</i> ⁴	Thomas, Granatosky, Bourque, Krysko, Moller, Gamble, Suarez, Leone & Roman, 2014	Suwannee-Geierschildkröte	Suwannee Alligator snapping turtle Tortuga mordedora de Suwannee	unbekannt
<i>Macrochelys temminckii</i>	(Troost in Harlan 1835)	Geierschildkröte	Western Alligator snapping turtle Tortuga mordedora Tartaruga aligátor	ja

Morphologie und Taxonomie

Die Familie der Chelydridae umfasst zwei Gattungen, *Macrochelys* (Geierschildkröten) und *Chelydra* (Schnappschildkröten), die sich im Pliozän oder frühen Pleistozän auseinanderentwickelt haben. *Macrochelys* ist die einzige Schildkrötengattung, bei der die Supramarginalschilder, die an der Seite des Carapax zwischen den Marginalschildern und den Pleuralschildern liegen, erhalten geblieben sind, während bei *Chelydra*, wie bei allen anderen heute noch lebenden Schildkröten, die Marginalschilder direkt an die Pleuralschilder anschließen (Ascarunz & Sánchez-Villagra 2022).

In Menschenobhut gelang es, Hybriden von *Chelydra serpentina* und *Macrochelys temminckii* zu züchten und aufzuziehen (McKeown 1985), und auf Facebook wurden Aufnahmen einer Tierhandlung aus Vietnam gepostet, die einen Hybriden von *Chelydra rossignonii* und *Macrochelys temminckii* zeigen (Thế Giới Rùa 2023).

Freilandhybriden der beiden Gattungen sind jedoch nicht bekannt, obwohl die nordamerikanischen Arten in gleichen Gewässern und auch in relativer Nähe zu einander vorkommen können.

Die Geierschildkröten (*Macrochelys* spp.) sind die größten Süßwasserschildkröten Nordamerikas. Die ♂♂ werden größer als die ♀♀, sie erreichen Panzerlängen bis zu 80 cm und ein Körpergewicht von 90 kg. Charakteristisch ist der sehr große Kopf mit den starken Kiefern und enormer Beißkraft.

⁴ Gemäß der gültigen CITES-Nomenklatur (Fritz & Havaš 2007) werden beide Arten im CITES Kontext als *Macrochelys temminckii* geführt (UNEP 2024).

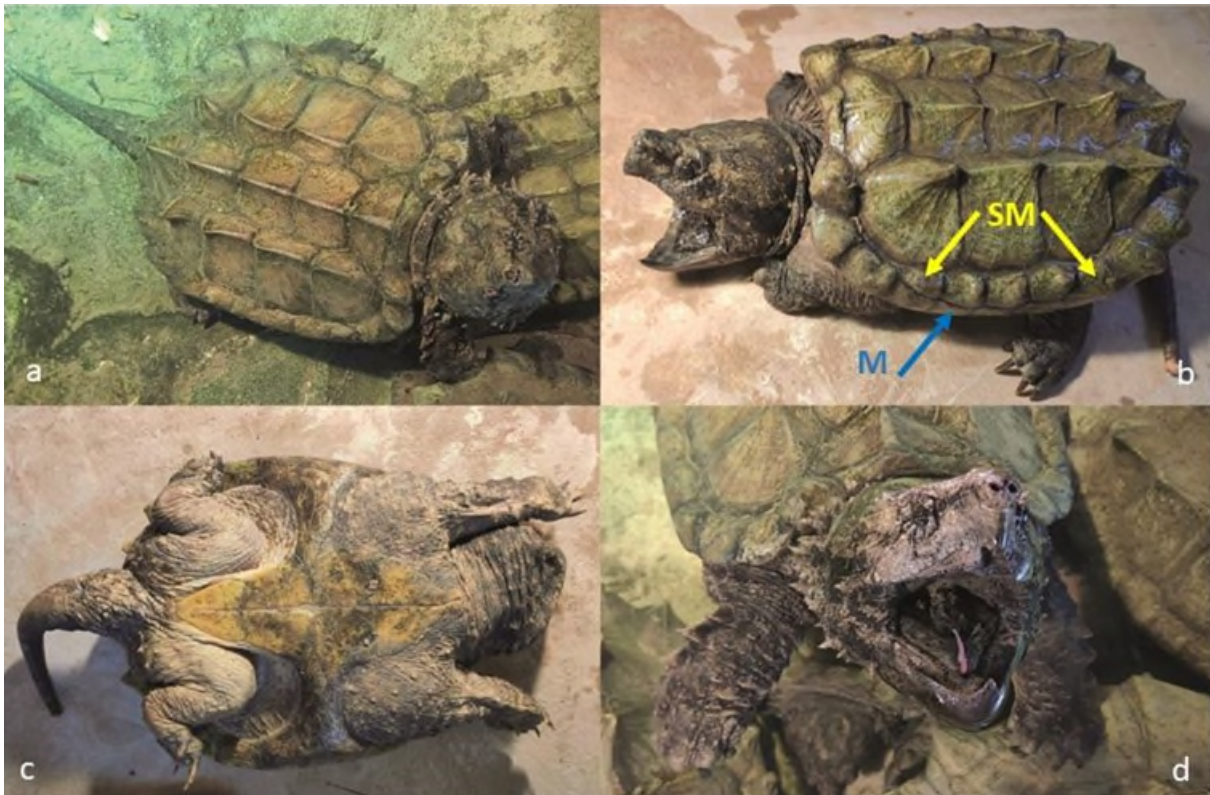


Abb. 17: *Macrochelys temminckii* Fundtier in einer europäischen Auffangstation (alle Fotos J. Soler).

- a Ansicht von oben, man erkennt die Rückenkiele und den gezackten Panzer-Hinterrand
- b Seitenansicht, SM: Supramarginalschilder, M: Marginalschilder, unterhalb davon
- c Bauchseite, man erkennt das reduzierte Plastron
- d Im geöffneten Maul ist der wurmartige Zungenfortsatz erkennbar.

Jungtiere sind bräunlich gefärbt und haben, wie junge Schnappschildkröten auch, Höcker auf den Schuppen des dreigekeilten Rückenpanzers. Eine Besonderheit der Gattung *Macrochelys*, die vor Allem bei Jungtieren leicht zu erkennen ist, sind die beidseits je 1–5 Supramarginalschilder (Rosenbaum et al. 2023), die am Carapax seitlich zwischen Costal- und Marginalschildern liegen, und die den Schnappschildkröten fehlen. Die Panzerform und -färbung der Jungtiere ist auch etwas unterschiedlich, *Macrochelys*-Jungtiere sind eher orange-bräunlich gefärbt und die Seitenkanten des Rückenpanzers verlaufen fast parallel, während Jungtiere von *Chelydra serpentina* graubräunlich sind und eine rundliche Panzerform haben – außerdem haben sie helle Punkte am Bauchpanzer, die den *Macrochelys*-Jungtieren fehlen. Da sowohl *Macrochelys* als auch *Chelydra* beim Hochnehmen versuchen zu beißen, kann man die Länge und Beweglichkeit des Halses abschätzen: *Macrochelys* können nur nach vorne beißen, und der Hals ist relativ kurz, während alle *Chelydra*-Arten einen sehr beweglichen Hals haben und auch mindestens bis zur Mitte des Panzers nach hinten beißen können. Der Hals ist bei *Chelydra* spp. auch sehr lang, d. h., wenn der Hals nach vorne gestreckt wird, ist die Nasenspitze vom Vorderrand des Panzers etwa so weit entfernt wie der gesamte Carapax lang ist. Die im CITES CoP19 Proposal Nr. 23 betonte Verwechslungsgefahr der Jungtiere beider Gattungen in Exportsendungen aus den USA kann nicht bestätigt werden.

Größere *Macrochelys* spp. sind von gleich großen *Chelydra* spp. daran zu unterscheiden, dass der Rückenpanzer bei *Chelydra* spp. fast glatt wird, während der bei *Macrochelys* spp. stark skulpturiert bleibt. Außerdem sitzen bei *Macrochelys* spp. die Augen seitlich, während sie bei

Chelydra spp. mehr an der Oberkante des Kopfes angeordnet sind. Auffällig ist auch der starke Hakenschnabel bei *Macrochelys* spp., wenn sie mit geöffnetem Maul drohen.

Macrochelys temminckii – Schwanzkerbe des Rückenpanzers meist schmal und dreieckig oder U-förmig, mit zwei Zacken, auf dem Pygale, nicht auf die anderen Marginalia ausgreifend. Es gibt jedoch auch *M. temminckii* mit einer halbkreisförmigen Schwanzkerbe, die dann nicht sicher von *M. suwanniensis* zu unterscheiden sind. ♂♂ CL bis 77,5 cm, ♀♀ bis 53,3 cm.

Macrochelys suwanniensis – Schwanzkerbe des Rückenpanzers sehr breit und halbkreisförmig, i. d. R. ohne Zacken, meist noch bis auf das elfte Marginale ausgreifend. ♂♂ CL bis 80,0 cm, ♀♀ bis 49,2 cm.

Bis 2014 war *Macrochelys* eine monotypische Gattung, bevor zunächst zwei Arten, *M. apalachicola* und *M. suwanniensis* aufgrund genetischer Untersuchungen abgetrennt wurden (Thomas et al. 2014). *M. apalachicola* wurde später wieder mit *M. temminckii* synonymisiert (Folt & Guyer 2015). Der Versuch von Hoser (2013), eine eigene, nach ihm selbst benannte Art zu beschreiben, war misslungen, da er zwei Exemplare als Holotypen deklariert hatte, die lediglich lebend beobachtet wurden, aber nicht als Präparate in der Sammlung des Naturhistorischen Museums in Gainesville vorhanden sind und daher nicht auf die angegebenen Skelettmerkmale überprüft werden können (Thomas et al. 2014).

Populationsgenetische Untersuchungen zeigen bei beiden Arten eine genetische Strukturierung, d. h. die Populationen der Fluss-Systeme weisen genetische Unterschiede auf (Pearson 2021, Apodaca et al. 2023). Es konnten auch kleine morphologische Unterschiede (Rosenbaum et al. 2023) zwischen Populationen dokumentiert werden, allerdings reichen die Unterschiede nach aktuellen Erkenntnissen nicht für eine Beschreibung von Unterarten aus.

Im CITES CoP19 Proposal Nr. 23 wurden *M. suwanniensis* und *M. apalachicola* noch als Synonym zu *M. temminckii* angesehen (CITES 2022), daher sind die beiden aktuell anerkannten *Macrochelys*-Arten implizit auf Anhang II aufgenommen worden.

Verbreitung und Lebensraum

Macrochelys spp. leben natürlicherweise in den Südstaaten der USA. Eine Übersicht über die natürliche Verbreitung und die Funde außerhalb davon geben Fuller et al. (2023).

Auch außerhalb ihres natürlichen Verbreitungsgebiets wurden Geierschildkröten in einigen Ländern Europas, in Südafrika und in Süd- und Südostasien im Freiland gesichtet (siehe z. B. GBIF Sekretariat 2022, Pleguezuelos 2002, Orueta 2003, Nehring et al. 2015, Poch et al. 2020, Esposito et al. 2022).

Da über Geierschildkröten-Funde vor Allem in bestimmten Tageszeitungen sehr spektakulär berichtet wird, und weil die tatsächliche Größe beobachteter, furchterregend aussehender, Wasserschildkröten nicht so leicht einzuschätzen ist, könnte es sich bei manchen dieser Beobachtungen auch um fehlbestimmte Schnappschildkröten (*C. serpentina*, siehe unten) handeln. *Macrochelys temminckii* wurde als „potenziell invasiv“ eingestuft und in die „Aktionsliste“ aufgenommen, was bedeutet, dass es Hinweise auf negative Auswirkungen gibt (Nehring et al. 2015). Nach dem derzeitigen Kenntnisstand kann das ökologische Risikopotenzial von Alligator-Schnappschildkröten als nicht heimische Raubtiere für aquatische Gemeinschaften in natürlichen Gewässern außerhalb ihres natürlichen Verbreitungsgebiets nicht vollständig bewertet werden. Bisher basieren die Vorkommen von Alligator-Schnappschildkröten in der EU auf Einzelfunden in Deutschland, Frankreich und auf den Kanarischen Inseln (Nehring

et al. 2015), während es keine Aufzeichnungen über etablierte, sich selbst erhaltende Populationen gibt. Spanien hat aufgrund einiger Funde im Jahr 2021 die Einfuhr vollständig verboten (Oliva-Paterna et al. 2021).

Es wurden einige Untersuchungen zur Verbreitung und zum Reproduktionspotenzial in der Natur in Südostasien durchgeführt (siehe Kobayashi 2007, Sy 2015, Lee et al. 2019), die zu einer nachvollziehbaren Bewertung ihrer Invasivität führten – die als gering eingeschätzt wurde, da es in diesen Ländern bisher keine Hinweise auf eine erfolgreiche Fortpflanzung in der Natur gibt.

Eine neue Bewertung des Invasionsrisikos und der Anfälligkeit ergab ein geringes Risiko für *M. temminckii* (weltweit), wobei der Klimawandel wahrscheinlich negative Auswirkungen auf die natürlichen Populationen haben wird. Daher ist es angebracht, die Vorkommen im Ursprungsgebiet und die Funde außerhalb des natürlichen Verbreitungsgebiets genau zu erfassen, und Schildkrötenhalter sollten im Umgang mit diesen Schildkröten geschult werden (Nerozzi et al. 2024).

Macrochelys spp. sind typische Lauerjäger, die mit geöffnetem Maul ruhig in ihrer Deckung sitzen und ihre Beute (meist Fische, aber auch kleinere Schildkröten etc.) mit Hilfe ihrer wurmartigen, beweglichen Zungenfortsätze direkt in ihr Maul locken (Hediger 1963). Daneben wird aber auch sich langsam oder gar nicht bewegendes tierisches Futter (Krebse, Muscheln, Aas) aufgenommen (Denton et al. 2023). Diese Schildkröten fressen auch sehr gerne Früchte und Nüsse, und gehen dafür ggfs. sogar an Land (Elbers & Moll 2011).

Adulte *M. temminckii* liegen meist am Grund tiefer stehender oder langsam fließender, größerer Gewässer, oft im Sumpfyypressenwald. Im Frühsommer suchen sie jedoch stärker erwärmte, flachere Zonen der Gewässer auf (Soileau et al. 2021). Jungtiere bevorzugen kleinere Gewässer, oder Seitengewässer größerer Flüsse, mit sehr viel Deckung durch Holz und hineingefallenes Laub (Spangler et al. 2021). *M. suwanniensis* scheinen generell flache Gewässer zu bevorzugen (Thomas et al. 2024).

Zumindest die ♂♂ beider Arten scheinen territorial zu sein und einander zu bekämpfen, wobei es sich eher um Komment- als um Beschädigungskämpfe zu handeln scheint (Enge et al. 2023). Die Territorien können einander jedoch überlappen. Auch die ♀♀ scheinen ihre eigenen Nistplätze gegen andere ♀♀ zu verteidigen (Thompson & Ligon 2022).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2019 (CoP19 Proposal 23). War bereits 2006 auf CITES-Anhang III aufgenommen worden.

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Besonders geschützt.

Invasive Art(en) nach § 3 BArtSchV seit 2002.

Die Gattung wurde in mehreren Bundesländern in die Gefahrtierverordnungen aufgenommen (Gebhardt-Brinkhaus 2021), und in einigen EU-Ländern sowie in der Schweiz ebenfalls Sachkunde-Zertifikats- und genehmigungspflichtig.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Gefährdet – VU (Vulnerable A1cd, assessed August 01, 1996) – gilt für beide Arten, die damals noch nicht unterschieden wurden.

Neue Gefährdungseinschätzungen für die Rote Liste der IUCN sind im Druck und sollen 2025 publiziert werden (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024):

Macrochelys suwanniensis: VU.

Macrochelys temminckii: EN.

Nutzung und Schutz innerhalb des natürlichen Verbreitungsgebiets

Beide Arten wurden im Jahr 2021 für die Listung als „bedroht“ unter dem „Endangered Species Act“ vorgeschlagen (USFWS 2022). Die endgültige Listung als gefährdete Arten wird unter den Naturschützern kritisch gesehen, da die entsprechenden Verordnungen die notwendige Erforschung des Status der einzelnen Populationen stark einschränken würden. *Macrochelys suwanniensis* bekam 2024 den Status als gefährdete Art (USFWS 2024).

Die beiden Arten waren ja bereits seit 2006 auf CITES-Anhang III gelistet, so dass der legale Export gut überwacht werden konnte. Eine Importstatistik aus Hong Kong (HKSAR 2017) weist im Anhang für das Jahr 2012 die stattliche Anzahl von 28.835 für den Tierhandel importierten *M. temminckii* aus, und auch 2013 ist diese Art mit 23.234 Lebendimporten noch unter den Top 5 Reptilienarten für Hong Kong zu finden. Eine Auswertung zum gesamten internationalen Handel in den Jahren 2020–2023 (UNEP-WCMC 2024) ergab, dass *M. suwanniensis* gar nicht im internationalen Handel registriert worden war, und dass von den 564.062 registrierten Exporten von *M. temminckii* 93 % als lebende Wildfänge klassifiziert worden waren; die Empfängerländer waren ganz überwiegend in Ostasien, und nur einige wenige Tiere waren in diesem Zeitraum nach Spanien gesendet worden.

Die Bundesstaaten der USA haben unterschiedliche Schutzbestimmungen für die *Macrochelys*-Arten. Ab etwa 1960 bis in die 1990er Jahre wurden die Schildkröten in großen Mengen für den Verzehr gefangen und das Fleisch wurde direkt vermarktet oder zu Suppenkonserven weiterverarbeitet (CITES 1997). In den meisten Bundesstaaten ist der Fang inzwischen verboten. 2022 war in Mississippi allerdings der Fang einer Schildkröte von > 24 cm Carapaxlänge pro Jahr noch erlaubt, und in Louisiana sogar der Fang einer Schildkröte pro Tag bzw. pro Fahrzeug (ohne Größeneinschränkung) – jeweils zum persönlichen Gebrauch, und natürlich nur mit Fanggenehmigung. Gemäß des CITES CoP19 Proposal Nr. 23 würden Fangbeschränkungen kaum kontrolliert werden und Schildkröten würden in unbekannter Anzahl zum Ersatz der abgängigen Zuchttiere in den Schildkrötenfarmen, und zum Verzehr, illegal gefangen. Die Aufnahme in CITES-Anhang II und die Listung unter dem Endangered Species Act soll deshalb dabei helfen die Kontrollen zu verstärken und die bestehenden nationalen Fangverbote besser durchzusetzen.

Gefährdungsfaktoren

Geierschildkröten wurden 1988 auf der Roten Liste der IUCN als „gefährdet“ eingestuft. Dieser Status wurde bei späteren Neubewertungen bestätigt. In einem der bekanntesten Bücher über *Macrochelys* spp. (Pritchard 1989) wurde bereits darauf hingewiesen, dass die übermäßige Nutzung für den Verzehr eine große Gefahr für den Erhalt dieser Schildkröten darstellt, siehe auch Sloan & Lovich (1995). Daneben wird aber auch auf die Gefährdung durch die Nutzung der Lebensräume als Freizeitgewässer oder Transportweg hingewiesen, denn die Menschen fürchten diese Schildkröten und halten deshalb die Gewässer „in Ordnung“, d. h. sie entfernen die Versteckmöglichkeiten (siehe z. B. VanDeWalle 1993). Außerdem sind diese Schildkröten auch durch Umweltverschmutzung und vor Allem durch die Anreicherung von Quecksilber bedroht (Rosenbaum 2022).

Sowohl *Macrochelys suwanniensis* als auch *M. temminckii* wurden vom U.S. Fish and Wildlife Service als gefährdete Arten eingestuft (USFWS 2020, USFWS 2021a), wobei die Schutzbestimmungen offensichtlich für den Habitat-Schutz nicht ausreichend sind (USFWS 2021b). Inzwischen gibt es viele Initiativen den Status der einzelnen Populationen zu untersuchen und zu ermitteln, ob bereits Populationsstützungsmaßnahmen mit Tieren aus Menschenobhut erforderlich sind (Voves et al. 2023).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Macrochelys</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂ haben längere Schwänze als die ♀♀, der Unterschied ist jedoch erst ab einer CL von ca. 30 cm sicher erkennbar. ♂♂ werden mehr als doppelt so schwer als die ♀♀, und alte ♂♂ bekommen oft helle Köpfe, die bei <i>M. suwanniensis</i> in der Regel deutlich gelb werden.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	Im Freiland mit 11–21 Jahren.
Paarung und Eiablagestellen	Bei den Kommentkämpfen der ♂♂ gewinnt in der Regel das größere Tier. Die ♀♀ können den Paarungsversuchen der ♂♂ leicht ausweichen, sie suchen sich den Paarungspartner aktiv aus. Die Eiablage erfolgt an recht steilen Sandbänken, oft direkt oberhalb der Hochwasserlinie. Die Eiablageplätze sind jedoch manchmal weit vom Wasser entfernt (bis zu 200 m). Die flaschenförmige Eigrube ist bis zu 17 cm tief und etwa 20 cm im Ø. Bevorzugt wird Sand, die Eiablageplätze sind meist in der Nähe von Pflanzen zu finden. Aus Gelegen, die im Sand mit Laubabdeckung, d. h. wirklich zwischen Büschen, abgelegt wurden, schlüpfen mehr ♂♂ als aus Gelegen an offeneren Sandstellen. Da manche frühere Wildflüsse schiffbar gemacht wurden, wobei auch der Uferbewuchs entfernt wurde, werden die Eiablageplätze jetzt stärker erwärmt, was auf Dauer zu einem Mangel an ♂♂ in der entsprechenden Wildpopulation führen könnte (siehe unten, Geschlechtsbestimmung).
Fortpflanzungs-saison	Paarungszeit im Freiland im Winterhalbjahr, Eiablage <i>M. temminckii</i> Mitte Mai bis Anfang Juni, <i>M. suwanniensis</i> Mitte April bis Anfang Mai. In Menschenobhut entsprechend, da die Tiere meist unter Klimabedingungen wie im Freiland gehalten und gezüchtet werden.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>M. temminckii</i> 16–52 Eier/Gelege (Ø 22,4 Eier), in der Regel 1 Gelege/Jahr. Bei Futterknappheit im Freiland kann die Fortpflanzung in einem Jahr ausfallen, bei sehr reichlicher Fütterung in Menschenobhut können selten auch zwei Gelege/Jahr abgelegt werden.

	<i>M. suwanniensis</i> : Kaum untersucht, Einzelbeobachtungen von Gelegen mit je 43 und 47 Eiern mit einer durchschnittlichen Masse von 27,9 g.
Eigröße / Schlupfgröße	Eier rundlich, 38–51,8 mm Länge, Schlüpflinge CL 42 mm und 15,1 g Masse.
Entwicklungsdauer	Im Freiland 100–140 Tage. Die Jungtiere schlüpfen im Herbst, etwa ab August. Im Inkubator bei knapp unter 30 °C etwa 100 Tage.
Geschlechtsbestimmung	Temperaturabhängig, Typ II, untere Scheiteltemperatur 24,5 °C, obere Scheiteltemperatur 27,5 °C.
Spermien-speicherung	Wahrscheinlich, aber nicht direkt beobachtet.

Haltung und Nachzucht C/B

In Europa waren Alligator-Schnappschildkröten (*Macrochelys temminckii*) recht beliebte und spektakuläre Terrarientiere in Zoos und Privatsammlungen, da sie im Sommer im Freien und im Winter in mäßig beheizten Wasserbecken gehalten werden konnten (Hediger 1962, Wer-muth 1962, Grossmann 1988, Platt 1994). In den 1970er und 1980er Jahren wurden große Mengen aus den USA nach Japan und Europa exportiert, um in Zoohandlungen und sogar in Baumärkten in Deutschland verkauft zu werden.

Schon früh wurde auch über entkommene *M. temminckii* in freier Wildbahn in Deutschland berichtet (Blumenthal 1982). In Australien gelang 1995 erstmals eine Nachzucht in Menschenobhut (Irwin & Thomson 1995), aber es konnten keine weiteren Informationen über Einfuhren nach Australien und das Schicksal dieser Schildkröten gefunden werden.

Es gibt keine Hinweise darauf, dass die Suwannee-Alligator-Schnappschildkröte (*M. suwanniensis*) wissentlich aus den USA exportiert wurde. Im Rahmen dieses Projekts konnten keine Zoos oder Halter dieser Art außerhalb Floridas gefunden werden – es ist aber wahrscheinlich, dass diese Art bei den Schildkrötenzüchtern in Florida nachgezüchtet wurde, bevor sie wissenschaftlich beschrieben wurde.

Thema	Angaben für <i>Macrochelys temminckii</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Jahreszeitlich, wahrscheinlich temperaturbedingt.
Haltungsansprüche	Die Schildkröten benötigen, entsprechend ihrer Größe und Stoffwechselaktivität, große Becken mit automatisierter, stabiler Wasserwechsellmöglichkeit. Ausgewachsene ♀♀ sollten eine Möglichkeit haben ihre Eier in einer entsprechend großen Sandkiste zu vergraben – bei guter Fütterung können auch ♀♀, die einzeln gehalten werden, Eier ausbilden. Auch für die ♂♂ sollte eine Möglichkeit, das Wasser zu verlassen, vorgesehen werden. Aufgrund der erforderlichen Beckengröße werden die Tiere auch in Zoos oft einzeln gehalten. Ob mehrere, etwa gleich große Tiere gemeinsam gehalten werden können, ist individuell verschieden. Bei Gruppenhaltung sollten die Tiere gut beobachtet werden, da Unverträglichkeiten schnell zu Verletzungen führen können. In einer Großzüchterei zum Zwecke der Auswilderung war anscheinend das Geschlechterverhältnis von knapp 1:5 (♂♂:♀♀) verantwortlich für die schlechte Befruchtungs- bzw. geringe Schlupfrate von 49 %. Empfohlen wird daher für Zuchtgruppen ein Verhältnis von 1:3 oder sogar 1:2. Neue Tiere sollten nur im Sommer zur Gruppe gesetzt werden, da dann die Verträglichkeit der vorhandenen Tiere besser sei (Van den Bussche et al. 2018).

Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Die meisten Tiere sind recht umgänglich und können auch lernen, dass sie Futter bekommen, wenn sie ein bestimmtes Verhalten zeigen. Dennoch sollten sie immer sehr mit Vorsicht behandelt werden, Sicherheitsvorkehrungen (wie Absperrgitter) können sinnvoll sein. Geierschildkröten haben eine enorme Beißkraft und können überraschend schnell sein! In manchen Tierschauen werden nur Hühnerbeine oder Fischfiletstücke verfüttert, sie sind jedoch als Alleinfutter nicht ausreichend. Um das Überwachsen des Hornschnabels zu vermeiden, ist Hartfutter wie Muscheln, große Schnecken oder größere Krebse mit Schale erforderlich, außerdem sollte etwa ein Drittel der Futtermenge als Pflanzenfutter (Süßes Obst, Beeren, aber auch hartes Futter wie angeknackte Nüsse) gereicht werden. Ob die geringe Schlupfrate in dieser Großzüchterei durch einseitige Fütterung (ausschließlich Fisch) bedingt war, konnte nicht weiterverfolgt werden.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Die Jungtiere können gemeinsam aufgezogen werden, auf ausreichend Vitamine und Mineralstoffe, und auch Ballaststoffe und Pflanzenkost, ist zu achten. Bei der Aufzucht in hartem oder alkalischem Wasser kann es zum Absterben der Schwanzspitzen kommen, daher sollte das Wasser für kleinere Jungtiere angesäuert werden.
Lebenserwartung in Haltung	In Menschenobhut 70 Jahre oder mehr, ♂♂ im Freiland zwischen 11 und 45 Jahren, ♀♀ etwas kürzer.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Bereits ab 1981 im Zoo von Tulsa erfolgreich gezüchtet (Grimpe 1987). Zucht in europäischen Zoos inzwischen sehr selten, da meist nur Einzeltiere gehalten werden und die Jungtiere auch schwierig weiter zu vermitteln wären. Das 2. Zuchtbuch der deutschen AG Schildkröten (Giebner 1998) weist bereits 27 Nachzuchttiere verschiedener europäischer Züchter und Zoos nach. Die Haltung und Zucht in Privathand ist in vielen Ländern Europas verboten – ansonsten gibt es aber einige sehr erfolgreiche Privatzüchter innerhalb Europas. Die Jungtierproduktion für die Wiedereinbürgerungsprojekte in den USA ist sehr erfolgreich.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Wenn großemäßig zusammenpassende Zuchttiere vorhanden sind, oder wenn die Tiere getrennt gehalten werden und die Paarung nur unter Aufsicht erfolgt, recht einfach.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Gering, genauere Angaben liegen nicht vor.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	In Zoos und auch bei Privatzüchtern wahrscheinlich, aber nicht publiziert. In den Zuchtfarmen in Südostasien ist die Aufzucht und der Einsatz von Nachzuchten als Zuchttiere wahrscheinlich, genauere Informationen liegen aber nicht vor. In den entsprechenden Angeboten im Internet finden sich immer wieder Hinweise darauf, dass von diesen Züchtereien auch verschiedene Farbformen (leuzistisch, hypomelanistisch, melanistisch etc.) herausgezüchtet wurden, so dass die niedlichen Jungtiere teuer als Haustiere angeboten werden können. Seit 2018 sind auch Einträge für Exporte aus den USA mit Herkunftscodes „C“ in der CITES Trade Database zu finden, und einige Zuchtfarmen im Süden der USA bestehen bereits seit den 1990er Jahren, so dass diese Angabe plausibel erscheint.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Die Zuchtfarmen in den USA sind oft immer noch keine „geschlossenen“ Systeme, denn dort werden meist Wildfänge gehalten, und der Bestand wird bei Bedarf legal oder illegal ergänzt (CITES 2022). Wie lange die adulten Tiere in den Zuchtteichen überleben, ist nicht bekannt, und die genauen Kontrollmechanismen für diese Zuchtfarmen sind, je nach Bundesstaat, nicht oder nur sehr summarisch publiziert. Dass tatsächlich, wie im CITES Proposal Nr. 23 angedeutet, Jungtiere für den Export im Freiland gefangen werden, ist wegen deren versteckter Lebensweise eher unwahrscheinlich. Auch die Nachzucht im Rahmen von Artenschutzprojekten basiert auf adulten Wildfängen. In Mexiko waren im Jahr 2022 Schlüpflinge von <i>M. temminckii</i> für 2.500 Pesos (ca. 120

	€) plus Versandkosten im Angebot. In China und den umliegenden Ländern werden ebenfalls Geierschildkröten gezüchtet (nach unbestätigten Angaben > 1.400 Zuchtfarmen alleine in China), über die dortigen Zuchtmethoden ist aber bisher nichts bekannt.
Befragungen	6 erfahrene private Züchter in Europa und den USA und zusätzlich einige Berichte über die Haltung, Angaben von 2 kommerziellen Züchter in den USA sowie von 1 Institution in den südlichen USA (Zucht zum Zweck der Auswilderung), außerdem Nachweise der Zucht in verschiedenen Zoos in der Literatur.

Geierschildkröten (*Macrochelys temminckii*) waren in Europa in den Zoos und bei Privatpersonen recht beliebte, spektakuläre Terrarientiere, da sie im Sommer draußen und im Winter in nur mäßig geheizten Wasserbecken gehalten werden konnten (Hediger 1962, Wermuth 1962, Grossmann 1988, Platt 1994). In den 1970er und 1980er Jahren wurden größere Stückzahlen aus den USA nach Japan und Europa exportiert und in Deutschland in Zoogeschäften und sogar in Baumärkten verkauft. Auch über entkommene *Macrochelys temminckii* im Freiland wurde schon früh berichtet (Blumenthal 1982).

In Australien wurden Geierschildkröten 1995 erstmalig nachgezüchtet (Irwin & Thomson 1995), aber über Importe nach Australien und das weitere Schicksal dieser Schildkröten konnten keine weiteren Informationen gefunden werden.

Es gibt keine Hinweise darauf, dass auch wissentlich Suwannee-Geierschildkröten (*M. suwanneensis*) aus den USA exportiert oder in Menschenobhut nachgezüchtet wurden. Im Rahmen dieser Studie konnten keine Zoos oder Halter dieser Art außerhalb Floridas ermittelt werden.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Apodaca, J.J., A.R. Krohn, L. Collins, J.C. Godwin, L. Pearson & A.D. Walde (2023): Population Structure and Genetic Differentiation in Extant Alligator Snapping Turtles (genus *Macrochelys*) with Implications for Taxonomy and Conservation. *Southeastern Naturalist* 22(12): 1-24.
- Ascarrunz, E. & M.R. Sánchez-Villagra (2022): The macroevolutionary and developmental evolution of the turtle carapacial scutes. *Vertebrate Zoology* 72: 29-46.
- Blumenthal, D. (1982): Eine frei lebende Geierschildkröte bei Bremen. *DATZ* 35(1): 39-42.
- CITES (1997): Inclusion of *Macrochelys temminckii* in Appendix II, in accordance with Article II 2 (a). CITES CoP10 Proposal 57: 8 pp.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Transfer of North American members (i.e., only species found in Canada and the United States of America) of the Snapping Turtle Family Chelydridae from Appendix III to Appendix II. CITES CoP19, Proposal 23: 22 pp.
- Denton, M.J., G.R. Johnston, T.M. Thomas, J.H. Waddle, S. Walls & K.M. Hart (2023): Dietary Niche of Three Omnivorous Turtle Species in a Northern Florida River: Insights from Stable Isotope Analysis. *Southeastern Naturalist* 22(12): 359-377.
- Dobie, J.L. (1971): Reproduction and growth in the alligator snapping turtle, *Macrochelys temminckii*. *Copeia* 1971(4): 645-658.
- Drummond, H. & E.R. Gordon (1979): Luring in the neonate alligator snapping turtle (*Macrochelys temminckii*): description and experimental analysis. *Zeitschrift für Tierpsychologie* 50(2): 136-152.
- Elbers, J.P. & D. Moll (2011): Ingestion by a Freshwater Turtle Alters Germination of Bottomland Hardwood Seeds. *Wetlands* 31(4): 757-761.
- Enge, K.M., T.M. Thomas, G. Brashear & J.R. Willmott (2023): Observations of Male Combat in Alligator Snapping Turtles in Florida and Georgia. *Southeastern Naturalist* 22(12): 388-392.

- Environment and Climate Change Canada (2020): Management Plan for the Snapping Turtle (*Chelydra serpentina*) in Canada. Ottawa (Species at Risk Act Management Plan Series: Environment and Climate Change Canada): 46 pp.
- Esposito, G., L. Di Tizio, M. Prearo, A. Dondo, C. Ercolini, G. Nieddu, A. Ferrari & P. Pastorino (2022): Non-Native Turtles (Chelydridae) in Freshwater Ecosystems in Italy: A Threat to Biodiversity and Human Health? *Animals* 12(16): 2057.
- Ewert, M.A., D.R. Jackson & C.E. Nelson (1994): Patterns of temperature-dependent sex determination in turtles. *Journal of Experimental Zoology* 270(1): 3-15.
- Folt, B. & J.C. Godwin (2013): Status of the Alligator Snapping Turtle (*Macrochelys temminckii*) in South Alabama with Comments on its Distribution. *Chelonian Conservation & Biology* 12(2): 211-217.
- Folt, B. & C. Guyer (2015): Evaluating recent taxonomic changes for alligator snapping turtles (Testudines: Chelydridae). *Zootaxa* 3947(3): 447-450.
- Friz, T., M. Baur & R.W. Hoffmann (2011): Zeitgemäßer Umgang mit „Problemschildkröten“ – Verwahrung, Euthanasie oder gar Nutzung zur Arterhaltung? *Marginata* 8(3): 51-55.
- Fuller, P., L.A. Somma & C. Cameron (2023): *Macrochelys temminckii* (Troost in Harlan, 1835). U.S. Geological Survey, Nonindigenous Aquatic Species Database, Gainesville, FL, <https://nas.er.usgs.gov/queries/FactSheet.aspx?speciesID=1227>, Revision Date: 12/5/2022 (Letzter Zugriff: 23.04.2024).
- GBIF Secretariat (2022): *Macrochelys temminckii* Troost, 1835. GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset <https://doi.org/10.15468/39omei> (Letzter Zugriff: via GBIF.org 30.06.2023).
- Giebner, I. (1998): Die Geierschildkröte (*Macrolemys temminckii*), Haltung und Vermehrung. *Journal der AG Schildkröten* 7(2): 22-23.
- Giebner, I. (1998): 2. Zuchtbuch der Geierschildkröte (*Macrolemys temminckii* Harlan, 1835). Teil I: Zuchtbuch. Hirschfeld (AG Schildkröten, Arbeitskreis „*Macrolemys / Chelydra*“: 11 pp.
- Giebner, I. (1998): 2. Zuchtbuch der Geierschildkröte (*Macrolemys temminckii* Harlan, 1835). Teil II: Artenportrait. Hirschfeld (AG Schildkröten, Arbeitskreis „*Macrolemys / Chelydra*“: 52 pp.
- Giebner, I. (1999): Tierbestandsliste des Arbeitskreises *Macrochelys/Chelydra* vom 31.12.1998. *Radiata* 8(2): 25-26.
- Giebner, I. (2000): Die Familie der Alligatorschildkröten (Chelydridae). Pp 69-73. In: Artner, H. & E. Meier (eds.): Schildkröten Symposiumsband: 5. Jahrestagung der Schildkrötenfreunde Österreich. Münster (Natur und Tier Verlag): 182 pp.
- Gray, J.E. (1856): *Macrochelys*. P. 200. In: Gray, J.E.: On some new species of freshwater tortoises from North America, Ceylon and Australia, in the collection of the British Museum. *Proceedings of the Zoological Society of London* 1855(23): 197-202.
- Grimpe, R. (1987): Maintenance, behavior, and reproduction of the Alligator Snapping turtle, *Macrochelys temminckii*, at the Tulsa Zoological Park. *Bulletin of the Oklahoma Herpetological Society* 12(1-4): 1-6.
- Grossmann, P. (1988): Anmerkungen zum Umgang mit Schnappschildkröten. *Sauria* 10(2): 11.
- Hackler, J.C. (2006): Assessment of genetic variation within and among natural and captive populations of alligator snapping turtles (*Macrochelys temminckii*). Stillwater (Oklahoma State University): 36 pp.
- Harrel, J.B., N.H. Douglas, M.M. Haraway & R.D. Thomas (1996): Mating behavior in captive Alligator Snapping turtles (*Macrochelys temminckii*). *Chelonian Conservation & Biology* 2(1): 101-105.
- Hediger, H. (1962): Tierpsychologische Beobachtungen aus dem Terrarium des Zürcher Zoos. *Revue Suisse de Zoologie* 69: 317-324.

- Hediger, H. (1963): Camouflaged still-fishing. Strange, wormlike lure draws turtle's prey. *Natural History* 72:18-21.
- HKSAR (2017): LCQ14: Protection of Animal Rights and Welfare. Hong Kong (The Government of Hong Kong Special Administrative Region Press Releases Wednesday, November 15, 2017). <https://www.info.gov.hk/gia/general/201711/15/P2017111500725.htm> (Letzter Zugriff: 19.11.2024).
- Hoser, R.T. (2013): An updated taxonomy of the living Alligator Snapping Turtles (*Macrochelys* Gray, 1856), with descriptions of a new tribe, new species and new subspecies. *Australasian Journal of Herpetology* 16: 53-63.
- Irwin, S. & S.A. Thomson (1995): First successful captive breeding of Alligator Snapping Turtles (*Macrochelys temminckii*) in Australia. *Thylacinus* 20(1): 6-9.
- Jackson, D.R. & T.M. Thomas (2018): *Macrochelys suwanniensis* (Suwannee Alligator snapping turtle). Reproduction. *Herpetological Review* 49(2): 321.
- Kobayashi, R. (2007): The risk of establishment of snapping turtles and alligator snapping turtles in Japan: Development of a method for monitoring exotic pet release using news articles. *Bulletin of the Herpetological Society of Japan* 2007(2): 101-110.
- Koo, K.S., S.-M. Park, J.H. Choi & H.-C. Sung (2021): New report of an alligator snapping turtle (*Macrochelys temminckii* Troost, 1835) introduced into the wild in the Republic of Korea. *BioInvasions Records* 10(1): 220-226.
- Ligon, D.B., K. Backues, B. Fillmore & D.M. Thompson (2014): Ontogeny of gonad and genital morphology in juvenile Alligator Snapping Turtle (*Macrochelys temminckii*). *Herpetological Conservation and Biology* 9(1): 146-155.
- McKeown, S. (1985): Snapping turtle hybrids available to researchers. *Notes from NOAH* 12(4): 10.
- Nehring, S., W. Rabitsch, I. Kowarik & F. Essl (2015): Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde Wirbeltiere. Bonn (BfN Skripten 409): 222pp.
- Nerozzi, I., I. Soto, G. Vimercati, C. Capinha, A.S. Tarkan, F. Kraus, P.J. Haubrock, O.S.G. Pauwels, M.A.L. Zuffi & P. Balzani (2024): Potential distribution, observed impacts, and invasion risk of two non-native snapping turtles, *Chelydra serpentina* and *Macrochelys temminckii*. *Biological Invasions* 26(9): 2883-2990.
- Oliva-Paterna, F.J., F. Ribeiro, R. Miranda et al. (2021): Lista actualizada de especies exóticas potencialmente invasoras con alto riesgo de invasión de las aguas continentales ibéricas. Murcia (LIFE INVASAQUA): 62 pp.
- Pearson, L. (2021): Distribution, abundance, and population genetics of the alligator snapping turtle (*Macrochelys temminckii*) in Mississippi. Hattiesburg (University of Southern Mississippi): Document 1935.
- Platt, S.G. (1994): The biology, status and captive propagation of the Alligator Snapping turtle (*Macrochelys temminckii*). *The Vivarium* 6(2): 22-23; 42-45.
- Pleguezuelos, J.M. (2002): Capítulo IX – Las especies introducidas de Anfibios y Reptiles, pp. 501-532. In: Pleguezuelos, J.M., R. Márquez & M. Lizana (eds.): Atlas y Libro Rojo de anfibios y reptiles. Madrid (Dirección General de Conservación de la Naturaleza-Asociación Herpetológica Española): 587 pp.
- Poch, S., P. Sunyer, G. Pascual, D. Boix, M. Campos, E. Cruset, C. Feo-Quer, M.A. Fuentes, A. Molina, A. Porcar, I. Perez-Novo, Q. Pou-Rovira, S. Ramos & D. Escoriza (2020): Alien chelonians in north-eastern Spain: new distributional data. *Herpetological Bulletin* 40(151): 1-5.
- Praschag, R. (2021): *Macrochelys temminckii* – Erlebnisse und Erfahrungen mit Geierschildkröten Teil 1. *Marginata* 18(4): 46-56.

- Praschag, R. (2022): *Macrochelys temminckii* – Erlebnisse und Erfahrungen mit Geierschildkröten Teil 2. *Marginata* 19(1): 36-47.
- Pritchard, P.C.H. (1989): The alligator snapping turtle. Biology and conservation. Milwaukee, WI (Milwaukee Public Museum): 104 pp.
- Rogner, M. (1984): Zur Lebensweise der Alligatorschildkröten (Teil 1). *DATZ* 37(2): 71-73.
- Rogner, M. (1984): Zur Lebensweise der Alligatorschildkröten (Teil 2). *DATZ* 37(3): 114-115.
- Roman, J., S.D. Santhuff, P.E. Moler & B.W. Bowen (1999): Population Structure and Cryptic Evolutionary Units in the Alligator Snapping Turtle *Macrochelys temminckii*. *Conservation Biology* 13(1): 135-142.
- Rosenbaum, D. (2022): Detection, Occupancy, Abundance, and Mercury Accumulation of the Alligator Snapping Turtle (*Macrochelys temminckii*) in Texas. Nacogdoches, TX (Stephen F. Austin State University): 123 pp.
- Rosenbaum, D., C.S. Adams, D. Saenz & M. Schalk (2023): Supramarginal Scute Count of Alligator Snapping Turtles (*Macrochelys temminckii*) in Texas, USA. *Herpetological Review* 54(2): 181-184.
- Sardina, K.E. (2018): Increasing Alligator Snapping Turtle Head-Starting Success through Housing Enrichment and Inoculation of Hatchlings with Digestive Microbiota. Springfield (Missouri State University): 70 pp.
- Sloan, K. & J.E. Lovich (1995): Exploitation of the Alligator Snapping turtle, *Macrochelys temminckii*, in Louisiana: a case study. *Chelonian Conservation & Biology* 1(1): 221-222.
- Sloan, K.N., K.A. Buhlmann & J.E. Lovich (1996): Stomach contents of commercially harvested adult Alligator snapping turtles, *Macrochelys temminckii*. *Chelonian Conservation & Biology* 2(1): 96-99.
- Soileau, K., L. Yarbrough, E. Rivenbark, B. Firmin, K. London, S. DeMay, H. Waddle, C. McGowan & A. Lawson (2021): Species Status Assessment for the Alligator Snapping Turtle (*Macrochelys temminckii*). Atlanta, GA (The U. S. Fish and Wildlife Service, Version 1.2): 218 pp.
- Spangler, S.J., D.M. Thompson, B.M. Fillmore, R. Simmons, K. Graves & D.B. Ligon (2021): Observations of Movement Patterns and Habitat Associations of Hatchling Alligator Snapping Turtles (*Macrochelys temminckii*). *Herpetological Conservation and Biology* 16(2): 461-470.
- Sy, E. (2015): Checklist of exotic species in the Philippine pet trade, II Reptiles. *Journal of Nature Studies* 14(1): 66-93.
- Thế Giới Rùa (2023): Hybrid Mexican x Alligator. <https://www.facebook.com/reel/298774515781987> (Letzter Zugriff: 09.09.2023)
- Thomas, T.M. (2013): Population Status, Distribution, and Home Range of the Alligator Snapping Turtle (*Macrochelys temminckii*) in the Suwannee River, Florida. Gainesville (University of Florida): 72 pp.
- Thomas, T.M., K.M. Enge, E. Suarez & G.R. Johnston (2022): Population Status of the Suwannee Alligator Snapping Turtle (*Macrochelys suwanniensis*) in the Suwannee River, Florida. *Chelonian Conservation & Biology* 21(1): 2-10.
- Thomas, T.M., K.M. Enge, E. Suarez, P. Schueller, B. Bankovich & E.H. Leone (2024): Home Range and Habitat Selection of the Suwannee Alligator Snapping Turtle (*Macrochelys suwanniensis*) in the Suwannee River, Florida. *Chelonian Conservation & Biology* 22(2): 146-155.
- Thomas, T.M., M.C. Granatosky, J.R. Bourque, K.L. Krysko, P.E. Moler, T. Gamble, E. Suarez, E. Leone & J. Roman (2014): Taxonomic assessment of Alligator Snapping Turtles (Chelydridae: *Macrochelys*), with the description of two new species from the southeastern United States. *Zootaxa* 3786(2): 141-165.

- Thompson, D.M., R. Fillmore, B.M. Fillmore, K.G. Graves & D.B. Ligon (2019): Reproductive Investment Patterns in a Captive Population of Alligator Snapping Turtles (*Macrochelys temminckii*). *Herpetologica* 75(4): 280-289.
- Thompson, D.M. & D.B. Ligon (2022): *Macrochelys temminckii* (Alligator Snapping Turtle). Agonistic interactions and nesting. *Herpetological Review* 53(1): 123.
- Thompson, D.M., D.B. Ligon, B.S. Edmond, S.J. Spangler, B.M. Fillmore, K.G. Graves & M. Lovern (2023): Reproductive Cycles of Alligator Snapping Turtles (*Macrochelys temminckii*). *General and Comparative Endocrinology* 341: 114310.
- Troost, G. (1835): *Chelonura temminckii*. p. 158. In: Harlan, R.: Medical and Physica Researches or Original Memoires in Medicine, Surgery, Physiology, Geology, Zoology, and Comparative Anatomy. Philadelphia (L.R. Bailey): 653 pp.
- Tucker, A.D. & K.N. Sloan (1997): Growth and reproductive estimates from alligator snapping turtles, *Macrochelys temminckii*, taken by commercial harvest in Louisiana. *Chelonian Conservation & Biology* 2(4): 593-596.
- UNEP-WCMC (2024): Overview of international trade in United States turtle species 2000-2023. Cambridge (UNEP-WCMC Technical Report): 59 pp.
- USFWS (2020): Species status assessment report for the Suwannee alligator snapping turtle (*Macrochelys suwanniensis*), Version 1.1. July 2020. Atlanta, GA (U.S. Fish and Wildlife Service): 104 pp.
- USFWS (2021a): Species status assessment report for the alligator snapping turtle (*Macrochelys temminckii*), Version 1.2. March 2021. Atlanta, GA (U.S. Fish and Wildlife Service): 199 pp.
- USFWS (2021b): Endangered and Threatened Species: 12 Month Petition Finding and Threatened Species Status with 4(d) Rule for Suwannee Alligator Snapping Turtle: Comments on Rule. Atlanta, GA (U.S. Fish and Wildlife Service): 2 pp.
- USFWS (2022): Alligator snapping turtle (*Macrochelys temminckii*). In: U.S. Fish & Wildlife Service ECOS Environmental Conservation Online System Species Reports <https://ecos.fws.gov/ecp/species/4658> (Letzter Zugriff: 02.07.2023).
- USFWS (2024): Endangered and Threatened Wildlife and Plants; Threatened Status for the Suwannee Alligator Snapping Turtle with a Section 4(d) Rule. *Federal Register* 89(124) June 27, 2024: 53507-53528.
- Van den Bussche, R.A., D.M. Thompson & M. Lovern (2018): The Influence of Behavior, Physiology, and Genomics on the Reproductive Success of Alligator Snapping Turtles. Oklahoma City (Oklahoma Department of Wildlife Conservation Final Performance Report): 31 pp.
- VanDeWalle, T.J. (1993): The impact of stream modification on the distribution of riverine turtles in Iowa. Des Moines (Drake University): 56 pp.
- Wermuth, H. (1962): Alligatorschildkröten. *DATZ* 15(6): 184-186.

Beate Pfau (01.05.2024)

Chelydra Schweigger, 1812

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Chelydra acutirostris</i> ⁵	Peters, 1862	Südamerikanische Schnappschildkröte	South American snapping turtle Tortuga pimpano, tortuga lagarto de Sudamérica, tortuga mordedora costera sudamericana, tortuga pímpano, báchara, bache, guáchara, guachí, icotea caimana, icotea guáchara, mordedora, mordelona, tortugaña, talmana, ba-sch, ba-chí	selten
<i>Chelydra rossignonii</i>	(Bocourt, 1868)	Mittelamerikanische Schnappschildkröte	Central American snapping turtle Tortuga mordedora espinosa, chiquiguao, servengue, tortuga lagarto, tortuga satán, tortuga toro, sambunango, zambundango	selten
<i>Chelydra serpentina</i>	(Linnaeus, 1758)	Nordamerikanische Schnappschildkröte	North American snapping turtle Tortuga lagarto común, tortuga mossegadora	ja

Schnappschildkröten sind unverkennbar mit ihrem langen Schwanz, der meist so lang ist wie der Panzer.

Die Augen sind an der Seite des Kopfes weit oben angeordnet, die Schnauze ist von oben gesehen ziemlich spitz. Der Oberkiefer hat nur einen schwachen Haken, der Haken am Unterkiefer ist jedoch deutlich erkennbar. Die Zunge ist glatt, ohne den bei dem *Macrochelys*-Arten so auffallenden wurmartigen Fortsatz, denn *Chelydra* sind keine spezialisierten Lauerjäger, sondern sie jagen ihre Beutetiere aktiv.

⁵ Nur die nordamerikanische Schnappschildkröte, *Chelydra serpentina*, wurde in den CITES-Anhang II aufgenommen (wegen der angeblichen Ähnlichkeit ihres Aussehens mit *Macrochelys temminckii*). Die beiden anderen Schnappschildkröten-Arten, *C. acutirostris* und *C. rossignonii*, sind in der Tat nicht leicht von *C. serpentina* zu unterscheiden und werden ebenfalls international gehandelt. Daher werden sie hier mit einbezogen.

Auf dem Carapax junger Schnappschildkröten sind drei Kiele auf den Vertebral- bzw. Costalschildern zu erkennen, die flacher werden und im Alter schließlich ganz verschwinden. Das Plastron ist starr, reduziert und kreuzförmig, die Beinöffnungen sind groß. Die Vorderbeine sind kürzer als die Hinterbeine, die Vorderfüße haben fünf Krallen, während an den Hinterfüßen nur vier Krallen zu erkennen sind (Medem 1977).



Abb. 18: Unterscheidungsmerkmale der *Chelydra*-Arten

- a *Chelydra acutirostris*, Ecuador (F. Grünwald)
- b *C. rossignonii*, adult, Mexiko (E. Reyes-Grajales)
- c *C. serpentina*, adultes ♀ vor der Eiablage, Maryland, USA. Man erkennt, dass der hintere Panzerrand fast glatt ist und nur flache Zacken oberhalb des Schwanzes aufweist (B. Pfau)
- d *C. serpentina* altes Tier mit inzwischen völlig glattem Carapax. Aufgenommen in Maryland, USA (B. Pfau)
- e *C. serpentina*, Haken am Unterkiefer, nicht am Oberkiefer, Georgia, USA (B. Pfau)
- f *C. rossignonii* bei der Eiablage, Fundtier, Spanien. (J. Soler).

Morphologie und Taxonomie

Die Schnappschildkröte galten lange als monotypische Art, *Chelydra serpentina*, mit vier Unterarten. Erst 1996 wurden *C. acutirostris* und *C. rossignonii* als eigene Arten anerkannt (Phillips et al. 1996), die relativ nahe mit einander verwandt sind und einander auch ähneln.

Chelydra acutirostris – Die Südamerikanische Schnappschildkröte besitzt meist zwei Paar Kinnbarteln, in Ausnahmefällen jedoch bis zu sechs. Die Barteln haben weiße Spitzen oder sind komplett weiß. Ihr Oberkiefer steht über dem Unterkiefer deutlich vor. Die Hautanhänge am Hals sind niedrig und abgerundet oder zylinderförmig. Die Haut der Weichteile ist oft recht dunkel gefärbt, der Carapax ist manchmal rostrot (Medem 1977), meist aber zimtbraun bis dunkelbraun, und das Plastron hell gelblich-braun (Rueda-Almonacid et al. 2007). Der Plastron-Vorderlappen ist > 40 % der Carapax-Länge, bei den ♂♂ ist der Hinterlappen des Plastrons kürzer und schmaler als bei den ♀♀ (Grünewald 2008). Bei Jungtieren von *C. acutirostris* ist ein breiter, heller, oft dunkel eingefasster Postorbitalstreif zu erkennen. Der Carapax frischer Schlüpflinge ist kaffeebraun bis schwarz, die Plastron-Grundfarbe ist gelblich (Medem 1977) oder rötlich (Grünewald 2008), immer mit auffallenden, oft sehr unregelmäßigen, dunklen Flecken. Dies ist die kleinste *Chelydra*-Art, die ♂♂ erreichen im Freiland 41,0 cm CL, die ♀♀ 39,1 cm (Turtle Taxonomy Working Group 2021). Das größte im Freiland gemessene Tier, aus Ecuador, hatte eine CL von 42,7 cm (Pritchard 2006). In Menschenobhut können die Tiere größer werden, ein ♂ im Parque Historico von Guayaquil erreichte sogar 48 cm, allerdings gemessen über die Panzerwölbung (Grünewald 2008).

Chelydra rossignonii – Die Yucatán-Schnappschildkröte ist an den auffälligen, langen und verbreiterten Hautanhängen am Hals erkennbar, so dass sie von vorne gesehen zottelig wirkt. Zwei bis drei Paar Kinnbarteln, ein Paar davon oft auffällig hell gefärbt und lang, etwa wie der Augenhöhlendurchmesser. Der helle Postorbitalstreif der jüngeren Tiere ist schmal. Die Carapax-Färbung ist variabel, oft jedoch rotbraun; die Tiere aus dem Süden des Verbreitungsgebiets sollen einen eher „goldfarbenen“ Panzer und kleinere Kinnbarteln haben. Der Plastron-Vorderlappen ist > 40 % der Carapax-Länge.

Im Mittel etwas größer werdend als *C. acutirostris*, CL: ♂♂ bis 47,0 cm, ♀♀ bis 33,0 cm (Legler & Vogt 2013).

Chelydra serpentina – Bei der nordamerikanischen Schnappschildkröte ist der Carapax hell oder dunkel graubraun oder olivfarben ohne rötlichen Ton. Der Vorderlappen des Plastrons ist < 40 % der gesamten Plastronlänge. *Chelydra serpentina* hat nur zwei deutliche Kinnbarteln. Auch bei Jungtieren ist meist kein deutlicher Postorbitalstreifen vorhanden.

Die nordamerikanische Schnappschildkröte wird größer als die anderen beiden Arten: CL der ♂♂ bis 50,3 cm, der ♀♀ bis 39,0 cm (Turtle Taxonomy Working Group 2021).

Stejneger (1918) hatte die Unterart *C. s. osceola* aus Florida und den angrenzenden Gebieten anhand der weiter cranial liegenden Erhöhungen auf den Wirbelschildern, sowie der größeren Anzahl von Hautschuppen zwischen Augenhöhle und der weichen Halshaut beschrieben. Das Hauptunterscheidungsmerkmal der beiden Unterarten sollten jedoch die Hauttuberkel im Nacken sein, die bei *C. s. osceola* eher kegelförmig, bei *C. s. serpentina* eher rundlich-warzenförmig sein sollten. Genauere morphologische und morphometrische Untersuchungen belegten jedoch kontinuierliche Übergänge in den Merkmalen, und auch genetische Untersuchungen zeigten so wenige Unterschiede, dass eine Unterartabgrenzung nicht sinnvoll erscheint (Feuer 1971, Phillips et al. 1996, Shaffer et al. 2008).

Verbreitung und Lebensraum

Verbreitung

Chelydra acutirostris: Eine Population kommt von Honduras bis Nicaragua vor, eine davon etwas abgetrennte zweite Population von Costa Rica über Panama und die Westküste Kolumbiens (Antioquia, Cauca, Chocó, Córdoba, Nariño, Quindío und Valle del Cauca) bis ins westliche Ecuador (Bolívar, Cañar, Cotopaxi, El Oro, Esmeraldas, Guayas, Imbabura, Los Rios, Manabí, Pichincha und Santo Domingo de los Tsáchilas) (Carr & Almendáriz 1990, Sandoval & Arteaga 2023). Typuslokalität: „Guayaquil“ [Ecuador]. Höhenverbreitung vom Meeresspiegel bis 1.761 ü. NN (Popayán, Departamento de Cauca) (Young-Valencia et al. 2021).

Chelydra rossignonii: Mexiko (Oaxaca, Veracruz, Tabasco, Campeche, Chiapas), Belize, Guatemala, NE Honduras, und auch auf der Insel Utila (Zusammenfassung der Verbreitungsangaben aus der Literatur siehe Uetz et al. 2024). Typuslokalität: Marais de Pansos, in der Nähe des Rio Polochie (Guatemala).

Chelydra serpentina: Vom Süden Kanadas über den Osten der USA (westwärts bis etwa an die Rocky Mountains) bis Texas und an den Golf von Mexiko. Die für Florida beschriebene Unterart *C.s. osceola* ist nicht mehr anerkannt. Die Fundnachweise für Mexiko, bei Brownsville, beruhen wahrscheinlich auf ausgesetzten Tieren. Ausgesetzte Einzeltiere oder auch reproduzierende Populationen wurden auch für verschiedene Bundesstaaten der USA außerhalb des natürlichen Verbreitungsgebiets beschrieben, ebenso in Kanada, in der Provinz British Columbia (Fuller et al. 2023). Für China, Japan und Thailand sind ebenfalls schon reproduzierende Populationen beschrieben, es kommen aber ständig neue Funde aus allen Teilen der Welt hinzu (GBIF Secretariat 2022). Die Art wird in China auch erfolgreich in großen Mengen gezüchtet. Tian et al. (2016) geben 8 Millionen Tiere in Haltung und > 4,5 Millionen Schlüpflinge pro Jahr für die chinesischen Zuchtfarmen an.

In der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung wird *Chelydra serpentina* als „Potenziell invasive Art – Handlungsliste“ eingestuft. Es sind keine etablierten Vorkommen in Europa bekannt, aber ausgesetzte oder entkommene Tiere mit kurzfristigem Fortpflanzungserfolg wurden in Deutschland, Österreich und Spanien beobachtet (Nehring et al. 2015). Eine neuere Untersuchung (Ferri et al. 2024) der Vorkommen in Frankreich und Spanien zeigte, dass viele Schildkröten kurz nach Inkrafttreten von Haltungs- bzw. Handelsverboten in der Nähe bekannter Reptilienbörsen-Standorte ausgesetzt worden waren.

Aufgrund verschiedener biologischer Parameter, z. B. der Ähnlichkeit bestimmter klimatischer Parameter in Wetterstationen im Herkunftsgebiet und im Importland, mangelnder Scheu vor dem Menschen, großer Jungtieranzahl pro Jahr etc. wurde das Risiko, dass sich *Chelydra serpentina* aus dem Tierhandel in verschiedenen europäischen Ländern etablieren könnte, als „schwerwiegend“ eingeschätzt (Kopecký et al. (2013), vgl. auch die Interpretation von Einzel-funden in Esposito et al. (2022) oder Kalaentzis et al. (2023)). Eine genauere Untersuchung der Vorkommen von *Chelydra serpentina* in Frankreich und eine Einschätzung der Gefährdung der Ökosysteme durch entkommene Schnappschildkröten ist in der Master-Arbeit von Maucarrée (2016) enthalten – die Schnappschildkröte hat sich in Frankreich zwar an mehreren Stellen bereits etabliert und reproduziert, aber ob dies negative Auswirkungen auf das Ökosystem hat, ist bisher noch nicht bekannt. Natürlich sollte die vorhandene Meldepflicht für Schnappschildkröten in Menschenobhut in Frankreich auch durchgesetzt werden, aber ob die freilebenden Tiere abgeschossen oder z. B. eingefangen und eingeschläfert werden müssen, kann

erst dann entschieden werden, wenn wirklich klar ist, ob sie die Lebensgemeinschaft im jeweiligen Gewässer negativ beeinflussen oder tatsächlich eine Gefahr für den Menschen darstellen.

Eine neue Bewertung des Invasionsrisikos und der Gefährlichkeit für den Menschen und auch für die jeweilige einheimische Tierwelt ergab für *C. serpentina* (weltweit) ziemlich niedrige Werte, d. h. der manchmal vorherrschende Alarmismus ist nicht angebracht. Die Vorkommen außerhalb des Herkunftsgebiets sollten jedoch genau überwacht werden, und die Schildkröten-Halter sollten unbedingt im Umgang mit diesen Schildkröten geschult werden (Nerozzi et al. 2024).

Lebensraum

Chelydra acutirostris: Verschiedenartige Gewässer (Seen, Lagunen, Sümpfe, Altarme, Teiche, kleine Bäche, Rückstau- und Überschwemmungsgebiete, Flüsse und Bäche). Die Tiere verstecken sich gerne in Laubresten am Gewässergrund. Gräbt sich ggf. zur Ästivation (in Kolumbien Juli bis Oktober) am Land ein.

1–35 % der aufgenommenen Nahrung besteht aus Fischen (Acuña-Mesén 1993). Daneben nimmt sie natürlich auch Krebse, Krabben, Weichtiere, Regenwürmer, Insekten, Frösche, Schildkröten-Schlüpflinge, Schlangen, Vögel und kleine Säugetiere, sowie Aas und Wasservegetation auf (Medem 1977, Mosquera & Murillo 2003, Rueda-Almonacid et al. 2007, Múnera & Regalado 2009, Arango et al. 2017, Young-Valencia et al. 2017, Young-Valencia et al. 2021).

Chelydra rossignonii: An den sumpfigen Rändern flacher Stillgewässer sowie in schlammigen, langsam fließenden kleineren Flüssen, die oft mit Wasserhyazinthen bedeckt sind. Diese Schildkröten sind daher schwer zu entdecken, und in diesen Gewässern ist das Aufstellen von Schildkrötenfallen auch nicht so einfach. Diese Art galt im Vergleich zu *C. serpentina* schon immer als ziemlich selten (Moll & Dodd 1985, Legler & Vogt 2013).

Chelydra serpentina: Die nordamerikanischen Schnappschildkröten kommen in allen Arten von stehenden oder langsam fließenden, meist trüben, Gewässern mit Schlammboden vor. Adulte Tiere leben auch längere Zeit im nahrungsreichen Brackwasser von Flussmündungen. Sie können auch kürzere Zeit im reinen Meerwasser überleben und sind wohl so zu den verschiedenen Inseln gelangt, auf denen die Art inzwischen gefunden wird. Jungtiere sind allerdings auf Süßwasser angewiesen und bevorzugen deckungsreiche, kleinere Gewässer. Die Tiere halten sich bevorzugt im flachen Wasser auf, > 2,5 m Wassertiefe werden kaum mehr Schnappschildkröten beobachtet. Trächtige ♀♀ sonnen sich auch außerhalb des Wassers auf Treibholz oder am Ufer, aber meist treiben die Tiere zum Sonnen wenige cm unter der Wasseroberfläche. Im Winter kann man die Schildkröten sogar unter einer geschlossenen Eisschicht bei derartigen Sonnenbädern beobachten. Bei Temperaturen oberhalb von 7 °C können die Tiere auch, meist nachts, über Land wandern, und manche ♀♀ suchen jedes Jahr bestimmte Nistplätze auf, die > 10 km von ihrem Heimatgewässer entfernt sein können. Die Tiere sind im Sommer territorial, können aber an geeigneten Stellen, im Schlamm eingegraben, gemeinsam überwintern (Graves & Anderson 1987).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Chelydra serpentina wurde 2023 auf CITES-Anhang II aufgenommen (CoP19 Proposal 23). *Chelydra* spp. waren 2016 (also zehn Jahre später als die *Macrochelys*-Arten) auf Anhang III gesetzt worden.

Durch die Aufnahme von *C. serpentina* auf Anhang II entfällt die damalige implizite CITES-Listung für *C. acutirostris* und *C. rossignonii* seit 2023. Diese beiden Arten sind dem entsprechend aktuell nicht auf den Anhängen der EU-Verordnung / dem Bundesartenschutzgesetz enthalten.

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Besonders geschützt.

Invasive Art nach § 3 BArtSchV seit 2002.

In mehreren Bundesländern in die Gefahrtierverordnungen aufgenommen (Gebhardt-Brinkhaus 2021), und in einigen EU-Ländern sowie in der Schweiz ebenfalls Sachkunde-Zertifikats- und genehmigungspflichtig.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Chelydra acutirostris: Potenziell gefährdet (NT) auf der TFTSG Provisional Red List (van Dijk et al. 2011).

Chelydra rossignonii: Potenziell gefährdet – NT (Near Threatened a A2cd + A4c, assessed July 07, 2023).

Chelydra serpentina: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed August 02, 2010).

Für viele amerikanische Schildkrötenarten, u. A. für *C. acutirostris* und *C. rossignonii* wurde 2024 eine Neubewertung erstellt (Einladung zu den Workshops siehe IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 2023 und Stanford & Rhodin 2023). Die Gefährdungseinschätzung der drei *Chelydra*-Arten für die Rote Liste der IUCN soll 2025 publiziert werden (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024). Die *Chelydra*-Arten werden dann in folgende Kategorien eingeordnet:

Chelydra acutirostris: NT

Chelydra rossignonii: NT

Chelydra serpentina: LC.

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Chelydra acutirostris:

Ecuador

Gefährdet (VU, Carillo et al. 2005)

Kolumbien

Vorwarnliste (NT, Morales-Betancourt et al. 2015), geringe Priorität für Schutzmaßnahmen (Forero-Medina et al. 2016).

Chelydra rossignonii (wird unter *C. serpentina* geführt):

Mexiko

Besonders geschützt (Pr, SEMARNAT 2019). Diese Verordnung kann nur mit Hilfe eines formalen Antrags aktualisiert werden, aber bisher wurde ein solcher noch nicht eingereicht. *C. rossignonii* wurde mit der ökologischen Anfälligkeitsbewertung (EVS – Environmental Vulnerability Score) als stark gefährdet eingestuft (Wilson et al. 2013). Der aktuelle Status der Populationen und die Tendenz der Bestandsentwicklung sind unbekannt. Gleichzeitig gilt aber *C. serpentina* s. str. in Mexiko als invasiv (CONABIO 2017).

Die anderen Herkunftsländer der drei Arten haben keine Roten Listen, bzw. die *Chelydra*-Arten wurden dort nicht betrachtet.

Nutzung und Schutz innerhalb des natürlichen Verbreitungsgebiets

Chelydra serpentina:

In den USA ist der Fang für den Eigenbedarf meist unbeschränkt erlaubt, lediglich der Fang für kommerzielle Zwecke muss genehmigt werden. Der Fang unterliegt aber in den meisten Bundesstaaten einer Größenbeschränkung, d. h. es dürfen nur Schildkröten gefangen werden, die z. B. eine CL > 30 cm haben – man entnimmt also gezielt reproduzierende Alttiere, so dass die Schildkrötenpopulationen in diesen Bundesstaaten irgendwann doch gefährdet werden (Colteaux & Johnson 2017). Die Art war seit 2016 im CITES-Anhang III aufgeführt, sodass legale Exporte überwacht werden konnten. Eine Auswertung des internationalen Handels in den Jahren 2020–2023 (UNEP-WCMC 2024) ergab, dass von den 11.118.278 registrierten Exporten nur 11 % als lebende Wildfänge eingestuft und die Hälfte der Tiere bereits als „gefarmt“ klassifiziert wurde; die Empfängerländer lagen in Ostasien. Die LEMIS-Datenbank enthält für diesen Zeitraum auch Einträge für insgesamt 3.958 kg Fleisch und 2.700 Eier. Seit 2020 ist der Export dieser Schildkröten fast gänzlich zum Erliegen gekommen. Schnappschildkröten werden innerhalb der USA immer noch gerne gegessen. Im Internet gibt es viele Anleitungen zum Fang, zum Töten und Ausnehmen, und natürlich zur Zubereitung. In der Regel wird eine Art Suppe oder Eintopf daraus gekocht, wobei die noch unbeschalteten Eier als besondere Delikatesse erst zum Schluss zugegeben werden, d. h. dafür werden bevorzugt ♀♀ gefangen. In den USA wird das Fleisch aber manchmal auch gegrillt oder frittiert, und dafür sind die größeren ♂♂ besonders beliebt. Spezialisierte Versandmetzgereien bieten tiefgefrorenes Schnappschildkrötenfleisch mit Knochen, entbeintes Fleisch, Hackfleisch und verschiedene Wurstsorten aus Schildkrötenfleisch an. Auch tiefgekühlte Schnappschildkröteneier gibt es im Versand. Besondere Organe, z. B. Schildkrötenpenis, kann man bei diesen Metzgereien vorbestellen.

In Kanada ist der Fang für kommerzielle Zwecke verboten, manchmal werden aber auch hier Schildkröten für den Eigenbedarf geangelt oder mit Reusenfallen gefangen.

Chelydra acutirostris und *C. rossignonii*:

In Mittel- und Südamerika werden die heimischen Schnappschildkröten ebenfalls gefangen und in der Suppe bzw. im Eintopf gegessen. Auf dem Markt wird aber eher das Fleisch von nordamerikanischen Schnappschildkröten, die in speziellen Aufzuchtbetrieben großgezogen wurden, angeboten. Die einheimischen Arten werden manchmal aber in kleineren, oft nicht legalisierten, Zuchtbetrieben vermehrt und die Jungtiere werden als Haustiere verkauft und dann, wenn sie nicht mehr so niedlich sind, oft für den Eigenbedarf gemästet und schließlich geschlachtet (Grünewald 2008, Legler & Vogt 2013, Ramírez-González & Canseco-Márquez 2015). Auch die Eier sind als Nahrungsmittel begehrt, und manche indigenen Gemeinschaften nutzen Schnappschildkröten als Naturmedizin (Montuy Pozo et al. 2019, Lasso & Morales-Betancourt 2021).

Für *Chelydra rossignonii* wurde 2008 ein Arterhaltungszuchtprogramm in einer Unidad de Manejo (UMA) in Mexiko aufgesetzt, und im ersten Jahr wurden 119 Eier inkubiert, woraus 15 Jungtiere geschlüpft sind. Ein Untersuchungsbericht über die Bedingungen für die Nachzucht in dieser UMA (Ruiz López 2011) liest sich recht ernüchternd, und neuere Informationen über Artenschutz- oder gezielte Nachzuchtprojekte waren nicht zu finden. Zenteno Ruiz et al. (2019) führen für Tabasco noch fünf lizenzierte UMAs auf, die *Chelydra rossignonii* züchten, Contreras Hernandez (2021) nur noch drei (und zusätzlich eine, die *C. serpentina* angegeben hat), wobei die produzierten Schildkröten in der Regel an Fleischereien oder Restaurants abgegeben werden. Schnappschildkröten sind in Mexiko teuer, und das Secretaría de Cultura in Tabasco gibt pro adulter Schnappschildkröte für 2022 sogar einen Buchwert von \$1.800 MXN (ca. 100 €) an.

Im Internet (Facebook-Einträge von 2015) finden sich Hinweise darauf, dass in kleinen Zuchtbetrieben in Mexiko absichtlich *C. rossignonii*-♂♂ mit *C. serpentina*-♀♀ verpaart wurden, weil diese ja mehr Eier legen. Die Mischlinge haben die hellere Panzerfärbung von *C. rossignonii* geerbt und wurden dann exportiert und in Südostasien als *C. rossignonii* „Lokalform aus Veracruz“ verkauft. Ob es für diese Schildkröten auch einen Binnenmarkt in Mexiko gibt, konnte nicht ermittelt werden.

Auf Anfrage stellte die Wissenschaftliche CITES-Behörde Mexikos (Muñoz Lacy 2023) folgende Angaben zu unseren Fragen zur Verfügung: Die National Commission for the Knowledge and Use of Biodiversity (CONABIO) in Mexiko hat mitgeteilt, dass 2023 für *C. rossignonii* fünf UMAs und fünf PIMVS (Predios e Instalaciones que Manejan Vida Silvestre, siehe Glossar) beim Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT) registriert waren, für die profitablere *C. serpentina* dagegen sogar 15 UMAs und 23 PIMVS, wobei nicht alle diese Betriebe auch züchten. Die ursprünglichen Zuchttiere von *C. serpentina* scheinen 2014 und 2015 aus den USA importiert worden zu sein, SEMARNAT verzeichnet 14.000 lebende Tiere – diese Importe sind ebenfalls nicht in der CITES Trade Database enthalten.

In den Jahren 2013–2022 wurden von zwei UMAs insgesamt 5.217 lebende *Chelydra rossignonii* mit CITES-Permits exportiert, davon 2015 18 Tiere in die USA und alle anderen nach China. Im gleichen Zeitraum haben vier UMAs 1.335 lebende *C. serpentina* exportiert, davon 30 Tiere im Jahr 2019 nach Korea, und alle anderen ebenfalls nach China. Eine dieser UMAs ist für beide Arten lizenziert (Muñoz Lacy 2023). Warum diese Exporte nicht in der CITES-Datenbank aufzufinden sind, und warum stattdessen 2017–2018 insgesamt 300 lebende *C. ser-*

pentina als Exporte von Mexiko nach Frankreich und für 2021 noch 112 Exporttiere nach Spanien und 2022 ebenfalls 112 Tiere nach Frankreich, jeweils mit Herkunftssode C, in dieser Datenbank verzeichnet sind, konnte nicht geklärt werden.

In Frankreich wurden bisher nur *Chelydra serpentina* im Zoohandel angeboten, die Fotos davon sind nicht nachbestimmbar. In Spanien werden in den letzten Jahren immer wieder, unabhängig von den Haltungsbedingungen, Schnappschildkröten mit verhältnismäßig heller, rötlicher, Carapax-Färbung beobachtet (J. Soler, pers. Mitteilung aus der Auffangstation CRARC in Masquefa, Katalonien) oder auch, teilweise als Nachzuchten, auf den üblichen Verkaufsplattformen angeboten. Bei den bisher nachbestimmten rötlichen Tieren aus Spanien handelt es sich um *C. rossignonii* (E. Reyes-Grajales pers. Mitt.), Mischlinge mit *C. serpentina* wurden dort bisher nicht beobachtet.

Gefährdungsfaktoren

Die größten Bedrohungen für alle Schnappschildkröten-Arten sind die Trockenlegung und Umwandlung von Wasser- oder Uferhabitaten für städtebauliche Zwecke, Habitatfragmentierung, illegaler Holzeinschlag, Abbrennen der ursprünglichen Vegetation zur Gewinnung von Ackerland, absichtlicher und unbeabsichtigter Fang in Reusen bzw. Verletzungen durch verschluckte Angelhaken, und auch der Verlust sehr vieler Gelege durch vom Menschen geförderte Prädatoren. Auch die Gewässerverschmutzung und Verletzungen durch Boote, sowie Verluste im Straßenverkehr, spielen eine Rolle.

Für *Chelydra rossignonii* ist sicherlich auch der Fang für den illegalen Handel eine Bedrohung, aber das Ausmaß ist schwer einzuschätzen, da systematische Durchsuchungsaktionen bei den Zwischenhändlern schwer zu organisieren sind. Sicherlich spielen auch echte oder vorge-täuschte Beschlagnahmungsaktionen und eine anschließende Legalisierung der Tiere durch Einstellen der Tiere zur Ergänzung des Zuchtstocks in eine lizenzierte UMA eine Rolle für den Verlust von Tieren aus den Wildpopulationen, aber dies ist naturgemäß sehr schwer zu quantifizieren.

Reproduktionsdaten



Abb. 19: Jungtiere verschiedener *Chelydra* spp.

- a *Chelydra rossignonii*, Plastron, Fundtier, Spanien (J. Soler)
- b *C. serpentina*, Plastron, Georgia, USA (B. Pfau)
- c *C. acutirostris*, Jungtier, Ecuador (F. Grünewald)
- d *C. rossignonii*, skulpturierter Carapax, etwa dreijähriges ♀, Fundtier, Spanien (J. Soler)
- e *C. acutirostris*, Plastron, Jungtier, Ecuador (F. Grünewald)
- f *C. acutirostris*, Jungtier, Kopfzeichnung, Ecuador (F. Grünewald).

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Chelydra</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂ haben insgesamt einen längeren Schwanz als ♀♀, der Abstand der Kloake vom hinteren Panzerrand ist bei ♂♂ größer als bei ♀♀.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.

Geschlechtsreife	<i>C. acutirostris</i> in Kolumbien: ♂♂ mit 17 cm PL, ♀♀ mit 14 cm PL <i>C. rossignonii</i>: ♀♀ im Freiland mit 11–16 Jahren mit einer CL von 20 cm. Unter intensiven Aufzuchtbedingungen, bei schnellem Wachstum, evtl. früher. <i>C. serpentina</i> in Iowa: ♂♂ meist im 5. Lebensjahr mit einer PL von 149–155 mm, ♀♀ entwickeln bereits ab dem 4.–7. Lebensjahr, mit 123–175 mm PL, vergrößerte Follikel, die Ovulation erfolgt aber frühestens ab dem 7. oder 8. Lebensjahr. Eierlegende ♀♀ haben eine CL > 28 cm. Für Florida wird angegeben, dass die ♀♀ erst mit 22 cm CL mit 6–8 Jahren als geschlechtsreif einzustufen sind. Allgemein rechnet man im Norden des Verbreitungsgebiets mit der Geschlechtsreife bei 19 bis 21 cm CL, die Tiere sind dann meist 11–12 Jahre alt, minimal sechs und maximal 17 Jahre.
Paarung und Eiablagestellen	<i>C. acutirostris</i>: Paarungszeit in Costa Rica Ende April bis November, d. h. in der Regenzeit. Eiablagestellen oft in Gewässernähe, in Kolumbien 2–50 m (Henao & Ruiz-Palma 1996), in Costa Rica 6–79 m vom Gewässerrand entfernt (Flausín et al. 1996/1997). Die Eigruben werden meist in lehmig-sandigem Boden angelegt, sie sind nur 5–10 cm tief. Die Stelle wird nach der Eiablage mit Erde und Blättern getarnt. Die letzten Gelege der Saison (in Costa Rica etwa im Februar) werden an warmen, besonnten Stellen abgelegt. Grünwald (2008) beschreibt, dass in Ecuador die Eier oft in Sandbänken direkt am Fluss abgelegt werden und dass die ♀♀ aus Flusshabitaten oft gleichzeitig legen. <i>C. rossignonii</i>: Keine Beobachtungen verfügbar, wahrscheinlich ähnlich wie <i>C. acutirostris</i>. <i>C. serpentina</i>: Paarungen finden vom Frühjahr bis Herbst statt. Die Eiablage erfolgt oft an offenen, sandigen Bodenstellen in < 100 m Entfernung vom Gewässer. Die ♀♀ kehren für das nächste Gelege oft an die einmal gewählte Eiablagestelle zurück.
Fortpflanzungs-saison	<i>C. acutirostris</i>: In Kolumbien wurden Eiablagen beobachtet im Januar (Rueda-Almonacid et al. 2007), Februar (Medem 1977), April (Young-Valencia, pers. obs. 2022), Juni (Mosquera & Murillo 2003), September (Henao & Ruiz-Palma 1996, Young-Valencia, pers. obs. 2022) und Oktober (Young-Valencia et al. 2014). In Ecuador findet die Eiablage zu Beginn der Trockenzeit, zwischen Mai und Anfang Juli, statt (Grünwald 2008). In Costa Rica, wurden Eiablagen sowohl im Februar, während der Frühjahrs-Trockenzeit (Moll 2010), als auch später, im September und Oktober, beobachtet (Flausín et al. 1996/1997). <i>C. rossignonii</i>: Vitellogenese ab Oktober, Eiablage Februar bis April, abhängig von der Regenzeit. In der UMA Paarung April–November, Eiablage Mai–September mit einem Maximum im Juni. <i>C. serpentina</i>: Eiablage im Norden des Verbreitungsgebiets oft in den ersten drei Juniwochen, der Beginn der Eiablage wird durch die Temperatur gesteuert.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>C. acutirostris</i>: Costa Rica: 11–38, im Mittel 35,2 Eier/Gelege, Kolumbien: 8–30, im Mittel 27 Eier/Gelege (hier 3 Gelege/Jahr), Ecuador: 11–83 (im Mittel 27) Eier/Gelege. <i>C. rossignonii</i>: 15–52 Eier/Gelege, 1–2 Gelege/Jahr zwischen Februar und April. In der UMA 11–83 Eier/Gelege, nur ein Gelege/Jahr. In Menschenobhut ebenfalls 1 Gelege/Jahr, 26–55, im Mittel $38 \pm 10,8$ Eier/Gelege; R.C. Vogt, unpubl. Data, zitiert nach Reyes-Grajales et al. 2024) <i>C. serpentina</i>: Meist bis 75 Eier/Gelege, Rekord 83 Eier (Bleakney 1957). Zumindest im Norden des Verbreitungsgebiets nur ein Gelege/Jahr.
Eigröße / Schlupfgröße	Die Eier von <i>Chelydra</i> spp. sind kugelförmig. <i>C. acutirostris</i>: Eier 28–39 mm im Durchmesser, im Mittel 35,4 mm (Costa Rica), 34–35 mm (Honduras), 35–39 mm im Durchmesser, im Mittel 36,3 mm (Kolumbien); ca. 20,4 g, Schlüpflinge ca. 32,1 mm CL und 11,5 g. <i>C. rossignonii</i>: Eier 23–35 mm Durchmesser und 19–20,3 g, Schlüpflinge (inkubiert bei 25–29 °C) im Mittel 31,8 mm (26,0–36,6 mm) und im Mittel 31,8 g (7,2–15,2 g). <i>C. serpentina</i>: Eier 22,5–34,8 mm lang, 6,42–19,07 g schwer.
Entwicklungsdauer	<i>C. acutirostris</i>: 55–125 Tage im Freiland (Costa Rica, Ecuador), 80–90 Tage im Freiland

	(Kolumbien). Die Jungtiere verlassen die Eigrube zu Beginn oder am Ende der Regenzeit. <i>C. rossignonii</i>: > 95 Tage im Freiland, in der UMA in Mexiko 55–125 Tage, bei konstant 25 °C 103 Tage und bei konstant 29 °C 75–84 Tage. Keine Diapause, trotz Vorkommen in der entsprechenden Klimazone! <i>C. serpentina</i> aus Wisconsin: Bei konstant 25 °C 60 Tage und bei konstant 29 °C 45 Tage. Im Freiland 70–120 Tage – die Jungtiere können in der Nestgrube überwintern.
Geschlechtsbestimmung	Temperaturabhängig. <i>C. acutirostris</i>: Henao & Ruiz (1996) geben im Freiland 18–31 °C Lufttemperatur während der Eientwicklung an, das Geschlechterverhältnis der Jungtiere ist jedoch nicht bekannt. Bisher keine Informationen zur Scheiteltemperatur für diese Art. <i>C. rossignonii</i>: Im Norden des Verbreitungsgebiets FMF, untere Scheiteltemperatur ca. 21 °C, obere Scheiteltemperatur ca. 29 °C, weiter südlich MF, dann Scheiteltemperatur 26,5 °C. <i>C. serpentina</i>: nördliche Populationen Typ FMF, untere Scheiteltemperatur 24,5 °C, obere Scheiteltemperatur 27,5 °C. Südliche Populationen Typ MF, Scheiteltemperatur 28,5 °C. Bereits bei einer konstanten Inkubationstemperatur von 21,5 °C entwickeln sich einige Jungtiere bis zum Schlupf – oberhalb von 31 °C entwickeln sich nur noch wenige Embryonen bis zum lebensfähigen Jungtier.
Spermien-speicherung	Bei <i>C. serpentina</i> > 5 Jahre; bei den anderen beiden Arten nicht genau bekannt, jedoch sicherlich ebenfalls mehrere Jahre.

Haltung und Nachzucht B/A

Thema	Angaben für <i>Chelydra</i> spp.
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Ansteigen der Temperatur. Ob die Tageslänge eine Rolle spielt wurde nicht untersucht.
Haltungsansprüche	Alle drei Arten sind sehr anpassungsfähig und können auch in relativ kleinen Wasserbecken gehalten werden. Eine gute Filterung und eine Möglichkeit, das Wasser zu verlassen, ist zu empfehlen, außerdem Schwimm- und Unterwasserpflanzen zum Verstecken, und in Freilandbecken eine Schlammschicht zum Eingraben. Für die Schnappschildkröten aus dem Süden des Verbreitungsgebiets ist eine Beheizung des Wassers erforderlich.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	<i>Chelydra acutirostris</i> kann paarweise oder in Gruppen gehalten werden, sogar gemischte Haltungen mit anderen Schildkrötenarten oder größeren Fischen sind häufig möglich, so lange die Tiere genügend Platz und Futter haben. <i>C. rossignonii</i> gilt als aggressiv gegenüber Artgenossen, und wehrhaft gegenüber Menschen. Bei <i>C. serpentina</i> gibt es große individuelle Unterschiede im Verhalten, es ist jedoch oft möglich, mehrere etwa gleichgroße halbwüchsige oder weibliche <i>C. serpentina</i> gemeinsam zu halten. Erwachsene ♂♂ sind fast immer unverträglich mit allen Artgenossen. Die Gemeinschaftshaltung mit anderen Schildkrötenarten ist nicht zu empfehlen.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Sehr gering. Die Tiere können in großen Gruppen aufgezogen werden. Sie nehmen bereits kurz nach dem Schlupf auch extrudierte Futterpellets an. Ein häufiger Wasserwechsel und zusätzlich eine gute Wasserfilterung ist empfehlenswert.
Lebenserwartung in Haltung	Sicher > 60 Jahre (auch im Freiland), wahrscheinlich sehr viel länger.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	<i>Chelydra acutirostris</i>: Ein Nachzuchterfolg im Zoo Schönbrunn in Wien 2014 (Preininger et al. 2014), die Nachzuchten wurden in eine Zuchtgruppe in den USA abgegeben. Ob davon bereits Jungtiere erzüchtet werden konnten, ist nicht bekannt. Ansonsten wohl keine Haltung in Europa. <i>C. rossignonii</i>: Wird offensichtlich in Spanien und ggfs. in anderen Ländern Europas

	gehalten, hier jedoch nicht von <i>C. serpentina</i> unterschieden. Eiablagen wurden beobachtet, die Eier werden aber vernichtet, da die Jungtiere ja nicht abgegeben werden können. Über die Zuchtbedingungen in Südostasien liegen keine Informationen vor. <i>C. serpentina</i>: Aufgrund des Haltungs- und Zuchtverbots in den meisten Ländern Europas selten. Die Nachzuchtstatistik der NBSV in den Niederlanden und Belgien weist bis 2020 insgesamt 280 Nachzuchttiere aus (NBSV 2024). In den Herkunftsländern und in asiatischen Ländern wird diese Art häufig nachgezüchtet.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Die Zucht gelingt bei <i>Chelydra serpentina</i> sehr leicht, und oft schlüpfen Jungtiere aus übersehenen Gelegen in der Freilandanlage.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	In Menschenobhut gering, im Freiland jedoch durch Beutegreifer sehr hoch.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Für die Nachzuchtstatistik der AG Schildkröten wurden ab 1989 immer wieder Jungtiere von <i>Chelydra serpentina</i> gemeldet (Bakowskie in prep.). Ob mit diesen Nachzuchten, die ja inzwischen geschlechtsreif sind, tatsächlich bis zur F2-Generation weitergezüchtet wurde, geht aus der Statistik nicht hervor, angesichts der früheren Beliebtheit der Art ist dies jedoch wahrscheinlich. F2-Nachzuchten von <i>C. acutirostris</i> und <i>C. rossignonii</i> in den Zuchtbetrieben der Herkunftsländer erscheinen möglich.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	In den Herkunftsländern von <i>C. acutirostris</i> und <i>C. rossignonii</i> werden häufig adulte ♀♀ eingefangen und bis zur Eiablage in Teichen gehalten. Die meisten der frisch geschlüpften Jungtiere werden dann verkauft. In Mexiko waren 2022 Schlüpflinge von <i>C. rossignonii</i> für 1.000 Pesos (ca. 52 €) plus Versandkosten im Angebot. Es scheint aber in den USA auch Züchtereien zu geben, die über mehrere Generationen züchten. In den entsprechenden Angeboten im Internet finden sich immer wieder Hinweise darauf, dass von diesen Züchtereien auch verschiedene Farbformen (Albinos, leuzistisch, hypomelanistisch, melanistisch, zimtfarbig etc.) gezüchtet und teuer als Haustier angeboten werden. In China und den umliegenden Ländern, sowie in Indonesien, werden ebenfalls Schnappschildkröten gezüchtet. Über die dortigen Zuchtmethoden ist aber bisher nichts bekannt. <i>Chelydra rossignonii</i> ist in China anscheinend besonders begehrt, sie wird (übersetzt) „Königin der Schnappschildkröten“ genannt. Als Besonderheit werden in Südostasien auch Jungtiere von Mischlingen von <i>Macrochelys</i> spp. mit <i>Chelydra serpentina</i> und auch mit <i>C. rossignonii</i> angeboten.
Befragungen	<i>Chelydra serpentina</i> : Mehrere private Züchter in verschiedenen Ländern Europas konnten direkt befragt werden; für <i>C. acutirostris</i> : eine Institution in Europa und eine im Herkunftsland lieferten Detailangaben; <i>Chelydra rossignonii</i> : Die Angaben stammen aus einer Literatursauswertung zu Zuchtbetrieben im Herkunftsland.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Acuña-Mesén, R.A. (1993): Las tortugas continentales de Costa Rica. San José, Costa Rica (Editorial ICER): 58 pp.
- Arango-Lozano, J., K. Young-Valencia, A. Giraldo & Á. Botero-Botero (2017): Estructura etaria y morfometría poblacional de la tortuga Pímpano (*Chelydra acutirostris*, Peters, 1862) (Chelydridae) en las tres afluentes del Río la Veja, Departamento del Quindío, Colombia. Boletín Científico del Museo de Historia Natural del Universidad de Caldas 21(1): 122-137.
- Arias-Ortega, J., F. Bonilla-Murillo & M. Sasa (2016): Desarrollo de la herpetocultura en Costa Rica: Situación actual de herpetarios y manejo ex situ de reptiles y anfibios. Revista de Ciencias Ambientales 50(1): 1-23.

- Ávila-Nájera, D.M., G.D. Mendoza, O. Villarreal & R. Serna-Lagunes (2018): Uso y valor cultural de la herpetofauna en México: una revisión de las últimas dos décadas (1997–2017). *Acta Zoológica Mexicana* (nueva serie) 34: 1-15.
- Baek, S.Y., C.R. Shin, K.M. Kim, E.-H. Choi, J. Hwang, J. Jun, T. Park, H.J. Kil, H.Y. Suk, M.-S. Min, Y. Park, Y.S. Lee & U.W. Hwang (2020): COI-Based Genetic Structure of an Exotic Snapping Turtle *Chelydra serpentina* Imported to South Korea. *Animal Systematics, Evolution and Diversity* 36(4): 354-362.
- Bakowski, R. (2024): Nachzuchtstatistik AG Schildkröten – rund 40 Jahre Daten. Teil x: *Chelydra serpentina*. Artikelserie (in Vorbereitung). Radiata, Salzhemmendorf.
- Bocourt, M.F. (1868): *Emysaurus rossignonii*, n. sp. P. 121. In: Bocourt, M.F.: Description de quelques chéloniens nouveaux appartenant a la faune Mexicaine. *Annales des Sciences Naturelles, Zoologie et Paléontologie*, Paris (5)10: 121-122.
- Bolaños, F., G. Cháves, M. Sasa, R. Arguedas & Y. Matamoros (2005): Taller para la Conservación, Análisis y Manejo Planificado de Reptiles de Costa Rica. Apple Valley, MN (Grupo de Especialistas en Conservación y Reproducción SSC/UICN): 1859 pp.
- Bour, R. (2005): The type specimens of *Emysaurus rossignonii* Bocourt, 1868. *Emys* 12(2): 33-34.
- Brown, T.W., E. Augustinus, A. Izaguirre & J.M. Solis (2021): Central American Snapping Turtle (*Chelydridae*, *Chelydra rossignonii*) on Utila Island, Honduras, Demonstrates Hurricanes are a Likely Past and Future Oversea Dispersal Pathway for Species Introduction in the Caribbean. *Caribbean Journal of Science* 51(1): 30-36.
- Campbell, J.A. (1998): Amphibians and reptiles of northern Guatemala, the Yucatán, and Belize. Norman (University of Oklahoma Press): 380 pp.
- Carr, J.L., A. Almendáriz, J.E. Simmons & M.T. Nielsen (2014): Subsistence hunting for turtles in northwestern Ecuador. *Acta Biológica Colombiana* 19(3): 401-413.
- Carrillo, E., S. Aldás, M. Altamirano, F. Ayala, D. Cisneros, A. Endara, C. Márquez, M. Morales, F. Nogales, P. Salvador, M.L. Torres, J. Valencia, F. Villamarín, M. Yáñez & P. Zárate (2005): Lista Roja de los Reptiles del Ecuador. Serie Proyecto PEEPE, Quito (Fundación Novum Milenium, UICN-Sur, UICN-Comité Ecuatoriano, Ministerio de Educación y Cultura): 53 pp.
- Chaves, G., F. Bolaños, J.E. Rodríguez & Y. Matamoros (2014): Actualización de las Listas Rojas Nacionales de Costa Rica. Anfibios y reptiles – Utilizando los lineamientos de las Listas Rojas de la UICN. Informe Final, Escuela de Biología, San Pedro, San José, Costa Rica: 51 pp.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Transfer of North American members (i.e., only species found in Canada and the United States of America) of the Snapping Turtle Family Chelydridae from Appendix III to Appendix II. CITES CoP19, Proposal 23: 22 pp.
- CITES Trade Database (2023): Statistics derived from the CITES Trade Database. https://trade.cites.org/en/cites_trade/ (Letzter Zugriff: 23.04.2024).
- Colteaux, B.C. & D.M. Johnson (2017): Commercial harvest and export of snapping turtles (*Chelydra serpentina*) in the United States: trends and the efficacy of size limits at reducing harvest. *Journal for Nature Conservation* 35: 13-19.
- CONABIO (2017): *Chelydra serpentina* Linnaeus, 1758. In: Método de Evaluación Rápida de Invasividad (MERI) para especies exóticas en México: 9 pp.
- Corbo, J.M. & H.G. McDonald (2016): An Overview of the Paleoclimatic Influences on the Genetic Variation of *Chelydra*. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 51(7): 105-117.
- Corredor Coy, V. (2015): Modelo Predictivo de Distribución Potencial para Tortuga Pímpano *Chelydra serpentina acutirostris* Metodología: Algoritmo MaxEnt. Armenia – Quindío (Corporación Autónoma Regional del Quindío – CRQ): 38 pp.

- Drews, C. (2001): Wild Animals and Other Pets Kept in Costa Rican Households: Incidence, Species and Numbers. *Society & Animals* 9(2): 107-126.
- Ewert, M.A. (2008): Embryos and Incubation Period of the Snapping Turtle. Pp. 100-110. *In*: Steyermark, A.C., M.S. Finkler & R.J. Brooks (eds.): *Biology of the Snapping Turtle (Chelydra serpentina)*. Baltimore (Johns Hopkins Press): 240 pp.
- Esposito, G., L. Di Tizio, M. Prearo, A. Dondo, C. Ercolini, G. Nieddu, A. Ferrari & P. Pastorino (2022): Non-Native Turtles (Chelydridae) in Freshwater Ecosystems in Italy: A Threat to Biodiversity and Human Health? *Animals* 12(16): Article 2057.
- Ferri, V., C. Battisti, G. Cesarini & M. Scalici (2024): Non-native common snapping turtle *Chelydra serpentina* (Linnaeus, 1758) in Western Europe: a focus on Central Italy showing evidence of a hot spot of introduction. *Belgian Journal of Zoology* 154: 73-82.
- Feuer, R.C. (1971): Intergradation of the Snapping Turtles *Chelydra serpentina serpentina* (Linnaeus, 1758) and *Chelydra serpentina osceola* Stejneger, 1918. *Herpetologica* 27(4): 379-384.
- Flausín, L., R.A. Acuña-Mesén & E. Araya (1996/1997): Natalidad de *Chelydra serpentina* (Testudines: Chelydridae) en Costa Rica. *Revista de Biología Tropical* 44(3)/45(1): 663-666.
- Forero-Medina, G., V.P. Páez, M.F. Garcés-Restrepo, J.L. Carr, A. Giraldo & M. Vargas-Ramírez (2016): Research and Conservation Priorities for Tortoises and Freshwater Turtles of Colombia. *Tropical Conservation Science* 9(4): 1-14.
- Fuller, P., A. Foster & L.A. Somma (2023): *Chelydra serpentina* (Linnaeus, 1758). U.S. Geological Survey, Nonindigenous Aquatic Species Database, Gainesville, FL, <https://nas.er.usgs.gov/queries/FactSheet.aspx?speciesID=1225>, Revision Date: 10/22/2019 (Letzter Zugriff: 23.04.2024).
- Galbraith, D.A., M.W. Chandler & R.J. Brooks (1987): The fine structure of home ranges of male *Chelydra serpentina*: Are Snapping Turtles territorial? *Canadian Journal of Zoology* 65(11): 2623-2629.
- Galbraith, D.A., B.N. White, R.J. Brooks & P.T. Boag (1993): Multiple paternity in clutches of snapping turtles (*Chelydra serpentina*) detected using DNA fingerprints. *Canadian Journal of Zoology* 71(2): 318-324.
- García Padilla, E. (2021): Chiquigüao – *Chelydra rossignonii*. CONABIO <https://enciclovida.mx/especies/28085-chelydra-rossignonii> (Letzter Zugriff: 23.04.2024).
- GBIF Secretariat (2022): *Chelydra serpentina* (Linnaeus, 1758). GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset <https://doi.org/10.15468/39omei> (Letzter Zugriff: via GBIF.org 30.06.2023).
- González Porter, G.P. (2011): Manejo y crianza de tortugas en cautiverio: manual de capacitación. SEMARNAT, Dirección General de Vida Silvestre: 42 pp.
- Graves, B.M. & S.H. Anderson (1987): Habitat suitability index models: Snapping turtle. Washington (US Fish and Wildlife Service Biological Reports): 82 pp.
- Grünwald, F. (2008): Observations on the South-American Snapping Turtle *Chelydra acutirostris* Peters, 1862 in Ecuador. *Emys* 15(3): 33-40.
- GT IBMA (2017): *Chelydra serpentina*. Base d'information sur les invasions biologiques en milieux aquatiques. Groupe de travail national Invasions biologiques en milieux aquatiques. UICN France et Agence française pour la biodiversité.
- Hamilton, W.J. (1940): Observations on the Reproductive Behavior of the Snapping Turtle. *Copeia* 1940(2): 124-126.

- Henao, L.D. & H.J. Ruiz Palma (1996): Estado actual de la tortuga „bache“ (*Chelydra serpentina acutirostris*) en el Valle del Cauca: Cacería y cautiverio en la comunidad de San Cipriano, Buenaventura. Santiago de Cali (Instituto Vallecaucano de Investigaciones Científicas (INCIVA): Seminario sobre Investigación y Manejo de Fauna para la Construcción de Sistemas Sostenibles): 157-160.
- Iverson, J.B., H. Higgins, A. Sirulnik & C. Griffiths (1997): Local and Geographic Variation in the Reproductive Biology of the Snapping Turtle (*Chelydra serpentina*). *Herpetologica* 53(1): 96-117.
- Johnson, J.D., V. Mata-Silva & L.D. Wilson (2015): A conservation reassessment of the Central American herpetofauna based on the EVS measure. *Amphibian and Reptile Conservation* 9(2): 1-94.
- Jungnickel, J. (1987): Die Gattung *Chelydra* – ein Überblick. Teil 1: Biologie. *Sauria* 9(2): 15-18.
- Jungnickel, J. (1987): Die Gattung *Chelydra* – ein Überblick. Teil 2: Haltung in Gefangenschaft. *Sauria* 9(3): 9-12.
- Jungnickel, J. (1987): Die Gattung *Chelydra* – ein Überblick. Teil 3: Nachzucht in Gefangenschaft. *Sauria* 9(4): 21-23.
- Jungnickel, J. (1988): Die Gattung *Chelydra* – ein Überblick. Teil 4: Beziehungen zum Menschen. *Sauria* 10(1): 7-9.
- Kalaentzis, K., C. Kazilas, I. Strachinis, E. Tzoras & P. Lymberakis (2023): Alien Freshwater Turtles in Greece: Citizen Science Reveals the Hydra-Headed Issue of the Pet Turtle Trade. *Diversity* 15(5): Article 691.
- Keevil, M.G., B.S. Hewitt, R.J. Brooks & J. Litzgus (2017): Patterns of intraspecific aggression inferred from injuries in an aquatic turtle with male-biased size dimorphism. *Canadian Journal of Zoology* 95(6): 393-403.
- Kopecký, O., L. Kalous & J. Patoka (2013): Establishment risk from pet-trade freshwater turtles in the European Union. *Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems* 410: Article 02.
- Lasso, C.A. & M.A. Morales-Betancourt (2021): La caza y pesca de subsistencia en el norte de Suramérica. Parte I: Colombia, Venezuela y Guyana. Bogotá, D.C., Colombia (Fauna Silvestre Neotropical IX): 534 pp.
- Leenders, T. (2019): *Reptiles of Costa Rica*. Ithaca (Cornell University Press): 643 pp.
- Legler, J.M. & R.C. Vogt (2013): *The Turtles of Mexico: Land and Freshwater Forms*. Berkeley (University of California Press): 416 pp.
- Linnaeus, C. (1758). *Testudo serpentina*. P. 199. In: Linnaeus, C.: *Systema Naturae, per Regna Tria Naturae, secundum Classes, Ordines, Genera, Species, cum Characteribus, Differentiis, Synonymis, Locis*. Tomus I. Editio Decima, Reformata. Leipzig (Sumptibus Guilielmi Engelmann): 824 pp.
- Loncke, D.J. & M.E. Obbard (1977): Tag success, clutch size and nesting site fidelity for the snapping turtle, *Chelydra serpentina*, (Reptilia, Testudines, Chelydridae) in Algonquin Park, Ontario. *Journal of Herpetology* 11(2): 243-244.
- Mahmoud, I.Y. & P. Licht (1997): Seasonal changes in gonadal activity and the effects of stress on reproductive hormones in the common Snapping turtle, *Chelydra serpentina*. *General and Comparative Endocrinology* 107(3): 359-372.
- Maucarré, M. (2016): État des lieux sur la présence en France de la Tortue serpentine, *Chelydra serpentina* (Linnaeus, 1758). Quelles mesures de gestion à préconiser ? Paris (Mémoire de Master, Université de Paris Saclay): 60 pp.
- McCranie, J.R. (2018): The Lizards, Crocodiles, and Turtles of Honduras. *Systematics, Distribution, and Conservation*. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* 15(1): 1-129.

- Medem, F. (1962): La distribucion geografica y ecologica de los crocodylia y testudinata en el departamento del Chaco. *Revista della Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 11(44): 229-303.
- Medem, F. (1977): Contribucion al conocimiento sobre la taxonomia, distribucion geografica y ecologia de la tortuga „bache“ (*Chelydra serpentina acutirostris*). *Caldasia* 12(56): 14-101.
- Méndez Sánchez, C.A. & C.E. Zenteno Ruiz (2019): Establecimiento de las unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA). Pp. 363-369. *In: Cruz Angón, A. (ed.): La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.*
- Merchán, M. & R. Fournier (2004): Datos sobre la reproducción de *Chelydra serpentina acutirostris* en Costa Rica. *Boletín de la Asociación Herpetológica Española* 15(1): 30-31.
- Ministerio del Ambiente de Ecuador (2017): Guía para la identificación de especies de fauna silvestre sujetas al tráfico y comercio ilegal de carne de monte – Recomendaciones para su manejo emergente. Quito, Ecuador: 224 pp.
- Moll, D. & F.J. Dodd (1985): New records for *Chelydra serpentina rossignoni* in Belize. *Bulletin of the Maryland Herpetological Society* 21(1): 34-37.
- Moll, D. & J.B. Iverson (2008): Geographic Variation in Life-History Traits. Chapter 17, pp. 181-192. *In: Steyermark, A.C., M.S. Finkler & R.J. Brooks (eds.): Biology of the Snapping Turtle (Chelydra serpentina)*. Baltimore (Johns Hopkins Univ Press): 240 pp.
- Montuy Pozo, G., H.K. De la Cruz Félix & C.C. Guzmán Aguirre (2019): Uso tradicional de los vertebrados silvestres. *La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. I: 309-317.*
- Morales-Betancourt, M.A., C.A. Lasso, V. Páez & B.C. Bock (2015): Libro rojo de reptiles de Colombia. Bogotá (JAVEGRAF-Fundación Cultural Javeriana de Ates Gráficas): 258 pp.
- Mosquera López, S.M. & S. Murillo Rendón (2003): Estado actual de la población de la tortuga Pímpano *Chelydra serpentina acutirostris* Peters 1862 en la quebrada Cristales del departamento del Quindío. Armenia (Universidad del Quindío. Facultad de Ciencias Básicas. Departamento de Biología): 54-78.
- Múniera Isaza, C. & A.C. Regalado Tabares (2009): Distribución y abundancia relativa actual de la tortuga Pímpano (*Chelydra acutirostris* Peters 1862) en los ríos Roble y Espejo, sistema rio La Vieja, departamento del Quindío, Colombia. Armenia (Universidad del Quindío. Facultad de Ciencias Básicas. Departamento de Biología): 65 pp.
- Muñoz Lacy, L.G. (2023): Reply to „*Chelydra rossignoni* – questions on species protection and captive breeding“. This document was prepared by Mexico’s CITES Scientific Authority, in consultation with M.Sc. Eduardo Reyes Grajales and the General Directorate of Wildlife (DGV-SSEMARNAT), 20.9.2023. Mail von Conabio.gob.mx, 7 pp.
- Munscher, E.C., B.P. Butterfield, S. Carstairs, M. Dupuis-Désormeaux, J. Munscher, W. Osborne & B. Hauge (2015): The Turtle Head Immobilization System (THIS): A Tool for Faster and Safer Handling and Processing of Aggressive Turtle Species. *IRCF Reptiles & Amphibians* 22(4): 173-177.
- NBSV (2024): Kweekresultaten NBSV. Nederlands-Belgische Schildpaddenvereniging <https://www.nbsv.nl/index.php/mega-menu/kweekarchief/kweekresultaten> (Letzter Zugriff: 23.04.2024).
- Nehring, S., W. Rabitsch, I. Kowarik & F. Essl (2015): Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde Wirbeltiere. Bonn (BfN Skripten 409): 222 pp.

- Nerozzi, I., I. Soto, G. Vimercati, C. Capinha, A.S. Tarkan, F. Kraus, P.J. Haubrock, O.S.G. Pauwels, M.A.L. Zuffi & P. Balzani (2024): Potential distribution, observed impacts, and invasion risk of two non-native snapping turtles, *Chelydra serpentina* and *Macrochelys temminckii*. *Biological Invasions* 26(9): 2883-2990.
- Neves, F.B., M.S. Méndez & G.E. Guevara (2022): Valores de referencia hematológicos en las tortugas *Chelydra acutirostris* en cautiverio. *Archivos Latinoamericanos de Producción Animal* 30(2): 115-117.
- Obbard, M.E. & R.J. Brooks (1987): Prediction of the onset of the annual nesting season of the common snapping turtle, *Chelydra serpentina*. *Herpetologica* 43(3): 324-328.
- Ochoa Luna, A.M. (2016): Aspectos Etológicos, Reproductivos, Genéticos y Ecológicos de la Tortuga Pimpano (*Chelydra serpentina acutirostris*). Corporación Autónoma Regional del Quindío – CRQ – Proyecto de Biodiversidad: 36 pp.
- Páez, V.P., B.C. Bock, D.A. Alzate-Estrada, K.G. Barrientos-Muñoz, V.M. Cartagena-Otálvaro, A. Echeverry-Alcendra, M.T. Gómez-Rincón, C. Ramírez-Gallego, J.S. del Río & M.M. Vallejo-Betancur (2022): Turtles of Colombia: an annotated analysis of their diversity, distribution, and conservation status. *Amphibian & Reptile Conservation* 16(1) 106-135.
- Peters, W.K.H. (1862): *Chelydra serpentina* var. *acutirostris*. P. 627. In: Peters, W.K.H.: Über einen neuen *Phyllodactylus* aus Guayaquil. *Monatsberichte der Königlichen Akademie der Wissenschaften zu Berlin* 1862: 626-627.
- Petokas, P.J. & M.M. Alexander (1980): The nesting of *Chelydra serpentina* in northern New York. *Journal of Herpetology* 14(3): 239-244.
- Phillips, C.A., W.W. Dimmick & J.L. Carr (1996): Conservation genetics of the common snapping turtle (*Chelydra serpentina*). *Conservation Genetics* 10(2): 397-405.
- Preininger, D., R. Halbauer & A. Weissenbacher (2014): Erstnachzucht der Südamerikanischen Schnappschildkröte, *Chelydra acutirostris*, im Tiergarten Schönbrunn. *Aquaristik Fachmagazin* 46(2): 88-90.
- Pritchard, P.C.H. (2006): The alligator snapping turtle. Biology and conservation. Reprint edition with added information. Malabar, FL (Krieger Publishing) 152 pp.
- Ramírez-González, C.C. & L. Canseco-Márquez (2015): *Chelydra rossignonii*, confirmación de su presencia en el estado de Oaxaca, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 86(3): 832-834.
- Regalado Tabares, A.C., Á. Botero-Botero, C. Múnera-Isaza, A.F. Ortega-Guio & A. Restrepo Isaza (2012): *Chelydra acutirostris* (Peters, 1862). Pp. 274-278. In: Páez, V.P., M.A. Morales-Betancourt, C.A. Lasso, O.V. Castaño-Mora & B.C. Bock (eds.): *Biología y conservación de las tortugas continentales de Colombia*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (I-AvH), Bogotá: Vol. V.
- Reyes-Grajales, E., A.D. Walde & E.C. Munscher (2024): *Chelydra rossignonii*, Central American Snapping Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species (in press).
- Ríos-Solís, J.A., M.C. Lavariega, E. García-Padilla & V. Mata-Silva (2021): Noteworthy records of freshwater turtles on Oaxaca, Mexico. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 4(2): 184-191.
- Rodríguez-Guerra, A. (2020): *Chelydra acutirostris* Tortugas mordedoras Peters (1862). In: Torres-Carvajal, O., G. Pazmiño-Otamendi, F. Ayala-Varela & D. Salazar-Valenzuela (eds): *Reptiles del Ecuador. Version 2022.0*. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <https://bio-web.bio/faunaweb/reptiliaweb/FichaEspecie/>
- Rosales Martínez, M.T. (2018): Propuesta de manual de manejo y traslado de reptiles: caso Uadyet Exotic's. Cidade do México (Instituto Politécnico Nacional): 103 pp.

- Ruano Fajardo, E.G., J.M. Quiñonez Guzmán, J. Yara Galdino, K.J.G. Duchez Meyer, J.L. Echeverría Tello & L.M. Ojeda Cabrera (2022): Listado de Especies Amenazadas de Guatemala. Consejo Nacional de Áreas Protegidas CONAP. Publicación técnica No. 02-2022: 118 pp.
- Rueda-Almonacid, J.V., J.L. Carr, R.A. Mittermeier, J.V. Rodríguez-Mahecha, R.B. Mast, R.C. Vogt, A.G.J. Rhodin, J. de la Ossa-Velásquez, J.N. Rueda & C.G. Mittermeier (2007): Las tortugas y los cocodrilianos de los países andinos del trópico. Bogotá, Colombia (Conservación Internacional): 538 pp.
- Ruiz López, Y. (2011): Situación de la Unidad de Manejo para la conservación y aprovechamiento sostenible de la vida silvestre (UMA), de tortugas en el poblado Tucta, Nacajuca, Tabasco. Villahermosa (Universidad Juárez Autónoma de Tabasco): 60 pp.
- Sandoval, G. & A. Arteaga (2023): South American Snapping-Turtle (*Chelydra acutirostris*). In: Arteaga, A., L. Bustamante, J. Vieira & J.M. Guayasamin (eds.): Reptiles of Ecuador: Life in the middle of the world. https://www.reptilesofecuador.com/chelydra_acutirostris.html
- Selvas Cárdenas, D.S. (2009): Diseño de tratamientos clínicos para el manejo en cautiverio de tortugas (Reptilia: Anapsida: Testudines) en el Centro Mexicano de la Tortuga (CMT), Mazunte, Oaxaca. Ciencia y Mar 38: 39-46.
- SEMARNAT (2019): MODIFICACIÓN del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, publicada el 30 de diciembre de 2010. Diario Oficial de la Federación, 14 de noviembre de 2019, Ciudad de México, México.
- Shaffer, H.B., D.E. Starkey & M.K. Fujita (2008): Molecular Insights into the Systematics of the Snapping Turtles (Chelydridae). Pp. 44-49. In: Steyermark, A.C., M.S. Finkler & R.J. Brooks (eds.): Biology of the Snapping Turtle (*Chelydra serpentina*). Baltimore (Johns Hopkins University Press): 225 pp.
- Stejneger, L. (1918): Description of a new lizard and a new snapping turtle from Florida. Proceedings of the Biological Society of Washington 31: 89-92.
- Sunyer, J.M.L. (2009): Taxonomy, zoogeography, and conservation of the herpetofauna of Nicaragua. Frankfurt (Johann Wolfgang Goethe-Universität): 257 pp.
- Tian, Y., Y. Gao & L. Han (2016): Testudinate China. Hangzhou (8th World Congress of Herpetology): 58 pp.
- Trauth, S. (2012): Morphology of Rathke's Glands in the Snapping Turtle, *Chelydra serpentina*, with Comments on the Presence of Multilaminar Lamellar Bodies in Turtles. Journal of the Arkansas Academy of Science 66:164-172.
- Uetz, P., P. Freed, R. Aguilar, F. Reyes, J. Kudera & J. Hošek (eds.) (2024): The Reptile Database, <http://www.reptile-database.org> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- UNEP-WCMC (2024): Overview of international trade in United States turtle species 2000-2023. Cambridge (UNEP-WCMC Technical Report): 59 pp.
- Van Dijk, P.P., J. Lee, R. Calderón Mandujano, O. Flores-Villela, M.A. Lopez-Luna & R.C. Vogt (2007): *Chelydra rossignonii*, Central American Snapping Turtle (errata version published in 2016). The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T63660A97408221.
- Van Dijk, P.P. (2012): *Chelydra serpentina*, Snapping Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2012: e.T163424A97408395.
- Wilson, L.D., V. Mata-Silva & J.D. Johnson (2013): A conservation reassessment of the reptiles of Mexico based on the EVS measure. Amphibian & Reptile Conservation 7(1): 1-47.
- Yntema, C.L. (1968): A series of stages in the embryonic development of *Chelydra serpentina*. Journal of Morphology 125(2): 219-252.

- Yntema, C.L. (1979): Temperature levels and periods of sex determination during incubation of eggs of *Chelydra serpentina*. *Journal of Morphology* 159(1): 17-27.
- Yntema, C.L. (1981): Characteristics of gonads and oviducts in hatchlings and young of *Chelydra serpentina* resulting from three incubation temperatures. *Journal of Morphology* 167(3): 297-304.
- Young Valencia, K. (2021): Rango de hogar, uso de tipos de hábitat y efecto de la actividad antrópica sobre las poblaciones de tortuga pímpano (*Chelydra acutirostris*) en dos microcuencas del departamento del Quindío – Colombia. Popayán, Cauca, CO (Universidad del Cauca): 125 pp.
- Young-Valencia, K., A. Ortega-Guio & Á. Botero-Botero (2014): Densidad y estructura de las poblaciones de tortuga pímpano (*Chelydra acutirostris* Peters 1862) (Chelydridae) en las quebradas Cajones y Los Coclí, departamento del Quindío, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencia Animal* 9(1): 6-13.
- Young-Valencia, K., A. Ortega-Guio & Á. Botero-Botero (2017): Influencia de las variables de hábitat sobre la presencia de la tortuga pímpano (*Chelydra acutirostris*, Peters 1862) (Chelydridae) en las quebradas Cajones y los Coclí, Quindío, Colombia. *Revista Internacional de la Biota Neotropical* 4(2): 149-161.
- Young-Valencia, K., A. Ortega-Guio, J.L. Carr, A. Giraldo & Á. Botero-Botero (2021): *Chelydra acutirostris* Peters, 1862 – Tortuga pímpano, bache, icotea. *Catálogo de anfibios y reptiles de Colombia* 7(2): 20-30.
- Zenteno Ruiz, C.E., C.A. Méndez Sánchez, J.A. Hernández Velázquez & C.M. Burelo Jiménez (2019): Unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA). PP. 251-257. *In*: Cruz Angón, A. (ed.): La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.

Beate Pfau (01.05.2024)

Ich danke Katherine Young-Valencia und Eduardo Reyes-Grajales für den Review.

Emydidae

Graptemys Agassiz, 1857

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Graptemys barbouri</i>	(Carr and Marchand, 1942)	Barbour's Höcker-schildkröte	Barbour's Map turtle Tortuga mapa de Barbour	ja
<i>Graptemys ernsti</i>	(Lovich and McCoy, 1992)	Escambia-Höcker-schildkröte	Escambia Map turtle Tortuga mapa de Escambia	ja
<i>Graptemys gibbonsi</i>	(Lovich and McCoy, 1992)	Pascagoula-Höcker-schildkröte	Pascagoula Map turtle, Gibbons' map Turtle Tortuga mapa de Gibbons	ja
<i>Graptemys pearlensis</i>	(Ennen, Lovich, Kreiser, Selman and Qualls, 2010)	Pearl-Höckerschildkröte	Pearl River Map turtle Tortuga mapa del río Pearl	ja
<i>Graptemys pulchra</i>	(Baur, 1893)	Alabama-Höcker-schildkröte	Alabama Map turtle Tortuga mapa de Alabama	selten

Die Gattung *Graptemys* enthält entsprechend der aktuellen taxonomischen Checkliste (Rhodin et al. 2021) insgesamt 14 Arten, die Artabgrenzung ist jedoch noch in der Diskussion (Lindeman 2013, Thomson et al. 2018). Aus dieser Gattung wurden nur die fünf einander sehr ähnlichen megacephalen *Graptemys*-Arten bei der CoP19 von CITES-Anhang III auf Anhang II transferiert, die anderen Arten stehen weiterhin auf Anhang III. Es handelt sich um sehr nahe mit einander verwandte Höckerschildkröten, die in benachbarten Fluss-Systemen in den süd-östlichen USA leben. Diese Flüsse fließen in den Golf von Mexiko und waren durch vergangene Meeresspiegel-Schwankungen auch immer wieder mit einander verbunden.

Bei diesen Schildkrötenarten ist der Sexualdimorphismus extrem: Adulte ♂♂ haben in der Regel nur eine CL von ca. 10–13 cm, während die ♀♀ ca. 30 cm CL erreichen können. Die Geschlechter besetzen getrennte ökologische Nischen: Die ♂♂ leben in den pflanzenreicheren Seitengewässern der größeren Flüsse und ernähren sich, wie die Jungtiere, überwiegend von Insekten und anderen weichen Futtertieren, während die ♀♀ eher im Hauptfluss bleiben und überwiegend Muscheln und ähnlich hartschalige Tiere, z. B. Wasserschnecken oder Krebse, fressen, wobei die aus Asien eingeschleppten Körbchenmuscheln (*Corbicula* spp.) eine große Rolle spielen. Die Kopfform der ♀♀ passt sich dem Nahrungsangebot an: Je mehr wirklich harte Nahrungstiere geknackt werden, desto mehr verbreitern sich im Lauf der Jahre die Kauflächen, so dass der Kopf älterer ♀♀ unverhältnismäßig groß (megacephal) wird. Die ♂♂ behalten dagegen lebenslang die „üblichen“ Wasserschildkröten-Kopfproportionen.



Abb. 20: adulte megacephale *Graptemys* spp.

- a *Graptemys barbouri*, 2 ♀♀ mit sehr unterschiedlicher Kopfzeichnung (R. Praschag)
- b *G. barbouri* Zuchtpaar, ♀ links (X. Wapelhorst)
- c *G. gibbonsi* ♀, Chickasawhay River Mississippi (R. Praschag)
- d *G. gibbonsi* ♀ in Menschenobhut aufgewachsen (B. Pfau)
- e *G. ernsti* ♀, Conecuh River (R. Praschag)
- f *G. pearlensis* junges ♀ (X. Wapelhorst)
- g *G. pulchra*, Cahaba River, adultes megacephales ♀ (R. Praschag)
- h *G. pulchra* selbst aufgezogen, ♀ rechts und ♀ links (R. Praschag).

Der Panzer der megacephalen Höckerschildkröten ist oval, hinten gezackt und hochgewölbt, der höchste Punkt liegt etwas vor/ kopfwärts/ cranial der Mitte. Die Wirbelschilder stehen in der Mitte hoch und bilden schmale, scharfe Fortsätze, d. h. keine „Knöpfe“ wie sie bei der Schwarzkopf-Höckerschildkröte *G. nigrinoda* so auffällig und namensgebend sind. Die Carapax-Grundfärbung ist olivgrün bis olivbraun, mit einer dunklen Linie entlang der Wirbelsäule und hellen Markierungen auf den Pleural- und Marginalschildern. Das Plastron ist gelblich und zeigt manchmal schmale schwarze Säume an den Schildnähten. Die Haut-Grundfarbe ist dunkelgrau, Beine und Schwanz tragen helle Längsstreifen.

Diese Schildkröten sind leicht von anderen Wasserschildkröten zu unterscheiden, weil sie eine auffallende, gelbgrüne Kopfzeichnung auf dem Oberkopf und an den Kopfseiten tragen. Diese Kopfzeichnung dient der Arterkennung (Myers 2008), verhindert aber in der Regel nicht die Hybridisierung mit anderen *Graptemys*-Arten. Bei älteren ♀♀ der megacephalen Arten löst sich diese Kopfzeichnung oft netzartig auf.

Morphologie und Taxonomie

Die fünf auf CITES-Anhang II gesetzten megacephalen (großköpfigen) *Graptemys*-Arten sind sich morphologisch sehr ähnlich. Es gibt in den USA nur etwa zehn Spezialisten, die jedes Tier dieser Arten sicher bestimmen können, wenn nicht noch die geografische Herkunft aus einem Flussgebiet bekannt ist (Selman 2022). Es ist auch nicht ganz unumstritten, dass sie überhaupt als getrennte Arten beschrieben wurden, denn auch die genetische Distanz untereinander ist ziemlich gering (Praschag et al. 2017). *G. barbouri* weist die größten morphologischen Unterschiede zu den anderen Arten auf (Lovich & McCoy 1992).

G. barbouri – Groß werdende Art: ♀♀ können bis 33 cm CL bzw. 3,3 kg erreichen. Die Köpfe von weiblichen *G. barbouri* können 78 mm breit werden. ♂♂ werden maximal 13 cm CL groß, bei dann etwa 200 g (Ewert et al. 2006), meist hört das Wachstum bei ihnen aber bei etwa 10 cm auf (Ernst & Lovich 2009). Die dorsale Kopfzeichnung ist gelblich bis leicht orange auf dunkelgrauem Grund, sie besteht aus einem großen, interorbitalen Fleck, der mit postorbitalen Flecken verbunden ist; hinter den Augenhöhlen befindet sich ein herz- oder Y-förmiges dunkles Muster mit einem hellen konzentrischen Muster darin. Am Kinn befindet sich eine quer verlaufende oder gebogene Balkenzeichnung, die oft der Kurve des Kiefers folgt, und der Nacken hat relativ breite, gleich große Streifen. Man kann viele Tiere dieser Art an folgenden Merkmalen erkennen: Postorbitalflecke groß, helle Querbalkenzeichnung am Kinn, C-förmige bis fast ringförmige, dünne, gelbe, schwarz gerandete Zeichnungselemente auf den Pleuralschildern, die hellen Streifen auf den Marginalschildern sind schmal. Manche Tiere, meist Männchen, haben eine sehr auffällige gelbe C-förmige Zeichnung auf den Costalschildern, so dass die Carapax-Färbung fast wie bei der Pracht-Höckerschildkröte *Graptemys oculifera* aussieht – die Form und auch die Kopfzeichnung sind aber typisch für *G. barbouri* und es sind ganz sicher keine Hybriden.

G. ernsti – ♀♀ erreichen etwa 28,5 cm CL, die ♂♂ 13,1 cm. Das Kopfmuster besteht aus einem großen interorbitalen Fleck, der von den ebenfalls verhältnismäßig großen postorbitalen Flecken auf jeder Seite des Kopfes durch einen dunklen Zwischenraum getrennt ist (eine schmale Verbindungslinie kann jedoch vorkommen). Vor dem gelblichen Interorbitalfleck ist fast immer ein Nasendreizack zu erkennen, am Hals verlaufen relativ breite, etwa gleich große, Streifen, wobei die beiden mittleren Streifen in vergrößerte Enden, die oft als Supraoccipitalflecken

abgesetzt sind, auslaufen. Das Kinn ist gefleckt mit einem hellen Längsbalken. Artkennzeichnend sind die Nasendreizack-Zeichnung, die nicht mit dem interorbitalen Fleck verbundenen Postorbitalflecken, und die Supraoccipitalflecken.

Die Zeichnungselemente auf den Pleuralschildern sind netzförmig, jedoch mit wenigen Überkreuzungen, und am unteren Rand manchmal ringförmig mit dunklerer Mitte und einem etwas helleren Zentralfleck darin. Junge Tiere haben oft einen „Buckel“ auf dem vordersten Pleuralschild, der sich später aber wieder verwächst. Die Marginalschilder haben oft kleinere, gelbe Flecken innerhalb des von den großen Streifen umschriebenen Feldes. Die Schildkröten aus den drei getrennten Fluss-Systemen des Verbreitungsgebiets unterscheiden sich in der Häufigkeit des Nasendreizacks: Im Conecuh River zeigen alle Schildkröten diese Färbung, im Yellow River 97,6 % und im Pea River 75 % (Ennen et al. 2016). In Menschenobhut werden diese drei Formen wegen ihrer etwas unterschiedlichen Biologie getrennt gehalten und gezüchtet (Lechowicz pers. Mitt. 2023, siehe auch unten). Aus dem Pea River-Gebiet wurden auch Mischlinge mit der ebenfalls hier vorkommenden *G. barbouri* beschrieben (Godwin et al. 2014), die Varianten der Nasendreizack-Zeichnung zeigen.

G. gibbonsi – ♀♀ erreichen 29,5 cm CL bzw. 3,15 kg, ♂♂ 12,4 cm bzw. 340 g. Die Postorbitalflecke sind groß und bei älteren ♀♀ oft am Hinterrand eingebuchtet, so dass eine große obere und eine kleinere untere Lappenzeichnung entsteht, die in der Regel mit den Supramandibularflecken verschmolzen ist. Der Interorbitalfleck kann dreizackig sein, er ist über dicke Linien mit den Postorbitalflecken verbunden. Am Kinn oft ein Längsbalken. Die Pleuralschilder mit schmalen hellen Linien, die ringförmigen Zeichnungselemente am unteren Rand der Pleuralschilder sind einheitlich dunkel ausgefüllt. Die Oberseite der dunklen Marginalschilder mit einem relativ geraden, breiten Streifen. Die dunkle Linie entlang der Wirbelsäule ist meist hinter den Zacken unterbrochen.

G. pearlensis – ♀♀ erreichen 29,5 cm CL, ♂♂ 12,1 cm. Die Zeichnung ist sehr ähnlich wie bei der nahe verwandten *G. gibbonsi*, von der diese Art erst 2010 abgetrennt wurde. Die dunkle Mittellinie ist jedoch durchgehend und nicht unterbrochen, und die Marginalschilder tragen sehr breite, fast gerade und an den Enden verbreiterte helle Streifen (16–21 % der Schildbreite).

G. pulchra – ♀♀ erreichen 27,3 cm CL, ♂♂ 13 cm. Kopfzeichnung maskenartig, d. h. die Postorbitalflecken sind breit mit dem Interorbitalfleck verschmolzen. Kein Nasendreizack erkennbar. Konzentrisches Ringmuster auf den Marginalschildern.

Verbreitung und Lebensraum

Verbreitung

Die genaue Verbreitung dieser Arten ist schwierig zu klären, da sie eine sehr große Fluchtdistanz haben und auch sehr ähnlich aussehen, und deshalb nur schwer bei direkten Beobachtungen oder anhand von Fotos zu bestimmen sind, und die Schildkröten mit Fallen zu fangen ist in den totholzreichen Flüssen auch nicht immer einfach (Lindeman 2013, Lindeman et al. 2020, Selman 2024). Aufgrund der sehr geringen genetischen Distanz der Arten untereinander dürfte es auch sehr aufwändig werden, artspezifische Marker für Nachweise mittels environmental DNA zu entwickeln, mit deren Hilfe man das Vorkommen der Art in einem Gewässer indirekt nachweisen kann (Adams et al. 2019).

Graptemys barbouri: Hauptverbreitung im Einzugsgebiet des Apalachicola River, sowie in den größeren Nebenflüssen wie dem Chipola, Chattahoochee und Flint River in Alabama, Georgia und Florida verbreitet. Es gibt jedoch immer wieder neue Nachweise in anderen Flüssen östlich und westlich des Apalachicola-Systems (siehe auch Gregoire 2023). Typuslokalität ist der Chipola River bei Marianna, Jackson County, Florida.

Im Choctawhatchee River, sowie in den Flüssen Aucilla, Waciss und Ochlockonee kommt sie sympatrisch mit *G. ernsti* vor und hybridisiert auch mit ihr (Ernst & Lovich 2009). Ursache ist wohl eine Fluss-Anzapfung in der Choctawhatchee-Escambia Subregion in Alabama während des Pliozäns oder Pleistozäns, und nicht, wie zunächst vermutet, eine Aussetzungsaktion durch Schildkrötenliebhaber (Godwin et al. 2013, Godwin et al. 2014).

Graptemys ernsti: Nachweise gibt es aus verschiedenen Flüssen, die in die Bucht von Pensacola münden, z. B. dem Yellow, Escambia, Conecuh und Shoal. Typuslokalität ist der Conecuh-Fluss, 1 Meile flussaufwärts von der Brücke der County Road 4, 14 km östlich von East Brewton, Escambia County, Alabama, USA. Die Art meidet offensichtlich die sehr tanninreichen Gewässer wie den Blackwater River, da hier auch wenige Muscheln und Schnecken leben können. *G. ernsti* wurde auch weiter westlich, im Pea und dem Choctawhatchee-Fluss nachgewiesen, wo sie mit *G. barbouri* hybridisiert, s. oben. Im St. Johns River an der Ostküste Floridas wahrscheinlich ausgesetzt (Nelson 2023).

Graptemys gibbonsi: Ursprünglich für die Fluss-Systeme des Pascagoula und des Pearl River in Mississippi und Alabama beschrieben, aber nach der Beschreibung von *G. pearlensis* als eigene Art nun auf das Einzugsgebiet des Pascagoula River beschränkt. Die Typuslokalität ist im Chickasawhay River, Leakesville, Greene County, Mississippi, USA.

Graptemys pearlensis: Diese Art kommt in den größeren Flüssen des Pearl und des Bogue Chitto Flusses in Louisiana und Mississippi vor, Typuslokalität ist der Pearl River beim State Highway 28, nahe Georgetown, Copiah County, Mississippi. Smith et al. (2020) konnten im Pearl River auch *Graptemys pseudogeographica* nachweisen, die dort vermutlich ausgesetzt worden waren, aber die Befürchtung, dass diese Art mit den *G. pearlensis* hybridisieren könnte, hat sich nicht bestätigt (es gibt lediglich Hinweise auf Hybriden mit der syntop vorkommenden, kleinköpfigen *G. oculifera*, was für jene Art eine Bedrohung darstellen könnte).

Graptemys pulchra: Dies war die zuerst beschriebene großköpfige *Graptemys*, Typuslokalität ist Montgomery, Alabama. Shealy (1976) beschrieb ihre Biologie im Detail und wies darauf hin, dass es sich eigentlich um vier verschiedene „Formen“ handelte, wovon drei auch nach und nach als neue Arten beschrieben wurden. Inzwischen werden nur noch die megacephalen Höckerschildkröten der Fluss-Systeme der Mobile Bay in Alabama, Georgia, Mississippi und Tennessee dieser Art zugerechnet, also die Tiere im Black Warrior, Cahaba, Coosa, Tallapoosa, Tensaw und Tombigbee Alabama, bzw. auch in Zuflüssen des Tombigbee River in Mississippi. In neuerer Zeit wurde *G. pulchra* auch in einem Landkreis in Tennessee nachgewiesen (Brown 2021), und die Art scheint sich über den Tennessee-Tombigbee Waterway auch ins Fluss-System des Tennessee River auszubreiten (Berry et al. 2020). Weitere Untersuchungen zur tatsächlichen Verbreitung dieser Art sind also notwendig.

Lebensraum

Die großköpfigen *Graptemys*-Arten leben in kleineren oder größeren Fließgewässern mit viel Totholz, das zum Sonnen bevorzugt wird. Dabei ist es wichtig, dass diese Holzstücke genügend weit vom Ufer entfernt sind und eine gute Übersicht bieten, denn die Höckerschildkröten stürzen sich bei der kleinsten Störung sofort ins Wasser und tauchen ab. Ans Ufer kommen sie nur zur Eiablage. Der Bodengrund im Gewässer kann schlammig sein, ist aber aufgrund der Strömungsgeschwindigkeit oft sandig oder steinig. Wichtig ist eine gute Molluskenfauna, daher werden saure oder tanninhaltige Gewässer gemieden, denn hier fehlen die Muscheln und Wasserschnecken. Die ♀♀ leben eher im Hauptstrom mit Tiefwasserzonen, wo sie Muscheln oder am Totholz sitzende Schnecken und größere Krebse finden und knacken können. Die Jungtiere und die kleinen ♂♂ bevorzugen etwas strömungsärmere, möglichst auch pflanzenreiche, Seitengewässer, wo sie Insekten und Kleinkrebse finden.

In den meisten Flüssen, in denen großköpfige Höckerschildkröten vorkommen, lebt auch jeweils eine kleinköpfige Höckerschildkröten-Art (eine so genannte Sägerückenschildkröte, weil bei diesen Schildkröten die Fortsätze auf den Wirbelschildern besonders auffällig sind). Diese Arten (*G. flavimaculata*, *G. nigrinoda* und *G. oculifera*) besetzen eine ähnliche ökologische Nische wie die ♂♂ und Jungtiere der megacephalen Arten, aber sie stellen für die adulten ♀♀ keine Nahrungskonkurrenten dar. Diese Sägerückenschildkröten bleiben auch im weiblichen Geschlecht relativ klein und sind daher leichter in den üblichen Aquarien in Privathaushalten unterzubringen. Sie sind daher im Tierhandel sehr viel begehrter als diejenigen Arten, die jetzt auf CITES-Anhang II gesetzt wurden.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 24).

Alle anderen Arten der Gattung *Graptemys* stehen nach wie vor auf CITES-Anhang III, seit die USA die Gattung 2006 in den Anhang aufgenommen haben.

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV in Deutschland: Besonders geschützt.

In einigen europäischen Ländern, z. B. Frankreich, sind alle *Graptemys*-Arten als potenziell invasiv eingestuft und daher Sachkunde-Zertifikats- und -Genehmigungspflichtig.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Graptemys barbouri: Potenziell gefährdet – NT (Near Threatened, assessed August 01, 2010)

Graptemys ernsti: Potenziell gefährdet – NT (Near Threatened, assessed August 01, 2010)

Graptemys gibbonsi: Stark gefährdet – EN (Endangered A2bce+4ce, assessed August 01, 2010)

Graptemys pearlensis: Stark gefährdet – EN (Endangered A1bcde+4bcde, assessed August 01, 2010)

Graptemys pulchra: Potenziell gefährdet – NT (Near Threatened, assessed August 01, 2010).

Neue Gefährdungseinschätzungen für die Rote Liste der IUCN sind für 2025 vorgesehen (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024), an der Gefährdungskategorie wird sich dadurch aber nichts ändern.

Schutz und Nutzung innerhalb der USA

Graptemys barbouri: U.S. Endangered Species Act: Listung als gefährdete Art, aufgrund der Ähnlichkeit mit *G. pearlensis* (USFWS 2024). NatureServe Global Status G2, in Alabama und Florida S2, in Georgia S3 (Jackson 2014). In allen drei Bundesstaaten auch geschützt: In Alabama als Art von hohem Schutzinteresse eingestuft, für Fang und Haltung (auch für wissenschaftliche Interessen) muss eine ausführlich begründete Ausnahmegenehmigung vorliegen. In Florida ist der Fang und die Haltung dieser, und ähnlich aussehender, Arten komplett verboten. In Georgia ist die Art als bedroht eingestuft, damit ist die Haltung ebenfalls verboten. Ahmed et al. (2024) konnten bei einer Auswertung der ZIMS-Datenbank herausfinden, dass neun Zoos in den USA diese Art halten (insgesamt 37 Tiere), und dass 2022 lediglich ein Nachzuchtter an diese Datenbank gemeldet wurde.

Graptemys ernsti: U.S. Endangered Species Act: Listung als gefährdete Art, aufgrund der Ähnlichkeit mit *G. pearlensis* (USFWS 2024). NatureServe Global Status G2, in Alabama und Florida S2 (Jackson 2013). In beiden Bundesstaaten auch geschützt: In Alabama als Art von hohem Schutzinteresse eingestuft, für Fang und Haltung (auch für wissenschaftliche Interessen, Lechowicz pers. Mitt. 2023) muss eine ausführlich begründete Ausnahmegenehmigung vorliegen. Für diese Art konnten Ahmed et al. (2024) nur einen Zoo in den USA ermitteln, der vier Tiere (wahrscheinlich Jungtiere) hält.

Graptemys gibbonsi: U.S. Endangered Species Act: Listung als gefährdete Art, aufgrund der Ähnlichkeit mit *G. pearlensis* (USFWS 2024). NatureServe Global Status G2, in Mississippi S2 (Mann 2023). Das Mississippi Department of Wildlife, Fish and Park (MDWFP) hat festgelegt, dass man (mit Lizenz) höchstens 10 Tiere pro Jahr, jedoch nicht zwischen 1. April und 30. Juni, fangen darf; die Haltung von maximal vier Tieren dieser Art kann (mit einer anderen Lizenz) gestattet werden (CITES 2022). Für die American Association of Zoos and Aquariums hat die Chelonian Advisory Group (2015) vorgeschlagen, ein Management-Program für die beiden als bedroht eingeschätzten und sehr publikumswirksamen Arten *G. gibbonsi* und *G. pearlensis* in den amerikanischen Zoos aufzusetzen, um zunächst die benötigten Haltungs- und Nachzuchtbedingungen zu erforschen und dann auch möglichst Kooperationspartner für die Auswilderung der Nachzuchten zu finden, aber dieser Plan wurde offensichtlich nicht weiterverfolgt. Ahmed et al. (2024) konnten bei einer Auswertung der ZIMS-Datenbank herausfinden, dass 4 Zoos in den USA diese Art halten (insgesamt 35 Tiere), dass aber seit 2022 keine Nachzuchten an diese Datenbank gemeldet wurden.

Graptemys pearlensis: U.S. Endangered Species Act: Listung als gefährdete Art (USFWS 2024). NatureServe Global Status G2, in Louisiana S3, in Mississippi S2 (Hammerson 2010). Die Art hat in Louisiana keinen Schutzstatus (CITES 2022). Das Mississippi Department of Wildlife, Fish and Park (MDWFP) hat festgelegt, dass man (mit Lizenz) höchstens 10 Tiere pro Jahr, jedoch nicht zwischen 1. April und 30. Juni, fangen darf; die Haltung von maximal vier Tieren dieser Art kann (mit einer anderen Lizenz) gestattet werden (CITES 2022). Ahmed et al. (2024) konnten bei einer Auswertung der ZIMS-Datenbank herausfinden, dass 2 Zoos in den USA diese Art halten (insgesamt 7 Tiere), dass aber seit 2022 keine Nachzuchten an diese Datenbank gemeldet wurden.

Graptemys pulchra: U.S. Endangered Species Act: Listung als gefährdete Art, aufgrund der Ähnlichkeit mit *G. pearlensis* (USFWS 2024). NatureServe Global Status G4, in Alabama S3, in Georgia S3, in Mississippi S2 (Hammerson 2010). In Alabama als Art von mittlerem Schutzinteresse eingestuft, für Fang und Haltung (auch für wissenschaftliche Interessen) muss eine ausführlich begründete Ausnahmegenehmigung vorliegen. In Georgia ist die Art als selten eingestuft und damit ist die Haltung verboten. Das Mississippi Department of Wildlife, Fish and Park (MDWFP) hat festgelegt, dass man (mit Lizenz) höchstens 10 Tiere pro Jahr, jedoch nicht zwischen 1. April und 30. Juni, fangen darf; die Haltung von maximal vier Tieren dieser Art kann (mit einer anderen Lizenz) gestattet werden (CITES 2022). In Tennessee, wo die Art inzwischen ebenfalls beobachtet wurde, ist sie nicht geschützt. Ahmed et al. (2024) konnten bei einer Auswertung der ZIMS-Datenbank herausfinden, dass ein Zoo in den USA 5 Tiere dieser Art hält, dass aber von dem einen adulten ♀ 2022 keine Nachzucht erzielt werden konnte.

Gefährdungsfaktoren

Als Hauptbedrohungen für die Höckerschildkröten werden im CITES Proposal 24 genannt: Wasserbauliche Maßnahmen am Flusssystem, Umweltverschmutzung, sinkende Wasserqualität, gezielter Abschuss als Freizeitbeschäftigung, Fang für den Verzehr, Fang für den Heimtierhandel (innerhalb der USA), Krankheiten und Verluste durch vom Menschen geförderte Beutegreifer. Insbesondere die Sedimentablagerung unterhalb der neuen Zellstoff-Fabriken scheint die Muscheln, also die Hauptfutterquelle der adulten ♀♀, derart zu schädigen, dass die Populationen der großköpfigen Arten unterhalb dieser Industriebetriebe stark abnehmen, während die mittel-, und kleinköpfigen Höckerschildkröten dadurch kaum beeinträchtigt werden (siehe z. B. Hammerson 2010). Im Endangered Species Act (USFWS 2024) wird auf die artspezifische Gefährdung durch wasserbauliche Maßnahmen und Umweltverschmutzung noch näher eingegangen, und es wird genau dargelegt, welche Genehmigungen vor den entsprechenden Eingriffen einzuholen sind. Da aber wenig über den Status der Populationen und deren Zu- oder Abnahme bekannt ist, kann die Wirksamkeit dieser Formalien für die Erhaltung der Arten im natürlichen Lebensraum nicht abgeschätzt werden.

In den einzelnen Bewertungen für die Rote Liste der IUCN und in den Artkapiteln in der Serie „Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises“ wird ebenfalls immer wieder darauf hingewiesen, dass Motorboote und das Befahren der Sandbänke mit Allradfahrzeugen eine Gefahr für diese Schildkröten bzw. ihre Eier darstellen, und dass auch das unerlaubte, aber meistens tolerierte Wildcamping auf den Neststränden die Eiablage dieser menschen-scheuen Arten verhindert. Außerdem wird hier erwähnt, dass sogar gerade die großen ♀♀ dieser Höckerschildkröten gerne vor den immer noch beliebten Schildkrötenrennen eingefangen werden. Die Schildkröten werden dann gekennzeichnet (oft mit Nagellack bemalt), vor dem Start auf dem sehr sonnigen Festplatz in die Mitte eines großen Kreises unter einen Eimer

gesetzt –die Schildkröte, die nach dem Hochheben des Eimers am schnellsten des Außenrand des Kreises erreicht, hat „gewonnen“ und die Person, die sie angemeldet hatte, erhält einen Preis (Lee 2012b). Die Schildkröten werden nach dem Fest, gestresst und geschwächt, irgendwo wieder ausgesetzt. So erklären sich wahrscheinlich die Funde weit ab vom natürlichen Verbreitungsgebiet der jeweiligen Art. Wie sehr die freilebenden Schildkrötenpopulationen durch diese populären Volksfeste bedroht sind, wird von Heeb et al. (2024) umfassend dargestellt.

Internationaler Handel mit den megacephalen *Graptemys* spp.

Im CITES Proposal 24 wird zwar auch darauf verwiesen, dass „der internationale Heimtierhandel zu einer zunehmenden Bedrohung für die großköpfigen Höckerschildkröten geworden [ist]“ (Ewert et al. 2006, van Dijk 2011a, van Dijk 2011c, van Dijk 2011e). Allerdings wird diese Aussage dadurch relativiert, dass z. B. in der zitierten Arbeit von Ewert et al. (2006) auf insgesamt 747 *Graptemys barbouri* unbekannten Alters, die bereits im Jahr 1997 exportiert wurden, verwiesen wird, und auch in den zitierten IUCN-Bewertungen wird lediglich festgestellt, dass „auch“ Tiere für den internationalen Tierhandel gefangen werden, aber es wird keine Größenordnung, aus der sich potentielle negative Auswirkungen ableiten ließen, genannt. Nur für *G. ernsti* wird angegeben, dass die Art im Handel sehr gefragt sei und dass der Fang vielleicht die Population gefährden könnte. Ewert et al. (2006) merken auch zurecht an, dass der Fang der adulten ♀♀ größere Auswirkungen hätte, aber dabei ist zu bedenken, dass diese Tiere ja groß und schwer sind, und dadurch im internationalen Handel auch hohe Frachtkosten verursachen würden, während das Absammeln der Eier und ihre Inkubation zum Exportieren der Schlüpflinge nur wenig Auswirkungen auf die Population hätte. Die Tatsache, dass Exporte von Wildfängen einer Art aus einem Herkunftsland stattfinden ist nicht gleichbedeutend mit einer Gefährdung der Wildpopulation (Challender et al. 2022).

Im gleichen Absatz von Proposal 24 wird weiterhin darauf hingewiesen, dass im Online-Handel in Hong Kong SAR die Anzahl der Suchanzeigen nach nordamerikanischen Schildkröten, vor allem nach seltenen Arten und nach Wildfängen, ansteigen würde (Sung & Fong 2018). Hier und in den entsprechenden Internet-Berichten bzw. in Marktanalysen werden dann allerdings fast ausschließlich die kleinköpfigen „Sägerückenschildkröten“ genannt (vgl. Chow et al. 2014) – ein expliziter Hinweis auf eine Suchanzeige für Tiere der megacephalen *Graptemys*-Arten konnte bisher nicht gefunden werden, und auch die Suche nach entsprechenden legalen oder illegalen Angeboten, auch mit modernen Mitteln (vgl. Rinne et al. 2023, Soriano-Redondo et al. 2023), blieb bisher ohne Erfolg.

Der weltweite Handel mit Höckerschildkröten kann seit die *Graptemys*-Arten 2006 durch die USA auf CITES-Anhang III aufgenommen wurden in der CITES Handelsdatenbank nachvollzogen werden. Eine Analyse der Exporte aus den USA in der CITES-Handelsdatenbank zeigt, dass 2006 insgesamt nur 59 lebende *Graptemys gibbonsi* (Herkunftscode „C“ oder „F“) mit dem Zweckcode für „Handel“ exportiert wurden. Später, im Jahr 2018, wurden insgesamt 18 lebende megacephale *Graptemys* spp. mit dem Zweckcode „Nachzucht“ aus den USA nach Österreich exportiert. Die Beobachtungen und der Zuchterfolg mit diesen Tieren wurden später von Reiner Praschag dokumentiert (Praschag 2023a, Praschag 2023b, Praschag 2023c).

Die Aussage im Proposal 24, dass der Export der megacephalen Höckerschildkröten im legalen internationalen Handel zugenommen hätte, lässt sich also nicht nachvollziehen. Was allerdings zugenommen hat, ist der Export unbestimmter Höckerschildkröten, d. h. *Graptemys* spp. oder (noch häufiger) *Graptemys* „hybrids“, was sich aber nicht unbedingt auf die jetzt strenger

geschützten Arten beziehen muss (vgl. auch Tlustý et al. 2023). Wenn man in der CITES-Datenbank die Exporte von Wildfängen von allen *Graptemys*-Arten aus den USA nach Hong Kong SAR betrachtet, ist die Anzahl zwar sehr hoch, aber es handelt sich entweder um *G. pseudogeographica*, *G. ouachitensis*, oder um merkwürdige „Hybriden“, d. h. um Tiere aus den Zuchtfarmen, die wahrscheinlich wegen fehlender Möglichkeiten zur Bestimmung der genauen Art meist als Wildfänge eingetragen wurden (vgl. Lee 2012a, Luiselli et al. 2016, Kolby & Weissgold 2022). Die wenigen importierten großköpfigen Höckerschildkröten aus den USA werden in Hong Kong und China zumeist nicht als Haustiere gehalten, sondern wurden stattdessen in Farmen für den Verzehr, oder zur Jungtierproduktion für den späteren Export aufgezogen (CITES 2011, Luiselli et al. 2016).

Auch die Auswertung des internationalen Handels mit megacephalen *Graptemys* aus den USA mit Hilfe von Abfragen in der nicht öffentlich zugänglichen LEMIS-Datenbank in den Jahren 2020–2023 (UNEP-WCMC 2024) ergab, dass von 2000–2006 insgesamt 569 *G. barbouri* überwiegend nach Japan exportiert wurden, davon, 83 % Nachzuchten (Source Code „C“), außerdem im selben Zeitraum 1.860 *G. gibbonsi*, davon 76 % Nachzuchten, die überwiegend nach Japan und nach Spanien gingen.

Wenn man in der Auswertung der öffentlich zugänglichen CITES Trade Database gezielt die genau bestimmten großköpfigen Arten betrachtet, zeigt sich, dass diese Tiere meist in der EU (Deutschland, Österreich, Italien oder Spanien) oder in der Schweiz gezüchtet wurden (Herkunftscode „C“ oder „F“) und dass sie nach Hong Kong SAR, aber auch nach China und Taiwan, und nach Japan exportiert wurden und damit kaum von einem direkten Einfluss auf die Wildpopulationen auszugehen ist. Es handelt sich bei diesen Tieren zumeist um Abkömmlinge von Tieren, die in den 1980er und 1990er-Jahren nach Deutschland und Österreich importiert worden waren (vgl. Engert 1986, Artner 2001, Praschag 2023). Hinweise auf megacephale *Graptemys* ungeklärter Herkunft innerhalb der EU und den Nachbarländern konnten in den letzten Jahren trotz großer Aufmerksamkeit (als Vorbereitung für das geplante ESF-Zuchtbuch, Pfau et al. 2014) nicht gefunden werden, d. h. der illegale Handel mit diesen Arten spielt in Europa aus Sicht der Autoren keine große Rolle. Es zeigt sich sogar, dass seit 2009 sehr viele *Graptemys* mit Herkunftscode „C“ aus China und den umliegenden Ländern exportiert wurden. Besonders auffällig ist der Eintrag für 2016, wo 51.000 „*Graptemys* spp.“ aus China in die EU (angegeben wird Italien) importiert wurden – ohne Angabe eines Herkunftscodes, d. h. möglicherweise gemischt aus Nachzuchten aus den vielen dortigen Schildkrötenfarmen.

Eine Langzeitbeobachtung des Einzelhandels in Europa (Schober 2023) zeigt genauer, dass darunter auch die großköpfigen Arten gewesen sein müssen, die innerhalb Europas weiterverkauft wurden, und dass es heutzutage die meisten großköpfigen *Graptemys*-Arten als Nachzuchten direkt von spezialisierten Züchtern zu erwerben gibt.

Lediglich für japanische Zoos gibt es den expliziten Nachweis einer einzelnen *Graptemys barbouri* in einem Zoo und von insgesamt sieben *Graptemys pulchra* in zwei Zoos, allerdings aus dem Jahr 1998 (Kawata 2003). Bei einer Auswertung der ZIMS-Datenbank konnten Ahmed et al. (2024) keinen europäischen Zoo ermitteln, der eine der großköpfigen *Graptemys*-Arten hält.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion der megacephalen <i>Graptemys</i> -Arten
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Frühestens mit 5 cm Panzerlänge können die Geschlechter anhand der Schwanzlänge unterschieden werden. Die Schwänze der ♂♂ sind länger und dicker als die von ♀♀, die Kloake der ♂♂ ist bei ausgestrecktem Schwanz hinter dem Panzerende. Zudem gibt es deutliche Größenunterschiede bei adulten Exemplaren. ♀♀ sind großköpfig können die 4–5-fache Körpergröße von ♂♂ erreichen; diese werden von Laien häufig als Jungtiere identifiziert.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	Angaben aus dem Freiland: <i>Graptemys barbouri</i> : ♂♂ mit 3–4 Jahren und 6,9 cm PL, ♀♀ mit ca. 17 cm PL <i>Graptemys ernsti</i> : ♂♂ mit 3–4 Jahren und 8 cm CL, ♀♀ mit 14 Jahren und 22 cm CL <i>Graptemys gibbonsi</i> : ♂♂ mit 4 Jahren und 8,9 cm PL, ♀♀ mit 15–20 Jahren, ab 17 cm PL <i>Graptemys pearlensis</i> : ♂♂ ab 8,9 cm CL, ♀♀ ab 17,0 cm PL <i>Graptemys pulchra</i> : ♂♂ mit 4 Jahren und 8,9 cm PL, ♀♀ ab 17 cm PL. Die Geschlechtsreife wird in Menschenobhut bei wärmerer Haltung und häufiger Fütterung schneller erreicht, bei ♂♂ manchmal bereits mit 2 Jahren, ♀♀ meist mit 7–15 Jahren.
Paarung und Eiablagestellen	Großköpfige <i>Graptemys</i> spp. legen als Flussbewohner ihre Eier an Sandbänken und an gut grabfähigen Uferstellen ab. Aufgrund der Hochwassergefahren werden die Gelege deutlich oberhalb des höchsten Wasserstandes im Fluss gelegt. In der Haltung ist dies zu berücksichtigen, da Ablageplätze auf Wasserniveau kaum angenommen werden.
Fortpflanzungs-saison	In der Natur Mai–August, in Menschenobhut in Europa April–Juni/Juli.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>Graptemys barbouri</i> : im Mittel 8,8 (3–15) Eier/Gelege und 3–5 Gelege/Jahr <i>Graptemys ernsti</i> : im Mittel 7,2 (3–12) Eier/ Gelege und meist 4 (maximal 6–7) Gelege/Jahr <i>Graptemys gibbonsi</i> : im Mittel 7,5 (6–12) Eier/Gelege und 4–6 Gelege/Jahr <i>Graptemys pearlensis</i> : im Mittel 6,4 (5–12) Eier/ Gelege und 4–6 Gelege/Jahr <i>Graptemys pulchra</i> : 6–7 Eier/Gelege und 4–7 Gelege/Jahr.
Eigröße / Schlupfgröße	<i>Graptemys barbouri</i> : Eigröße im Mittel 37,7 (31,0–41,6) mm lang und im Mittel 27,3 (22,1–30,8) mm im Querdurchmesser, in Menschenobhut 30–38 mm lang. Schlüpflinge in Menschenobhut 30,2–38 mm PL <i>Graptemys ernsti</i> : Eigröße 38 x 27 mm, Schlüpflinge im Mittel 40,8 (34–44) mm CL <i>Graptemys gibbonsi</i> : Eigröße im Mittel 38 x 26 mm, mit 13,9–15,5 g, Schlüpflinge im Mittel 31,2 (21,5–35,3) mm PL <i>Graptemys pearlensis</i> : Eigröße im Mittel 38 x 26 mm, mit 13,9–15,5 g <i>Graptemys pulchra</i> : Eigröße im Mittel 42,5 und 25,7 mm, Schlüpflinge im Mittel 36,5 mm CL, mit 10,9 g.
Entwicklungsdauer	58–84 Tage, bei 25 °C 100 % ♂♂, bei 30 °C 100 % ♀♀.
Geschlechtsbestimmung	TSD, Scheiteltemperatur bei <i>G. barbouri</i> 28,4 °C, bei <i>G. pulchra</i> 28,5 °C.
Spermien-speicherung	Ja, > 1 Jahr.

Haltung und Nachzucht B/B



Abb. 21: Nachzucht der megacephalen *Graptemys* spp.

- a *Graptemys ernsti* Schlupf (C. Lechowicz)
- b *G. barbouri* Jungtier in einem Zoo (B. Pfau)
- c *G. barbouri* ♂ Nachzucht (X. Wapelhorst)
- d *G. barbouri* junges ♀ (R. Hentschel)
- e *G. gibbonsi* Nachzucht (R. Hentschel)
- f *G. pearlensis* (links) und *G. pulchra* Jungtiere (R. Praschag).

Die fünf megacephalen *Graptemys*-Arten sind so nahe verwandt und in ihren Haltungs- und Nachzucht-Ansprüchen so ähnlich, dass sie hier gemeinsam behandelt werden können.

Thema	Angaben für die megacephalen <i>Graptemys</i> spp.
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Absenkung der Temperatur zur Winterzeit. Paarungen erfolgen im Herbst und Frühjahr.
Haltungsansprüche	Wie schon bei den Eiablagestellen beschrieben, benötigen die Tiere spezifische Ablageflächen, die deutlich über dem Wasserspiegel liegen. Diese können z. B. über dem Wasser angebrachte, ausreichend große und mit Sand gefüllte Kisten sein. Empfehlenswert sind Gradienten für Feuchtigkeit und Temperatur, so dass das ♀ sich den genau passenden Platz selber auswählen kann (Meier 1997). Die richtige Boden-/Sandfeuchtigkeit am vorgesehenen Ablageplatz ist für eine erfolgreiche Ablage unerlässlich, sie und scheint höher zu sein als bei anderen <i>Graptemys</i>-Arten (Lechowicz pers. Mitt. 2024). Bei <i>G. ernsti</i> ist die Inkubation schwierig, da die Feuchtigkeit im Inkubator sehr genau den natürlichen Bedingungen entsprechen muss (pers. Mitt. eines sehr erfahrenen Züchters aller fünf Arten).
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Erwachsene ♀♀ bevorzugen tiefere Ablagekisten als andere <i>Graptemys</i>-Arten, sowie sehr große Becken. Wenn zu viele Tiere auf zu wenig Platz gehalten werden, überleben die <i>Graptemys</i>-♀♀ zwar, legen aber nur wenige Eier, wenn überhaupt, und auch nur sporadisch (Lechowicz pers. Mitt. 2024). Großköpfige <i>Graptemys</i>-♀♀ können insbesondere auf der Suche nach einem Eiablageplatz ausbrechen. Daher sollte darauf geachtet werden, dass sie ausbruchssicher untergebracht werden. Diese Schildkröten können manchmal mit gleich großen Artgenossen und auch anderen, ähnlich ruhigen, Schildkröten gemeinsam gehalten werden, aber bei diesen Arten gibt es auch aggressive ♀♀, die unbedingt einzeln gehalten werden müssen. Insbesondere die großköpfigen ♀♀ können aber (meist aus Futterneid) andere Schildkröten verletzen und sollten daher mit Vorsicht vergesellschaftet und besser separat gefüttert werden. Die Verpaarung sollte unter Aufsicht erfolgen, da ein nicht paarungswilliges ♀ das sehr viel kleinere ♂ angreifen kann, was sogar tödlich für das ♂ enden kann. Was die Schwierigkeit betrifft, so hat sich <i>G. barbouri</i> als am widerstandsfähigsten und am einfachsten zu halten und zu züchten erwiesen. <i>G. ernsti</i> scheint am empfindlichsten und anspruchsvollsten in Bezug auf eine erfolgreiche Nachzucht zu sein (Lechowicz pers. Mitt. 2024).
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Die Jungtiere werden gehalten wie Adulti. Der Wasserstand ist jedoch angepasst, da es durchaus vorkommen kann, dass Jungtiere ertrinken. Auf gute Wasserqualität und eine sehr gute Beleuchtung mit ausreichendem UVB-Anteil ist zu achten (Wunderlich et al. 2024).
Lebenserwartung in Haltung	Tiere mit über 31 Jahren wurden schon in Zoos dokumentiert – Praschag (2023) hat diese Angaben um 10 Jahre übertroffen. Es gibt in Europa auch Exemplare, die deutlich älter sind und noch leben.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Die megacephalen <i>Graptemys</i> werden nur von Spezialisten nachgezüchtet. Aufgrund der Größe der ♀♀ werden vermehrt ♂♂ inkubiert. Diese sind aufgrund ihrer geringen Größe beliebte Haustiere.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Bei naturnaher Haltung und bei Berücksichtigung der artspezifischen Bedürfnisse ist die Nachzucht nicht schwer. Die Endgröße der ♀♀ schreckt aber potentielle Privathalter ab, auch weil diese Höckerschildkröten ja in Mitteleuropa nicht für die Freilandhaltung geeignet sind und die Beheizung und Beleuchtung der entsprechend großen Becken einen hohen Energieaufwand verursacht. Alle Arten von <i>Graptemys</i> können, unabhängig von der Kopfgrößen-Gruppe, erfolgreich miteinander gekreuzt werden, insbesondere wenn sie keine Geschlechtspartner

	der eigenen Art vorfinden (Lechowicz pers. Mitt. 2024).
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Gering, wenn die Tiere in sauberem Wasser gehalten werden und eine hochwertige Beleuchtung geboten wird. Die fünf megacephalen Arten von <i>Graptemys</i>, und nur diese, sind als Schlüpflinge anfällig für eine tödliche Erkrankung, die mit einer Erweichung des hinteren Panzerrandes beginnt, die sich nach vorne ausbreitet. Bevor die Schildkröte stirbt, bildet sich ein dunkler Fleck auf dem Bauchpanzer. Es scheint ein Kalziummangel zu sein, der den Panzer weich werden lässt. Dies wurde sowohl bei wilden als auch bei in Menschenobhut geschlüpften Jungtieren dieser fünf Arten beobachtet (Lechowicz pers. Mitt. 2024). Bereits 2011 wurde in der Einstufung für die Rote Liste der IUCN eine oft tödlich verlaufende Erkrankung für die Population von <i>Graptemys barbouri</i> im Flint River erwähnt (van Dijk 2011a). Es ist noch nicht bekannt, ob es sich bei den beiden Erkrankungen um das gleiche Problem handelt und ob ein Virus die Ursache sein könnte.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Ja, bei allen fünf Arten, jedoch aufgrund der langen Zeit bis zur Geschlechtsreife der ♀♀ bisher nur selten gelungen. Bei <i>G. barbouri</i> , die ja bereits seit 1956 regelmäßig in Europa nachgezogen wird, gab es bereits mehr Folgegenerationen.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	<i>Graptemys barbouri</i> wird in mindestens einer Zuchtfarm in Spanien kommerziell gezüchtet. Es ist nicht bekannt, ob die anderen großköpfigen <i>Graptemys</i>-Arten in Europa in größerem Umfang gezüchtet werden. In den USA gibt es mehrere kommerzielle Züchter, die mit Jungtieren von <i>Graptemys barbouri</i> werben, aber alle diese fünf Arten werden in den USA nicht in großer Zahl von einer Einzelperson oder einem Zuchtbetrieb gezüchtet. <i>G. pearlensis</i> wird von mehr als fünf Züchtern in den USA erfolgreich gezüchtet, während die anderen vier Arten derzeit von jeweils weniger als fünf Züchtern gezüchtet werden (Lechowicz pers. Mitt. 2024).
Befragungen	Mehrere erfahrene private Züchter für alle fünf Arten in Europa und den USA konnten persönlich befragt werden. Die meisten Informationen zur Haltung und Nachzucht in Europa wurden aber bei den verschiedenen Spezialistentreffen der Verbände, in der Mailingliste des Arbeitskreises „Schmuckschildkröten“ der AG Schildkröten und insbesondere beim Treffen der AG <i>Graptemys</i> (Pfau 2014) gesammelt und auch intensiv diskutiert, sie können nun nicht mehr einzelnen Personen zugeordnet werden.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Agassiz, L. (1857): Special Classification of Testudinata: *Graptemys*. P. 252. In: Contributions to the Natural History of the United States of America. First Monograph. Vol. I. Part I. Essay on Classification. Part II. North American Testudinata. Boston (Little, Brown and Co., Vol. I): 1-452.
- Ahmed, K., B. Tapley & C.J. Michaels (2024): Global and regional patterns in distribution and threat status of zoo collections of turtles and tortoises. *Herpetological Journal* 34(1): 1-10.
- Alexander, K. (2018): Small Critter, Big Problem: Protecting the Pearl River Map Turtle in Mississippi. *Environmental Law Reporter News & Analysis* 48(3): 10200.
- Alexander, K. (2019): Lawsuit Threatened after ESA Protection Stalls for Mississippi Turtle. *Water Log* 39(2): 3-6.
- Aresco, M.J. & R.M. Shealy (2006): *Graptemys ernsti* – Escambia map turtle. Pp. 273-278. In: Meylan, P.A. (ed.): *Biology and Conservation of Florida Turtles*. Lunenburg (Chelonian Research Monographs 3): 376 pp.
- Artner, H. (1999): Nomenklatur aktuell: Bestimmungsschlüssel für die Gattung *Graptemys*. *Emys* 6(4): 14.
- Artner, H. (2001): Die Pascagoula-Höckerschildkröte *Graptemys gibbonsi* Lovich & McCoy, 1992: Erstbericht über eine erfolgreiche Vermehrung in menschlicher Obhut. *Emys* 8(2): 4-19.

- Banks, M. (2021). *Graptemys pulchra*. Animal Diversity Web, from https://animaldiversity.org/accounts/Graptemys_pulchra/ (accessed 13.12.2023).
- Baur, G. (1893): Two New Species of North American Testudinata. *Graptemys pulchra* sp. nov. American Naturalist 27(319): 675-677.
- Berry, G., G.J. Brown, L. Haden, R.L. Jones, L. Pearson & W. Selman (2020): Chutes and Ladders: Drainage Exchange of Map Turtles (Genus *Graptemys*) Across the Tennessee-Tombigbee Waterway in Northeastern Mississippi. *Chelonian Conservation & Biology* 19(2): 262-267.
- Blunden, C.L. & Florida Fish and Wildlife Conservation Commission (2022): RE: Review of Endangered and Threatened Wildlife and Plants; 12-Month Finding for Pascagoula Map Turtle; Threatened Species Status with Section 4(d) Rule for Pearl River Map Turtle; and Threatened Species Status for Alabama Map Turtle, Barbour's Map Turtle, Escambia Map Turtle, and Pascagoula Map Turtle Due to Similarity of Appearance with a Section 4(d) Rule. Federal Register 86(223).
- Böhm, S. (2012): Höckerschildkröten – die Gattung *Graptemys* Agassiz 1857 im Porträt. *Sacalia* 10(2): 22-55.
- Bringsoe, H. (1998): Quo Vadis? Three American CITES Proposals for American Reptiles. *Herpetological Review* 29(2): 70-71.
- Buhlmann, K.A., T. Tuberville & J.W. Gibbons (2008): *Turtles of the Southeast*. Athens, Georgia (University of Georgia Press): 264 pp.
- Cagle, F.R. (1952): The status of the turtles, *Graptemys pulchra* Baur and *Graptemys barbouri* Carr & Marchand with notes on their natural history. *Copeia* 1952(4): 223-234.
- Carr, A. & L.J. Marchand (1942): A new turtle from the Chipola River, Florida. *Proceedings of the New England Zoology Club* 20: 95-100.
- Carr, J.L. & M.A. Messinger (2002): *Graptemys gibbonsi*. Predation. *Herpetological Review* 33(3): 201-202.
- Center for Biological Diversity (2022): Pearl River Map Turtles Proposed for Endangered Species Act Protection in Mississippi, Louisiana. *Tortuga Gazette* 58(1): 14.
- Challender, D.W.S., D. Brockington, A. Hinsley, M. Hoffmann, J.E. Kolby, F. Massé, D.J.D. Natusch, T.E.E. Oldfield, W. Outhwaite, M. 't Sas-Rolfes & E.J. Milner-Gulland (2022): Mischaracterizing wildlife trade and its impacts may mislead policy processes. *Conservation Letters* 15(1): e12832.
- Chelonian Advisory Group (2015): AZA Chelonian Advisory Group Regional Collection Plan. Regional Collection Plan. Knoxville (Chelonian TAG Steering Committee, Association of Zoos and Aquariums (AZA). 4th Edition): 209 pp.
- Chow, A.T., S. Cheung & P.K. Yip (2014): Wildlife markets in South China. *Human-Wildlife Interactions* 8(1): 108-112.
- CITES (1997): Inclusion of the entire turtle genus *Graptemys* in Appendix II. CITES CoP10.
- CITES (2011): A study of progress on conservation of and trade in CITES-listed tortoises and freshwater turtles in Asia, prepared by the IUCN Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group. Geneva (CITES Animals Committee, AC25 Doc. 19): 35 pp.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Transfer five species of broad-headed map turtles of the Genus *Graptemys*: *Graptemys barbouri*, *Graptemys ernsti*, *Graptemys gibbonsi*, *Graptemys pearlensis*, and *Graptemys pulchra* from Appendix III to Appendix II. CITES CoP19, Proposal 24: 17 pp.
- Cohen, M.A. (2019): Map Turtles – an Overview. *Tortuga Gazette* 55(1): 1-5.

- Coleman, A.T. (2020): Urban Turtle Project: Using Citizen Science to Document Freshwater Turtle Communities and Populations in Birmingham, Alabama, with Focus on Alabama Map Turtles (*Graptemys pulchra*). *Chelonian Conservation & Biology* 19(2): 283-290.
- Crenshaw, J.W. & G.B. Rabb (1950): Occurrence of the turtle *Graptemys barbouri* in Georgia. *Copeia* 1950(1): 71.
- Dobie, J.L. (1972): Correction of distribution records for *Graptemys barbouri* and *Graptemys pulchra*. *Herpetological Review* 4(1): 23.
- Ehret, D.J. & J.R. Bourque (2011): An Extinct Map Turtle *Graptemys* (Testudines, Emydidae) from the Late Pleistocene of Florida. *Journal of Vertebrate Paleontology* 31(3): 575-587.
- Enge, K.M., R.L. Cailteux & J.J. Nordhaus (1996): *Graptemys barbouri* (Barbour's map turtle). Geographic distribution. *Herpetological Review* 27(3): 150-151.
- Enge, K.M., B.A. Millsap, T.J. Doonan, J.A. Gore, N.J. Douglass & G.L. Sprandel (2003): Conservation Plans for Biotic Regions in Florida Containing Multiple Rare or Declining Wildlife Taxa. Tallahassee, Florida (Fish and Wildlife Conservation Commission. Bureau of Wildlife Diversity Conservation. Final Report July 1992–June 2002): 56 pp.
- Enge, K.M. & G.E. Wallace (2008): Basking survey of map turtles (*Graptemys*) in the Choctawhatchee and Ochlockonee Rivers, Florida and Alabama. *Florida Scientist* 71(4): 310-322.
- Engert, R. (1986): Schildkröten der Gattung *Graptemys*, insbesondere *G. flavimaculata* (Cagle, 1954) – ihre Pflege und Zucht. *Herpetofauna* 8(42): 17-22.
- Ennen, J.R. (2009): Conservation genetics and systematics of several turtle species in the southeastern United States. Hattiesburg (University of Southern Mississippi): 86 pp.
- Ennen, J., J. Godwin, J.E. Lovich, B.R. Kreiser, B. Folt & S. Hazzard (2016): Interdrainage Morphological and Genetic Differentiation in the Escambia Map Turtle, *Graptemys ernsti*. *Herpetological Conservation and Biology* 11(1): 122-131.
- Ennen, J.R., J.E. Lovich & R. Birkhead (2012): *Graptemys pearlensis*. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 889: 1-4.
- Ennen, J.R., J.E. Lovich & R.L. Jones (2016): *Graptemys pearlensis* Ennen, Lovich, Kreiser, Selman, and Qualls 2010 – Pearl River Map Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): *Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group*, IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(94): 1-8.
- Ennen, J.R., W. Selman & B. Kreiser (2007): *Graptemys gibbonsi* (Pascagoula Map turtle). Diet. *Herpetological Review* 38(2): 200.
- Ennen, J., J.E. Lovich, B.R. Kreiser, W. Selman & C.P. Qualls (2010): Genetic and Morphological Variation Between Populations of the Pascagoula Map Turtle (*Graptemys gibbonsi*) in the Pearl and Pascagoula Rivers with Description of a New Species. *Chelonian Conservation & Biology* 9(1): 98-113.
- Ernst, C.H., R.W. Barbour & J. Lovich (1994): *Turtles of the United States and Canada*. Washington (Smithsonian Institution Press): 578 pp.
- Ernst, C.H. & J. Lovich (2009): *Turtles of the United States and Canada*. Baltimore, Maryland (John Hopkins University Press): 827 pp.
- Ewert, M.A., P.C.H. Pritchard & G.E. Wallace (2006): *Graptemys barbouri* – Barbour's map turtle. Pp. 260-272. In: P.A. Meylan (ed.): *Biology and Conservation of Florida Turtles*, Chelonian Research Monographs 3: 375 pp.

- Florida Fish & Wildlife Conservation Commission (2013): A Species Action Plan for Barbour's Map Turtle *Graptemys barbouri*. Tallahassee, Florida (Imperiled Species Management Plans -> Reptile Species Action Plans): 48 pp.
- Florida Fish & Wildlife Conservation Commission (2019): Barbour's Map Turtle *Graptemys barbouri*. Tallahassee, Florida (Species Conservation Measures and Permitting Guidelines): 14 pp.
- Floyd, T.M. & J.B. Jensen (2023): *Graptemys pulchra* Baur, 1893 – Alabama Map Turtle. Georgia Biodiversity Portal. https://georgiabiodiversity.org/portal/profile?group=all&es_id=19331 (Letzter Zugriff: 18.12.2023)
- Forsman, A. & R. Shine (1995): Sexual size dimorphism in relation to frequency of reproduction in turtles (Testudines: Emydidae). *Copeia* 1995(3): 727-729.
- Gad, J. (2004): Vorschläge für eine tier- bzw. verhaltensgerechte Pflege von Schildkröten in menschlicher Obhut. *Emys* 11(6): 4-24.
- George, G. (1990): Status and conservation of *Graptemys barbouri*, *Graptemys flavimaculata*, *Graptemys oculifera* and *Graptemys caglei*. Pp. 24-30. In: Beaman, K.R., F. Caporaso, S. McKeown & M.D. Graff (eds.): Proceedings of the 1st International Symposium on Turtles & Tortoises: Conservation and captive husbandry, Chapman University, Orange, California. Van Nuys (California Turtle and Tortoise Club): 171 pp.
- Godwin, J.C. (2002): Distribution and Status of Barbour's Map Turtle (*Graptemys barbouri*) in the Choctawhatchee River System, Alabama, Report submitted to the Alabama Department of Conservation and Natural Resources: 21 pp.
- Godwin, J.C. (2004): Barbour's Map Turtle. *Graptemys barbouri* Carr & Marchand. Pp. 77-78. In: Mirarchi, R.E., M.A. Bailey, T.M. Haggerty & T.L. Best (eds.): Imperiled Amphibians, Reptiles, Birds, and Mammals. Tuscaloosa (Alabama University Press) 3: 221 pp.
- Godwin, J.C., J.E. Lovich, J.R. Ennen, B.R. Kreiser, B. Folt & C. Lechowicz (2014): Hybridization of Two Megacephalic Map Turtles (Testudines: Emydidae: *Graptemys*) in the Choctawhatchee River Drainage of Alabama and Florida. *Copeia* 2014(4): 725-742.
- Goode, M. (1997): Eggs and Clutch Production of Captive *Graptemys*. P. 478. In: Van Abbema, J. (ed.) Proceedings: Conservation, Restoration, and Management of Tortoises and Turtles – An International Conference. New York New York Turtle and Tortoise Society): 494 pp.
- Graham, S.P., C.K. Ward, J.S. Walker, S. Sterrett & M.T. Mendonça (2015): Sexual Dimorphism and Seasonal Variation of Reproductive Hormones in the Pascagoula Map Turtle, *Graptemys gibbonsi*. *Copeia* 2015(1): 42-50.
- Gregoire, D.R. (2023): *Graptemys barbouri* Carr and Marchand, 1942. Nonindigenous Aquatic Species Database. U.S. Geological Survey. Gainesville, FL. <https://nas.er.usgs.gov/queries/FactSheet.aspx?SpeciesID=1239> (Letzter Zugriff: 18.12.2023).
- Hammerson, G. (2010): *Graptemys pearlensis* – Pearl River Map Turtle. In: NatureServe (2023): NatureServe Explorer [web application]. NatureServe, Arlington, Virginia. Available <https://explorer.natureserve.org/>. (Letzter Zugriff: 13.12.2023).
- Hammerson, G. & D.R. Jackson (2005): Comprehensive Report Species – *Graptemys barbouri*. NatureServe Explorer: An online encyclopedia of life [web application]. NatureServe. Version 7.1.
- Heeb, A.B., C. Light, W.F. Hanson-Regan et al. (2024): Turtle Races: A Threat to Wild Turtle Populations? *Herpetological Review* 55(1): 11-18.
- Hepler, B.P., R.L. King & L.L. Smith (2015): Status and distribution of Barbour's Map turtle (*Graptemys barbouri*) in the Flint River, Georgia, Georgia Department of Natural Resources: 12 pp.
- Hertwig, S. (2001): Ökologie, Haltung und Fortpflanzung im Terrarium von *Graptemys caglei*, *G. flavimaculata*, *G. nigrinoda nigrinoda* und *G. oculifera*. *Salamandra* 37(1): 21-48.

- Jackson, D.R. (2013): *Graptemys ernsti* – Escambia Map Turtle. In: NatureServe (2023): NatureServe Explorer [web application]. NatureServe, Arlington, Virginia. Available <https://explorer.natureserve.org/>. (Letzter Zugriff: 13.12.2023).
- Jackson, D.R. (2014): *Graptemys barbouri* – Barbour’s Map Turtle. In: NatureServe (2023): NatureServe Explorer [web application]. NatureServe, Arlington, Virginia. Available <https://explorer.natureserve.org/>. (Letzter Zugriff: 13.12.2023).
- Jackson, D.R. & G. Guyot Jackson (2002): Note sur l'incubation des oeufs et les nouveau-nés de la Grap-témyde de Barbour (*Graptemys barbouri*). Manouria 5(17): 29-31.
- Jacobson, E.R., C.H. Gardiner, S.L. Barten, D.H. Burr & A.L. Bourgeois (1989): Flavobacterium menin-gosepticum infection of a Barbour's Map turtle (*Graptemys barbouri*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine 20: 474-477.
- Jacobson, E.R., J.M. Gaskin & H. Wahlquist (1982): Herpesvirus-like infection in map turtles. Journal of the American Veterinary Medical Association 181(11): 1322-1324.
- Jennings, R. & G. Hammerson (2005): *Graptemys pulchra* – Alabama Map Turtle. In: NatureServe (2023): NatureServe Explorer [web application]. NatureServe, Arlington, Virginia. Available <https://explorer.natureserve.org/>. (Letzter Zugriff: 13.12.2023).
- Jensen, J.B. (2009): *Graptemys pulchra* (Alabama Map Turtle). Rare Reptile Species Profiles, Georgia Department of Natural Resources – Wildlife Resources Division: 3 pp.
- Jensen, J.B. (2016): Surveys for the Alabama Map Turtle (*Graptemys pulchra*) in the Coosa River, Georgia. Georgia Journal of Science 74(2): Article 4.
- Jensen, J.B. (2018): *Graptemys barbouri* Carr and Marchand, 1942 – Barbour's Map Turtle. Georgia Biodiversity Portal. https://georgiabiodiversity.org/portal/profile?group=all&es_id=20343 (Letzter Zugriff: 18.12.2023)
- Kawata, K. (2003): Reptiles in Japanese Collections. Part 1: Chelonians, 1998. International Zoo News Vol. 50/5 (No. 326).
- Kirkpatrick, D. (1993): Map turtles of the United States. Reptile & Amphibian Magazine 1993(Nov/Dec): 6-17.
- Kolby, J. & B. Weissgold (2022): Exaggeration of the US role in the international tiger trade: Response to Khanwilkar et al. (2022). Conservation Science and Practice 4(7): e12723.
- Krysko, K.L., K.M. Enge & P.E. Moler (2019): Amphibians and Reptiles of Florida. Gainesville, University Press of Florida: 706 pp.
- Lamb, T., C. Lydeard, R.B. Walker & J.W. Gibbons (1994): Molecular systematics of map turtles (*Grap-temys*): a comparison of mitochondrial restriction site versus sequence data. Systematic Biology 43(4): 543-559.
- Landry, K. & B. Gregory (2010): Ringed Map and Pascagoula Map Turtle Survey of Bogue Chitto River in Louisiana. Louisiana Wildlife Insider 2010(Winter): 18-19.
- Landry, K. & B. Gregory (2011): Map turtle surveys. Louisiana Natural Areas Registry Quarterly Newslet-ter 8(2): 2-5.
- Lechowicz, C. (2005): Map turtles (Genus *Graptemys*) in the Hurricane Belt of the Gulf Coast. Bulletin of the Chicago Herpetological Society 40(10): 181-183.
- Lechowicz, C. (2008): Tour d'horizon de l'histoire naturelle, la taxonomie, la préservation et les prob-lèmes actuels des tortues géographiques du genre *Graptemys* (Agassiz, 1857). Chéloniens 11 30-45.

- Lechowicz, C.J. (2014): Aspects of the Population Dynamics of Sympatric Map Turtles, *Graptemys barbouri* and *Graptemys ernsti*, in the Lower Choctawhatchee River System of Alabama and Florida. Fort Myers (Florida Gulf Coast University): 105 pp.
- Lee, D.S. (2012a): The Future of Map Turtles: Will the Mutts Take Over? Bulletin of the Chicago Herpetological Society 47(10): 1-4.
- Lee, D.S. (2012b): Hot Tracks, Fast Turtles – The Unforeseen Consequences of Well-intended Turtle Derbies. Bulletin of the Chicago Herpetological Society 47(10): 121-130.
- Lee, D.S., R. Franz & R.A. Sanderson (1975): A note on the feeding habits of male Barbour's map turtle. Florida Field Naturalist 3(2): 45-46.
- Lindeman, P.V. (1999a): Surveys of basking map turtles *Graptemys* spp. in three river drainages and the importance of deadwood abundance. Biological Conservation 88(1): 33-42.
- Lindeman, P.V. (1999b): Growth curves for *Graptemys*, with a comparison to other emydid turtles. American Midland Naturalist 142(1): 141-151.
- Lindeman, P.V. (2000): Evolution of the relative width of the head and alveolar crushing surfaces in map turtles (Testudines: Emydidae: *Graptemys*). Biological Journal of the Linnean Society 69(4): 549-576.
- Lindeman, P.V. (2008): Evolution of body size in the Map turtles and Sawbacks (Emydidae: Deirochelyinae: *Graptemys*). Herpetologica 64(1): 32-46.
- Lindeman, P.V. (2013): The Map Turtle and Sawback Atlas: Ecology, Evolution, Distribution, and Conservation of the Genus *Graptemys*. Norman (University of Oklahoma Press): 288 pp.
- Lindeman, P.V. (2016): Diets of syntopic black-knobbed sawbacks (*Graptemys nigrinoda*) and Alabama map turtles (*Graptemys pulchra*) in the Alabama River. American Midland Naturalist 175(2): 194-205.
- Lindeman, P.V. (2020): Comparative Reproductive Allometry of Syntopic Black-Knobbed Sawbacks (*Graptemys nigrinoda*) and Alabama Map Turtles (*Graptemys pulchra*) in the Alabama River, with Comparison to Three Congeners. Chelonian Conservation & Biology 19(2): 246-255.
- Lindeman, P.V., A.G. Gibson, W. Selman, R.L. Jones, G.J. Brown, C.C. Huntzinger & C.P. Qualls (2020): Population Status of the Megacephalic Map Turtles *Graptemys pearlensis* and *Graptemys gibbonsi* and Recommendations Regarding Their Listing Under the US Endangered Species Act. Chelonian Conservation & Biology 19(2): 165-185.
- Lovich, J.E. (1985): *Graptemys pulchra* Baur, Alabama map turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 360: 1-2.
- Lovich, J.E. (1994): *Graptemys gibbonsi* Lovich & McCoy, Pascagoula map turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 586: 1-2.
- Lovich, J.E. (2020): Species Status Assessment for the Pearl River Map Turtle (*Graptemys pearlensis*) Draft Version 1.0 [Peer Review]. Atlanta, GA (The U. S. Fish and Wildlife Service): 127 pp.
- Lovich, J.E. & J.R. Ennen (2014): *Graptemys gibbonsi* Lovich & McCoy. Pascagoula map turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 901: 1-8.
- Lovich, J.E. & C.H. Ernst (1989): Variation in the plastral formulae of selected turtles with comments on taxonomic utility. Copeia 1989(2): 304-318.
- Lovich, J.E., J.C. Godwin & C.J. McCoy (2011): *Graptemys ernsti* Lovich & McCoy 1992 – Escambia Map Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group, IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(51): 1-6.

- Lovich, J.E., J.C. Godwin & C.J. McCoy (2014): *Graptemys pulchra* Baur 1893 – Alabama Map Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group, IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(72): 1-6.
- Lovich, J.E. & C.J. McCoy (1992): Review of the *Graptemys pulchra* group (Reptilia: Testudines: Emydidae), with descriptions of two new species. Annals of the Carnegie Museum 61(4): 293-315.
- Lovich, J.E. & C.J. McCoy (1994): *Graptemys ernsti* Lovich & McCoy, Escambia map turtle Catalogue of American Amphibians and Reptiles 585: 1-2.
- Lovich, J.E., W. Selman & C.J. McCoy (2009): *Graptemys gibbonsi* Lovich and McCoy 1992 – Pascagoula Map Turtle, Pearl River Map Turtle, Gibbons' Map Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group, IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(29): 1-8.
- Luiselli, L., A. Starita, G.M. Carpaneto, G.H. Segniagbeto & G. Amori (2016): A Short Review of the International Trade of Wild Tortoises and Freshwater Turtles Across the World and Throughout Two Decades. Chelonian Conservation & Biology 15(2): 167-172.
- Maerz, J.C. & A.C. Grosse (2007): Presence and Minimal Detection Probabilities of Map Turtles (*Graptemys* spp.) and other Riverine Turtles in Northwest Georgia. Georgia Department of Natural Resources: 19 pp.
- Mann, T. (2033): *Graptemys gibbonsi* – Pascagoula Map Turtle (revision). In: NatureServe (2023): NatureServe Explorer [web application]. NatureServe, Arlington, Virginia. Available <https://explorer.natureserve.org/>. (Letzter Zugriff: 13.12.2023).
- Mays, J. & P. Hill (2020): Distribution, Abundance, and Status of Barbour's Map Turtle (*Graptemys barbouri*) in Florida. Chelonian Conservation & Biology 19(2): 155-164.
- Meier, E. (1997): Eiablageprobleme bei Schildkröten – ein meist hausgemachtes Problem. Reptilia 2(4): 62-64.
- Meier, E. (2007): Falsche Landkarten- und Mississippi-Höckerschildkröten *Graptemys pseudogeographica pseudogeographica* & *Graptemys p. kohnii*. Münster (Natur und Tier Verlag): 60 pp.
- McCoy, C.J., O.A. Flores-Villela, R.C. Vogt, M. Pappas & J.K. McCoy (2020): Ecology of Riverine Turtle Communities in the Southern United States: Food Resource Use and Trophic Niche Dimensions. Chelonian Conservation & Biology 19(2): 197-208.
- Myers, E.M. (2008): Post-orbital color pattern variation and the evolution of a radiation of turtles (*Graptemys*). Ames (Iowa State University): 159 pp.
- Neilson, M.E. (2023): *Graptemys ernsti* Lovich and McCoy, 1992. Nonindigenous Aquatic Species Database. U.S. Geological Survey. Gainesville, FL. <https://nas.er.usgs.gov/queries/FactSheet.aspx?SpeciesID=2927> (Letzter Zugriff: 18.12.2023).
- Pfau, B. (2014): Treffen der IG *Graptemys* zum Thema Zuchtbücher. Minor 13(2): 8-13.
- Pfau, B., L. Schober, T. Hahnert, M. Richter & G. Kalter (2014): *Graptemys* studbooks overview. Schalkwijk, the Netherlands (European Studbook Foundation): 22 pp.
- Praschag, P., F. Ihlow, M. Flecks, M. Vamberger & U. Fritz (2017): Diversity of North American map and sawback turtles (Testudines: Emydidae: *Graptemys*). Zoologica Scripta 46(6): 675-682.
- Praschag, R. (2023a): Sägerücken- und Höckerschildkröten der Gattung *Graptemys* – eine artenreiche Gattung der Sumpfschildkröten. elaphe 2023(5): 12-23.
- Praschag, R. (2023b): Auf *Graptemys*-Suche in den USA. elaphe 2023(5): 24-37.

- Praschag, R. (2023c): Sechs Jahrzehnte Erfahrungen mit der Haltung und Nachzucht von Höcker- und Sägerrückenschildkröten der Gattung *Graptemys*. *elaphe* 2023(5): 38-52.
- Rinne, J., R. Kulkarni, A. Soriano-Redondo, R. Correia & E. Di Minin (2023): Using automated content analysis to monitor global online trade in endemic reptile species. *Diversity and Distributions* (early view). <https://doi.org/10.1111/ddi.13771>
- Roddewig, E. (2013): Männer-WG. Gemeinsame Haltung von Männchen verschiedener Arten Wasserschildkröten? *Marginata* 10(3): 52-57.
- Sanderson, R.A. (1992): Barbour's Map Turtle *Graptemys barbouri* Carr & Marchand. Pp. 196-199. In: Moler, P. (ed.) *Rare and endangered biota of Florida. Vol. III: Amphibians and Reptiles*. Eagle Mountain (University Press of Florida): 291 pp.
- Sanderson, R.A. & J.E. Lovich (1988): *Graptemys barbouri* Carr & Marchand, Barbour's Map Turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 421: 1-2.
- Schmidt, A.A. (1956): *Graptemys barbouri* Carr & Marchand, eine ungewöhnliche Schildkröte. *DATZ* 9(5): 130-132.
- Schober, L. (2016): Höckerschildkröten – (*Graptemys*) Workshop. *Sacalia* 14(3): 17-28.
- Schulz, S. (2001): Erfahrungsbericht über die Haltung und Zucht der Höckerschildkröten der Gattung *Graptemys*, im Besonderen von *Graptemys pseudogeographica pseudogeographica*, *Graptemys ouachitensis ouachitensis*, *Graptemys nigrinoda nigrinoda* und *Graptemys barbouri*. *Radiata* 10(2): 3-14.
- Schulz, S. (2004): *Graptemys barbouri* Carr & Marchand, 1942, Barbour's Höckerschildkröte. *Emys* 11(2): 22-31.
- Schulz, S. (2006): *Graptemys barbouri* (Carr & Marchand, 1942) Barbour's map turtle. Pp. 257-267. In: Artnr, H. B. Farkas & V.J.T. Loehr (eds.): *Turtles. Proceedings: International Turtle & Tortoise Symposium Vienna 2002*. Frankfurt am Main (Edition Chimaira): 618 pp.
- Selman, W. (2020): River Turtles and One Dam Lake: Two Imperiled *Graptemys* Species in the Pearl River and Potential Impacts of the Proposed One Lake Project. *Chelonian Conservation & Biology* 19(2): 186-196.
- Selman, W. (2022): RE: Review of Endangered and Threatened Wildlife and Plants; 12-Month Finding for Pascagoula Map Turtle; Threatened Species Status with Section 4(d) Rule for Pearl River Map Turtle; and Threatened Species Status for Alabama Map Turtle, Barbour's Map Turtle, Escambia Map Turtle, and Pascagoula Map Turtle Due to Similarity of Appearance with a Section 4(d) Rule. *Federal Register* 86: Docket No. FWS-R4-ES-2021-0097.
- Selman, W. (2024): Distribution and Abundance of *Graptemys oculifera* (Ringed Sawback) and *Graptemys pearlensis* (Pearl Map Turtle) in the Pearl River System of Louisiana, USA. *Herpetological Conservation and Biology* 19(1): 129-143.
- Selman, W., J.R. Ennen, B.R. Kreiser & C.P. Qualls (2009): Cross-species amplification of Emydid microsatellite loci in three *Graptemys* species and their utility as a conservation tool. *Herpetological Review* 40(1): 32-37.
- Selman, W. & R.L. Jones (2017): Population structure, status, and conservation of two *Graptemys* species from the Pearl River, Mississippi, USA. *Journal of Herpetology* 51(1): 27-36.
- Selman, W. & P.V. Lindeman (2015): Life history and ecology of the Pascagoula map turtle (*Graptemys gibbonsi*). *Herpetological Conservation and Biology* 10(2): 781-800.
- Selman, W. & C. Qualls (2009): Distribution and Abundance of Two Imperiled *Graptemys* Species of the Pascagoula River System. *Herpetological Conservation and Biology* 4(2): 171-184.

- Selman, W. & H. Smith (2017): Diamonds in the Rough: Status of Two Imperiled *Graptemys* Species (*Graptemys oculifera* and *G. pearlensis*) in the Pearl River of Jackson. Mississippi Department of Wildlife, Fisheries, and Parks and the U.S. Fish and Wildlife Service: 19 pp.
- Shealy, R.M. (1976): The natural history of the map turtle, *Graptemys pulchra* Baur, in Alabama. Bulletin of the Florida Museum of Natural History 21(2): 47-111.
- Shealy, R.M. (1992): Alabama Map Turtle *Graptemys pulchra* Baur. Pp 200-203. In: Moler, P. (ed.) Rare and endangered biota of Florida. Vol. III: Amphibians and Reptiles. Eagle Mountain (University Press of Florida): 291 pp.
- Soriano-Redondo, A., H. Alwasiti, R. Kulkarni, R.A. Correia, S. Bryukhova, N.M. Lita, L.A. Rigor, D.R. Tejerero, T.M. Tenazas & E. Di Minin (2023): Online wildlife trade in species of conservation concern. Conservation Letters (early view). <https://doi.org/10.1111/conl.12985>.
- Sterrett, S.C. (2009): The ecology and influence of land use on river turtles in southwest Georgia: The ecology and influence of land use on river turtles in southwest Georgia. Atherns (University of Georgia): 111 pp.
- Sterrett, S.C. (2014): Nutrient Dynamics and Ecological Roles of Freshwater Turtles. Athens (University of Georgia): 167 pp.
- Sterrett, S.C. & A.M. Grosse (2009): *Graptemys barbouri* (Barbour's Map Turtle). Range extension. Herpetological Review 40(1): 110.
- Sterrett, S.C., J.B. Jensen & B. Folt (2014): *Graptemys barbouri* (Barbour's map turtle). Basking height. Herpetological Review 45(2): 314-315.
- Sterrett, S.C., A.J. Kaeser, R.A. Katz, L.L. Smith, J.C. Brock & J.C. Maerz (2015): Spatial ecology of female Barbour's map turtles (*Graptemys barbouri*) in Ichawaynochaway Creek, Georgia. Copeia 2015(2): 263-271.
- Sterrett, S.C., T. Kirk & L.L. Smith (2020): Evidence of a Dietary Shift in Female Barbour's Map Turtle (*Graptemys barbouri*) to Exploit an Exotic Mollusk. Chelonian Conservation & Biology 19(2): 298-301.
- Sung, Y.-H. & J.J. Fong (2018): Assessing consumer trends and illegal activity by monitoring the online wildlife trade. Biological Conservation 227: 219-225.
- Tippmann, H. (1996): Nachzuchten der Mitglieder der AG Schildkröten und Panzerechsen 1995. Journal der AG Schildkröten & Panzerechsen 1996(3): 19-22.
- Thomson, R.C., P.Q. Spinks & H.B. Shaffer (2018): Molecular phylogeny and divergence of the Map Turtles (Emydidae: *Graptemys*). Molecular Phylogenetics and Evolution 121: 61-70.
- Thlusty, M.F., D.-M. Cawthorn, O.L.B. Goodman, A.L. Rhyne & D.L. Roberts (2023): Real-time automated species level detection of trade document systems to reduce illegal wildlife trade and improve data quality. Biological Conservation 281: 110022.
- UNEP-WCMC (2024): Overview of international trade in United States turtle species 2000-2023. Cambridge (UNEP-WCMC Technical Report): 59 pp.
- USFWS (2021a): Species Status Assessment for the Pearl River Map Turtle (*Graptemys pearlensis*). LaClaire, L. M. Marshall, B. Bowers, K. London, C. Norquist, S. Jung & T. Jones-Farrand. Atlanta, GA (The U.S. Fish and Wildlife Service. Version 1.1): 141 pp.
- USFWS (2021b): Species Status Assessment for the Pascagoula Map Turtle (*Graptemys gibbonsi*). LaClaire, L. M. Marshall, B. Bowers, K. London, C. Norquist, S. Jung & T. Jones-Farrand. Atlanta, GA (The U.S. Fish and Wildlife Service. Version 1.1): 143 pp.

- USFWS (2024): Endangered and Threatened Species: Status for Pearl River Map Turtle, Status for Alabama Map Turtle, Barbour's Map Turtle, Escambia Map Turtle, and Pascagoula Map Turtle Due to Similarity of Appearance. Valid 12. Juli 2024. Federal Register Number 2024-15176, Document ID: FWS-R4-ES-2021-0097-0046: 31 pp.
- Van Dijk, P.P. (2011a): *Graptemys barbouri*, Barbour's Map Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T9496A97417240: 11 pp.
- Van Dijk, P.P. (2011b): *Graptemys ernsti*, Escambia Map Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T9500A97418010: 9 pp.
- Van Dijk, P.P. (2011b): *Graptemys gibbonsi*, Pascagoula Map Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T184436A97294046: 10 pp.
- Van Dijk, P.P. (2011d): *Graptemys pearlensis*, Pearl River Map Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T184437A97423604: 10 pp.
- Van Dijk, P.P. (2011e): *Graptemys pulchra*, Alabama Map Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T170494A97424569: 8 pp.
- Vander Schouw, P. (2013): Map Turtle. Reptiles Magazine 2013(November).
- Vetter, H. (2023): Sägerücken und lebende Landkarten Teil 8: *Graptemys flavimaculata*, Gelbtupfen-Höckerschildkröte & *Graptemys nigrinoda*, Schwarzknopf-Höckerschildkröte. Marginata 20(3): 50-56.
- Vogt, R.C., C.J. McCoy & M. Pappas (2018a): *Graptemys gibbonsi* (Pascagoula Map Turtle). Reproduction. Herpetological Review 50(3): 557.
- Vogt, R.C., C.J. McCoy & M. Pappas (2018b): *Graptemys pearlensis* (Pearl River Map Turtle). Reproduction. Herpetological Review 50(3): 557-558.
- Vučenović, J. & P.V. Lindeman (2021): The diets of the Pearl and Pascagoula map turtles (*Graptemys pearlensis* and *Graptemys gibbonsi*). Herpetologica 77(2): 121-127.
- Wahlquist, H. (1970): Sawbacks of the Gulf Coast. International Turtle & Tortoise Society Journal 4(4): 10-13; 28.
- Wahlquist, H. & G.W. Folkerts (1973): Eggs and hatchlings of Barbour's map turtle, *Graptemys barbouri* Carr & Marchand. Herpetologica 29(3): 236-237.
- Walker, D. & J.C. Avise (1998): Principles of phylogeography as illustrated by freshwater and terrestrial turtles in the south-eastern United States. Annual Review of Ecology and Systematics 29: 23-58.
- Will, T. & Georgia Department of Natural Resources. Wildlife Resources Division (2022): RE: Review of Endangered and Threatened Wildlife and Plants; 12-Month Finding for Pascagoula Map Turtle; Threatened Species Status with Section 4(d) Rule for Pearl River Map Turtle; and Threatened Species Status for Alabama Map Turtle, Barbour's Map Turtle, Escambia Map Turtle, and Pascagoula Map Turtle Due to Similarity of Appearance with a Section 4(d) Rule. Federal Register 86.
- Wunderlich, S., T. Griffiths & F. Baines (2024): UVB-emitting LEDs for reptile lighting: Identifying the risks of nonsolar UV spectra. Zoo Biology 43(1): 61-74.
- Yarbrough, L. (2017): Species Status Assessment for the Barbour's Map Turtle (*Graptemys barbouri*). Atlanta, GA (The U. S. Fish and Wildlife Service. Version 1.0): 83 pp.

Robert Hentschel & Beate Pfau (15.08.2024)

Wir danken Chris Lechowicz und Greg Geller für den Review.

Bataguridae

Batagur kachuga (Gray, 1831)

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Batagur kachuga</i>	(Gray, 1831)	Bengalische Fluss-schildkröte, Rotgekrönte Dach-schildkröte, Rotgekrönte Batagur-schildkröte	Red-crowned Roofed turtle, Painted Roofed turtle, Bengal Roof turtle, Sail Ter-rapin Bangladesh: Kori Kaitta, Aadi Kori Kaitta	nein



Abb. 22: *Batagur kachuga* Zucht, Madras Crocodile Bank Trust and Centre for Herpetology (alle Fotos N. Whitaker)

- a Zucht-♀ an der Eiablagestelle
- b Plastron eines ♂
- c Eier mit Entwicklungsanzeichen (weiße Binde)
- d Schlüpfling.

Morphologie und Taxonomie

Für lange Zeit beinhaltete die Sammelgattung *Kachuga* sowohl große Flussschildkröten, wie auch kleine Arten, welche in ihrer Ökologie den nordamerikanischen Höckerschildkröten stark ähneln. Praschag et. al (2007) bestimmten die Verwandtschaftsverhältnisse innerhalb der Gattung mittels molekularbiologischer Methoden neu und spalteten Sie letztlich auf. Die kleinsten Arten stellte man in die Gattung *Pangshura*, die großen Flussschildkröten wurden

der Gattung *Batagur* zugerechnet. Nurmehr eine Art, nämlich *Batagur kachuga* trägt damit noch den Namen der ehemaligen Gattung: die Rotgekrönte Batagurschildkröte.

Batagur kachuga kann im weiblichen Geschlecht eine Carapaxlänge von bis zu 560 mm, sowie ein Gewicht von bis zu 25 kg erreichen. ♂♂ erreichen dagegen in der Regel lediglich die Hälfte dieser Dimensionen (ca. 290 mm CL).

Während der Carapax juveniler Exemplare stark gekielt ist, flacht dieser mit zunehmendem Wachstum ab. Kopf und Weichteile von Jungtieren, Weibchen und Männchen außerhalb der Paarungszeit sind braungrau gefärbt. Während der Paarungszeit entwickeln geschlechtsreife ♂♂ eine prächtige Kopfzeichnung, wie dies auch von den männlichen Exemplaren anderer Batagurschildkröten bekannt ist.

Während dieser Zeit zeigen die männlichen *Batagur kachuga* eine leuchtend bunte Kopfzeichnung, welche sich aus roten, gelben, weißen und blauen Streifen zusammensetzt. Der Oberkopf ist rot gefärbt, daher auch die umgangssprachliche Bezeichnung. Anhand dieser prägnanten Färbung lassen sich adulte, männliche *Batagur* sp. gut voneinander unterscheiden.

Verbreitung und Lebensraum

Das Verbreitungsgebiet von *Batagur kachuga* liegt im Gangesbecken in Indien und erstreckt sich in Teile von Nepal sowie Bangladesch. Die Vorkommen überlebensfähiger Populationen in Nepal und Bangladesch sind jedoch umstritten. Das heutige Hauptverbreitungsgebiet, in dem noch reproduzierende Populationen existieren, liegt im Chambal-Fluss, welcher zum National Chambal Sanctuary gehört, das sich über die Bundesstaaten Uttar Pradesh, Madhya Pradesh und Rajasthan in Nordindien erstreckt.

Als typische Flussschildkröte bevorzugt auch die Rotgekrönte Batagurschildkröte Fließgewässer mit stellenweise hohen Sandbänken. Letztere werden für die Eiablage genutzt, während exponierte Felsen in der Mitte der Gewässer zur Thermoregulation aufgesucht werden.

Die Nahrung von *Batagur kachuga* besteht überwiegend aus Wasserpflanzen. Die Schildkröten fressen aber auch ins Wasser ragende Ufervegetation und Früchte. In menschlicher Obhut verzehren Schlüpflinge und einjährige Exemplare Fisch, sodass vermutet wird, dass in der Natur während der ersten Lebensphase sowohl tierische wie auch pflanzliche Kost aufgenommen wird.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang I seit 2023 (CoP19 Proposal 25). War bereits in 2003 auf CITES-Anhang II aufgenommen worden (CITES 2002).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang A.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Streng bzw. besonders geschützt.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Vom Aussterben bedroht – CR (Critically Endangered A2cd+4cd, assessed 13 March 2018).

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Bangladesch

Vom Aussterben bedroht – CR (Critically Endangered, Species-ID RE 0004) (Alam 2015).

Gefährdungsfaktoren

Das (1991) bezeichnet *Batagur kachuga* im ganzen Verbreitungsgebiet als selten. Choudhury et. al (2000) betrachten den Populationsstatus der Art als schwer zu erfassen.

Obgleich keine belastbaren Daten verfügbar sind, geht man davon aus, dass die natürlichen Bestände von *Batagur kachuga* in den vergangenen 50 Jahren um 90 % zurückgegangen sind. Es ist damit zu rechnen, dass sich diese Entwicklung auch in den nächsten Jahren fortsetzen wird.

Bis zum Jahr 2010 scheinen alle bis auf eine Population der Art erloschen zu sein. Lediglich im Chambal-Fluss im gleichnamigen Nationalpark erfährt die Art teilweise wirksamen Schutz, so dass hier die letzte, bekannte, reproduzierende Population existiert. Man schätzt, dass hier noch etwa 500 fortpflanzungsfähige ♀♀ existieren.

Im restlichen, ehemaligen Verbreitungsgebiet von *Batagur kachuga* sind dagegen vermutlich nurmehr verstreut lebende Einzeltiere anzutreffen.

Am Chambal Fluss existiert seit dem Jahr 2006 ein Schutzprojekt, das von der TSA Foundation India sowie der Forstverwaltungen von Madhya Pradesh, Uttar Pradesh und Rajasthan initiiert wurde (Singh et al. 2024). Im Zuge dessen werden Nester der Batagurschildkröten vor eindringenden Fressfeinden oder menschlichen Plünderern geschützt und Jungschildkröten bis zu einem Gewicht von 1 kg in menschlicher Obhut zur späteren Auswilderung aufgezogen.

Im weiteren Verlauf wurden mit Exemplaren aus diesem Schutzprojekt auch Zuchtgruppen in menschlicher Obhut im Kukrail Gharial Centre sowie in den Zoos von Lucknow und Kanpur aufgebaut.

Nachzuchten, welche in der Madras Crocodile Bank erzielt wurden, werden zur Auswilderung nach Uttar Pradesh geschickt, von wo die Ursprungstiere der dortigen Zuchtgruppe stammen (Whitaker 2009b).

Neben der Ausbeutung von Gelegen sowie dem Fang und Verzehr von *Batagur kachuga* in ihren Herkunftsländern, ist die Art durch den Verlust ihres Lebensraumes stark gefährdet. Der kommerzielle Abbau von Sand lässt die benötigten Eiablageplätze verschwinden, und die Veränderung sowie Bebauung von Flüssen verhindert die Migrationsbewegungen der Schildkröten und vernichtet ihre Nahrungsgrundlage.

In geringerem Ausmaß stellt auch der Leberdierhandel einen weiteren Bedrohungsfaktor für die Art dar (CITES 2022). Einzeltiere haben wohl ihren Weg nach Südostasien gefunden, wie man anhand von Fotos in den sozialen Medien erkennen kann. Zwei Beschlagnahmen im Bundesstaat Uttar Pradesh, welche zwischen 2017 und 2024 erfolgten, weisen auf eine Nachfrage nach diesen Schildkröten in südostasiatischen Ländern hin. In Europa und den USA scheint es keine Halter*innen dieser Art zu geben.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Batagur kachuga</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Ausgeprägter Geschlechtsdimorphismus, ♂♂ erreichen lediglich die halbe Endgröße von ♀♀. Die Schwänze der ♂♂ sind im Verhältnis länger und dicker als die der ♀♀. Während der Balzzeit zeigen die ♂♂ eine leuchtend bunte Kopf- und Halszeichnung, welche sich aus roten, gelben, weißen und blauen Streifen, bei rotem Oberkopf, zusammensetzt.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	Nach Praschag et al. 2019 beträgt eine Generationsfolge 25 Jahre. Im Lucknow Gharial Center erreichten <i>Batagur kachuga</i> mit 18 Jahren die Geschlechtsreife. Nach Whitaker & Yelahanka (2021) verändert sich die Kopffärbung männlicher Exemplare ab einem Alter von etwa drei Jahren, was mit der Geschlechtsreife einher geht. Ab diesem Alter bilden sich auch die nur bei ♂♂ vorkommenden Kinndrüsen aus.
Paarung und Eiablagestellen	Zu Paarungen kommt es am Ende der Regensaison. Zu dieser Zeit zeigen die ♂♂ die typische Balzfärbung. Eiablagen erfolgen im März und April. Die Nestgrube wird in lockerem Sand am Flussufer angelegt, etwa 10 m vom Wasser entfernt (1,5–15,4 m), sie ist etwa 35 cm tief, und der ausgegrabene Sand wird bis zu 2 m weit weggeschleudert. Das macht die Nestgruben sehr auffällig (Pareek 2023).
Fortpflanzungs-saison	Ende der Regenzeit / Frühjahr.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	Ein Gelege umfasst 11–30 (im Mittel 18) Eier. Jedes ♀ kann ein bis zwei Gelege pro Jahr absetzen (Praschag et. al 2007, Whitaker & Yelahanka (2021). Pareek (2023) hat ein Gelege mit 15 Eiern ausgegraben und die Eier inkubiert.
Eigröße / Schlupfgröße	Vermessene Eier von <i>Batagur kachuga</i> waren 64–75 mm lang und 38–46 mm breit (Whitaker & Yehlanaka 2021).
Entwicklungsdauer	Bei Temperaturen von 25,3–34,4 °C beträgt die Eizeitigung etwa 47–55 Tage bis zum Schlupf (Whitaker 2009a). Pareek (2023) hat bei 29 °C jedoch 86 Tage Inkubationsdauer angegeben, bei 32 °C 70 Tage und bei 35 °C nur noch 67 Tage. Alle Eier sind geschlüpft, alle Jungtiere haben mehr als 5 Monate überlebt, aber die Jungtiere bei der mittleren Temperatur waren etwas größer und fitter als die kühler bzw. wärmer inkubierten. Die Tiere werden weiter aufgezogen bis sie etwa 1 kg erreicht haben und sollen dann ausgewildert werden.
Geschlechtsbestimmung	Wahrscheinlich TSD wie die anderen Arten der Gattung, die Scheiteltemperatur ist unbekannt.
Spermien-speicherung	Unbekannt.

Haltung und Nachzucht C/C

Thema	Angaben für <i>Batagur kachuga</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Saisonale Schwankungen / Regenzeit.
Haltungsansprüche	Zur Haltung sind geräumige, auf tropische Temperatur beheizte Becken notwendig. Ein Sonnenplatz auf dem ca. 40 °C Strahlungswärme erreicht werden ist erforderlich. ♀♀ sind untereinander verträglich. Aufgrund der zu erwartenden Endgröße ist der Platzbedarf, vor allem bei der Pflege adulter ♀♀, enorm. Der Zuchtteich für <i>Batagur kachuga</i> in der Madras Crocodile Bank

	weist eine Größe von 29,5 x 15,5 m auf und ist maximal 2,7 m tief (Whitaker 2009a).
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Batagurschildkröten können zu Hauterkrankungen neigen, daher ist eine gute Wasserqualität sowie evtl. ein Zusatz von Salz o.ä. erforderlich.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Die Haltungparameter ähneln denen adulter Exemplare, wobei kleinere Becken verwendet werden. Eine gemeinsame Aufzucht mehrerer Jungtiere ist möglich. Die Gruppengröße sollte dabei jedoch nicht zu groß gewählt werden. Nach Singh et al. (2024) beträgt die optimale Wassertemperatur 20–25 °C. Auf eine gute Wasserqualität ist stets zu achten. (Biologische) Filter, wie für Fischaquarien üblich, können dazu beitragen, eine gute Wasserqualität aufrecht zu erhalten (Whitaker 2009a). Bei kühleren Temperaturen neigen die Jungtiere leicht zu Atemwegserkrankungen, Augenschwellungen oder anderen Infektionen (Singh et al. 2024).
Lebenserwartung in Haltung	Unbekannt.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Sehr selten. Es liegen keine Informationen für eine Nachzucht außerhalb von Indien (Lucknow Gharial Center, Madras Crocodile Bank Trust) vor. Im Turtle Breeding and Rehabilitation Centre in Sarnath werden verunglückte Schildkröten tiermedizinisch versorgt und deren Eier inkubiert, alleine im Jahr 2019 sind hier 50 Jungtiere geschlüpft (Singh et al. 2019). Die Jungtiere werden bis zur auswildungsfähigen Größe aufgezogen – gezielt gezüchtet wird hier allerdings nicht.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Schwierig aufgrund der Größe der Schildkröten und deren Ansprüche an den Eiablageplatz.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	In der Aufzuchtstation im Chambal River Nationalpark war die Sterblichkeit von Jungtieren zwischen 2014 und 2020 gering und lag bei 1,9 % (Singh et al. 2024).
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Unbekannt.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Nach den vorliegenden Informationen nein.
Befragungen	Mehrere Personen, darunter keine Halter*innen außerhalb Indiens.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Alam, A.B.M.S. (2015). *Batagur kachuga* Species ID: RE0004. In: IUCN Bangladesh. Red List of Bangladesh Volume 4: Reptiles and Amphibians. IUCN, International Union for Conservation of Nature, Bangladesh Country Office, Dhaka, Bangladesh. p. 49.
- CITES (2002): Inclusion of all species of the genus *Kachuga*, with the exception of *Kachuga tecta* that is already included in Appendix I, in Appendix II. CITES CoP12 Proposal 24: 53 pp.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – The Proponents propose the addition of the Red-crowned Roofed Turtle (*Batagur kachuga*) to CITES Appendix I. CITES CoP19, Proposal 25: 7 pp.
- Choudhury B.C. & S. Bhupathy (1993): Turtle Trade in India. A Study of Tortoises and Freshwater Turtles. New Delhi (WWF-India, TRAFFIC-India): 50 pp.
- Choudhury, N.K., D.K. Sharma & S. Sengupta (1999): Diversity and distribution of *Kachuga* in Kamrup district, Assam. Tigerpaper 26(1): 27-29.

- Choudhury B.C., S. Bhupathy & F. Hanfee (2000): Status information on the tortoises and freshwater turtles of India. Pp. 86–94. *In*: van Dijk, P.P., B.L. Stuart & A.G.J. Rhodin (eds): Asian Turtle Trade: Proceedings of a Workshop on Conservation and Trade of Freshwater Turtles and Tortoises in Asia. Lunenburg (Chelonian Research Monographs 2): 165 pp.
- Das, I. (1991): Colour guide to the turtles and tortoises of the Indian subcontinent. Portishead, U.K. (R&A Publishing Ltd): 133 pp.
- Das, I. (2002): Painted Roofed Turtle *Kachuga kachuga*. P. 127. *In*: Das, I.: A Photographic Guide to Snakes and Other Reptiles of India. Sanibel Island, Florida (Ralph Curtis Books: 144 pp.
- Gray, J.E. (1831): *Emys kachuga*. Plate 74. *In*: Gray, J.E.: Illustrations of Indian Zoology: chiefly selected from the collection of Major General Hardwicke. Vol. 1, London (Treuttel, Wurtz, Treuttel, Jun. and Richter): 100 plates.
- Moll, E.O. (1986): Survey of the freshwater turtles of India. Part I. The genus *Kachuga*. Journal of the Natural History Society of Bombay 83: 538-552.
- Panda, A.K., V. Verma, A. Srivastav, R. Badola & S.A. Hussein (2024): Digital image processing: A new tool for morphological measurements of freshwater turtles under rehabilitation. PLoS One 19(3): e0300253
- Pareek, P.S. (2023): Understanding the nesting ecology to support recovery of last known wild population of the Red-crowned Roofed Turtle (*Batagur kachuga*) in Chambal River, India. London (The Rufford Foundation), Application ID 36911-1: 12 pp.
- Praschag, P., M.F. Ahmed, I. Das & S. Singh (2019): *Batagur kachuga*, Red-crowned Roofed Turtle (errata version published in 2019). The IUCN Red List of Threatened Species 2019: e.T10949A152043133.
- Praschag, P., A.K. Hundsdoerfer & U. Fritz (2007): Phylogeny and taxonomy of endangered South and South-east Asian freshwater turtles elucidated by mtDNA sequence variation (Testudines: Geomydidae: *Batagur*, *Callagur*, *Hardella*, *Kachuga*, *Pangshura*). Zoologica Scripta 36(5): 429-442.
- Rao, R.J. & L.A.K. Singh (1987): *Kachuga* (Reptilia, Emydidae) in National Chambal Sanctuary: Observations on diurnal nesting emergences and unsuccessful nesting crawl. Journal of the Bombay Natural History Society 84(3): 688-691.
- Rashid, S.M.A. & S.M. Munjurul Hannan Khan (2000): Trade and conservation status of freshwater turtles and tortoises in Bangladesh. Lunenburg (Chelonian Research Monographs 2): 77-85.
- Rhodin, A.G.J., J.B. Iverson, R. Bour, U. Fritz, A. Georges, H.B. Shaffer & P.P. van Dijk (2021): Turtles of the World: Annotated Checklist and Atlas of Taxonomy, Synonymy, Distribution, and Conservation Status (9th Ed.). *In*: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 8: 472 pp.
- Singh, S., R. Dubla, A. Singh, B. Dixit & J.D. Riedle (2019): India: Progress Continues Amidst Ongoing Perils. Turtle Survival 2019: 26-29.
- Singh, S., A. Tripathi, B.D. Horne & P. Shantiprakash (2024): Conservation recovery of *Batagur kachuga* and *Batagur dhongoka* turtles in India: Development and operation of a head-starting facility. Herpetological Bulletin 44(167): 14-19.
- Sirsi, S., S. Singh, A. Tripathi, S.F. McCracken, M.R.J. Forstner & B.D. Horne (2017): Variation in Reproductive Output of the Red-crowned Roofed Turtle (*Batagur kachuga*) and the Three-striped Roofed Turtle (*Batagur dhongoka*) in the Chambal River of North India. Chelonian Conservation and Biology 16(2): 203-214.

Talukdar, A., G. Mallapur, S. Goswami, P. Konch, S.A. Hussain & P. Nigam (2020): Hematology and serum chemistry in *Batagur kachuga* and *B. dhongoka*. *Herpetological Conservation & Biology* 16(3): 681-685.

Whitaker, N. (2009a): Captive breeding of the critically endangered Red-Crowned Roof Turtle *Batagur kachuga*. Pp. 143-148. In: Vasudevan, K. (Ed.) *Freshwater Turtles and Tortoises of India*. ENVIS Bulletin: Wildlife and Protected Areas, Vol 12 (1). Wildlife Institute of India, Dehradun, India.

Whitaker, N. (2009b): Update on captive breeding of the Red-crowned roof turtle (*Batagur kachuga*) at the Madras Crocodile Bank Trust. *Newsletter of the Turtle Survival Alliance*. August 2009: 74-75.

Whitaker, N. & A. Yelahanka (2021) Onset of cephalic pigmentation in males in the Red crowned roof turtle, Emydidae, *Batagur kachuga* (Gray, 1887). *Indian Zoo Year Book* IX: 34-38.

Sebastian Nickl (30.08.2024)

Ich danke Nikhil Whitaker, Shailendra Singh und Sushmita Kar für den Review.

Cuora galbinifrons Bourret, 1940

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Cuora galbinifrons</i>	Bourret, 1940	Hinterindische Scharnierschildkröte	Flowerback box turtle Rùa hộp trán vàng miền bắc 黄额闭壳龟	ja

Morphologie und Taxonomie

Die Scharnierschildkröten der *Cuora galbinifrons*-Artengruppe (*Cuora galbinifrons*, *C. bourreti* und *C. picturata*) sehen einander sehr ähnlich, sie haben vergleichbare ökologische Ansprüche und sind auch nahe miteinander verwandt. Deshalb wurden sie in dem Dokument „Evaluation der Züchtbarkeit von ausgewählten, auf der CITES CoP18 in Anhang I und II gelisteten Amphibien- und Reptilientaxa“ (Langner et al. 2022) gemeinsam vorgestellt. Dieses Kapitel ist ein Update des entsprechenden Kapitels aus vorgenanntem Dokument.

Adulte Schildkröten der drei Arten erreichen etwa 20 cm Panzerlänge und werden ca. 1 kg schwer, der Bauchpanzer hat ein Quergelenk (daher die deutsche Bezeichnung „Scharnierschildkröte“) und kann vollständig verschlossen werden. Bei *Cuora galbinifrons* ist er häufig ganz schwarz oder dunkelbraun mit einem schmalen, gelblichen Rand. Der Rückenpanzer ist deutlich gewölbt und glatt. Die Färbung ist sehr variabel, beige, gelb, orange, braun oder dunkelbraun, mit einem breiten dunkelbraunen Längsband entlang der Rückenmitte. Dieses Medianband bedeckt die Wirbelschilder vollständig und von den Rippenschildern etwa das obere Viertel. Längs der Wirbelsäule verläuft sehr oft eine schmale, gelbliche, schwarz gerandete Linie. Das untere Drittel der Costalschilder ist hell gefärbt, häufig mit kleinen, schwarzen Streifenmustern.



Abb. 23: Importierte *Cuora galbinifrons* aus dem Zoohandel in Deutschland in den 1990er-Jahren (alle Fotos H. Becker):

- a Schwärzliche Färbungsvariante
- b Zwei sehr unterschiedliche Panzer-Färbungsvarianten
- c „Gelblich“ gefärbte Schildkröten haben oft deutliche schwarze Flecken auf dem ersten Costale
- d Ein rötlich gefärbtes Tier mit deutlicher Strichelung auf den Costalia
- e helles, jedoch bereits ausgefärbtes Jungtier
- f dieses Jungtier wird schwärzlich werden
- g Stirn und Kinn werden bei diesem Jungtier hell bleiben
- h ein Junges der schwärzlichen Tiere schlüpft.

Die Hinterindische Scharnierschildkröte hat in beiden Geschlechtern oft gelbe, orangefarbene oder sogar rote Färbungselemente am Kopf und manchmal auch farbige Schuppen an den ansonsten dunklen Vorderbeinen. Der Unterkiefer ist häufig klar gelb gefärbt.

Bei ausgewachsenen Tieren ändert sich die Kopfzeichnung fast nicht, sodass ein Foto von z. B. der rechten Kopfseite gut für eine Fotodokumentation genutzt werden kann. Die Pupille ist rund, die Iris grünlich, gelb oder manchmal auch leuchtend orange oder rot.

Bei den für den europäischen und US-amerikanischen Zoohandel importierten *Cuora galbinifrons* konnten je nach Importjahr sehr verschiedene Färbungen unterschieden werden, die in den privaten Zuchtgruppen untereinander weitergezüchtet wurden (Becker 2019), während sie in den Zoos vermischt wurden. Eine genetische Untersuchung der Ursprungstiere verschiedener Zuchtgruppen in Zoos und bei Privatpersonen, sowie von Proben aus dem Norden Vietnams (Ihlow et al. 2023) ergab, dass innerhalb von *Cuora galbinifrons* s. str. zwar mehrere genetische Kladen unterschieden werden können, dass diese so unterschiedlich gefärbten Schildkröten aber alle engstens miteinander verwandt sind, d. h. sowohl die getrennte Weiterzucht als auch die Vermischung sind mit der Erhaltungszucht vereinbar. Die Untersuchung zeigte jedoch auch, dass einige andere, morphologisch und aufgrund des Haplotyps ursprünglich *C. galbinifrons* s. str. zugeordnete Tiere Hybride mit *C. bourreti* waren. Es ist möglich, dass es eine Intergradationszone zwischen diesen beiden geografisch und genetisch benachbarten Arten gibt, d. h. diese Hybridtiere sollten vorsichtshalber aus den ex-situ-Zuchtgruppen herausgenommen werden, da hier ja reine Arten vermehrt werden sollen. Drei andere Tiere stellten sich als Mischlinge der komplett allopatrischen Arten *C. bourreti* und *C. picturata* heraus und müssen daher in jedem Fall von der Weiterzucht für die Arterhaltung ausgeschlossen werden. Ihre Herkunft konnte nicht geklärt werden, sie stammen möglicherweise aus einem Zuchtbetrieb auf Hainan.

Frisch geschlüpfte Jungtiere sind meist verhältnismäßig hell gefärbt, die Färbung wird mit zunehmendem Alter kontrastreicher und dunkler.

Horne et al. (2022), fordern in ihrem Arterhaltungs-Prioritätenplan, dass die genetischen Untersuchungen an *Cuora galbinifrons* auch auf Tiere aus Laos ausgedehnt werden, und dass sämtliche bestehenden ex-situ-Zuchtgruppen in die Untersuchungen einbezogen werden, um ungewollte Vermischungseffekte der Unterarten bzw. genetisch unterscheidbaren Lokalformen zu vermeiden.

Verbreitung und Lebensraum

Verbreitung

China (Provinz Guangxi und auf Hainan), Nord-Laos und Vietnam (Provinzen Lao Cai, Yen Bai, Vinh Phuc, Son La, Dien Bien, Hoa Binh, Thanh Hoa, Quang Binh und Nghe An), meist in Höhenlagen zwischen 500 und 1.000 m. Typuslokalität Tam-Dao, Tonkin (heute Tam Dao N.P., Vinh Phuc Prov.), Vietnam.

Lebensraum

Die Schildkröten leben terrestrisch in immergrünen, feuchten Bergwäldern mit geschlossenem Blätterdach, wo sie durch ihre Panzerfärbung in der dicken Laubschicht am Boden gut getarnt sind. Sie können allerdings auch schwimmen und sitzen oft für längere Zeit im flachen Wasser. Sie haben verhältnismäßig lange Beine und können gut klettern. Bei Bedrohung stoßen sie sich manchmal regelrecht ab und rollen dann den Hang hinunter bis in den nächsten

Laubhaufen, wo sie für das menschliche Auge praktisch unsichtbar sind. Temperaturen oberhalb 28 °C werden schlecht vertragen, im Winter kann es aber an manchen bekannten Fundorten sogar kurzzeitig leichten Frost geben.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang I seit 2022 (CoP19 Proposal 26). Zusätzlich wurde für alle Herkunftsländer eine jährliche Exportquote von 0 für Wildfänge zu kommerziellen Zwecken festgelegt.

Die Art war bereits seit 2000 in CITES-Anhang II (CoP11 Proposal 36) gelistet. Während CoP13 konnte der Antrag (Proposal 33), *C. galbinifrons* s. l. (also inkl. der anderen beiden Arten, die damals noch als Unterarten geführt wurden) in Anhang I zu transferieren, entsprechend Regel 23.6, wegen Überschneidung mit dem damaligen Proposal 32 nicht angenommen werden (CITES 2013). Das vorgesehene Proposal für die CoP18 zur Höherlistung in Anhang I wurde nicht fristgerecht eingereicht (P.P. van Dijk pers. Mitt.), so dass bei diesem Meeting nur *Cuora bourreti* und *C. picturata* auf Anhang I transferiert wurden. Das aktuelle Proposal 26 zur CoP19 folgt der Empfehlung des Animals Committee von 2015 (AC28 2015) zur Listung aller drei Arten in Anhang I.

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang A.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Streng geschützt.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Vom Aussterben bedroht – CR (Critically Endangered A2bd+4bd, assessed Mar 13, 2018).

Schutzverordnungen und Rote Listen der Herkunftsländer

China

Rote Liste (Red List of Chinas Vertebrates (Jiang et al. 2016): CR (A1d+2bcde+3cde+4cd; B1b (iii, iv, v); C1).

In China steht die Art seit 2000 in der höchsten Kategorie der Liste der geschützten Landtierarten. Es gibt auch einige lizenzierte Zuchtbetriebe für diese Art (Hong et al. 2022), aber die Kontrollen in diesen Betrieben sind noch nicht ausreichend, so dass in der CITES Trade Database China für 2022 zwar 160 Tiere mit Herkunftscodex „C“ für den Export nach Japan eingetragen hat, während Japan im gleichen Jahr nur 80 Tiere tatsächlich importiert hat (UNEP-WCMC 2024). Ob der Herkunftscodex „C“ für diese Tiere korrekt vergeben wurde, ist angesichts der Reproduktionsbiologie der Art eher unklar.

Laos

In Laos wurde die Art auf die höchste Verbotskategorie des Wildlife and Aquatic Species Law (No07/NA 24 December 2007) gesetzt.

Vietnam

In Vietnam geschützt seit 2013 (Decree 160/2013/ND-CP) und streng geschützt seit 2019 (Decree 06/2019/ND-CP) (McCormack et al. 2021), im Red Data Book Vietnams Status EN (Tran et al. 2007).

Gefährdungsfaktoren

Seit den 1990er Jahren ist der Marktwert dieser Schildkröten in China stark angestiegen, und der Fang und Schmuggel hat dementsprechend zugenommen. Die Hauptbedrohung ist das Sammeln für den Heimtierhandel und für die konsumtive Nutzung in Asien. Wilderer setzen speziell auf diese Art abgerichtete Hunde ein, um die Tiere aufzuspüren (Le et al. 2024). Manchmal wird auch das Unterholz angezündet, um die versteckten Schildkröten freizulegen. Die gesammelten Schildkröten werden meist über ein Netzwerk aus Händlern auf lokaler, Bezirks- und Provinzebene gehandelt, bevor sie exportiert oder konsumiert werden, was die Verfolgung der einzelnen Drahtzieher erschwert. Schätzungen zufolge ist die Population in den letzten 60 Jahren (drei Generationen) um mehr als 90 % zurückgegangen, was eine direkte Folge des übermäßigen Sammelns ist. Lediglich in sehr abgelegenen, unzugänglichen Bambuswäldern sind inzwischen noch stabile Populationen gefunden worden (Pham et al. 2020, Ducotterd et al. 2022). Die berechnete Populationsdichte liegt bei weniger als einem Tier pro Quadratkilometer innerhalb von Schutzgebieten mit geeigneten Lebensräumen. Da die Tiere gut getarnt sind, werden sie eher selten zufällig gefunden, aber sie werden gezielt mit ausgebildeten Hunden gesucht. In Vietnam wird der Schildkrötenhandel inzwischen schärfer kontrolliert, und der offene Handel auf den Tiermärkten ist seit 2006, seit nationaler Unterschutzstellung einiger Schildkrötenarten, zum Erliegen gekommen. Dennoch werden Wildfänge weiterhin illegal gehandelt, bzw. wohl immer noch aus Laos eingeschmuggelt, wenn auch in geringeren Stückzahlen, da die Tiere inzwischen selten geworden sind (Le et al. 2024). Seit der Höherlistung der beiden nahe verwandten Arten *C. bourreti* und *C. picturata* in CITES-Anhang I konnten in Vietnam sehr hohe Strafen (in einem Fall sogar 10 Jahre Gefängnis und zusätzlich umgerechnet etwa 3.500 €) für den illegalen Handel mit diesen Tieren verhängt werden. Dazu gab es mehrere Berichte von Doug Hendrie an die IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 2022 und 2023, siehe auch die Statusberichte in Education for Nature Vietnam (ENV) (2023), und jetzt drohen auch ähnlich hohe, tatsächlich abschreckende, Strafen für den Fang bzw. den Handel mit *C. galbinifrons* s. str. innerhalb Vietnams.

Der Handel mit Wildfängen aus den Herkunftsländern mit Europa ist laut CITES-Handelsdatenbank komplett zum Erliegen gekommen. Auch jüngere Schmuggelversuche nach Europa sind nicht dokumentiert. Zwischen 2019 und 2021 sind insgesamt 24 Nachzuchten (Herkunftscode „C“) aus Deutschland in die Schweiz, nach Taiwan und nach Japan exportiert worden.

Ein weiterer wesentlicher Gefährdungsfaktor der drei Arten jedoch ist die fortschreitende Zerstörung des natürlichen Lebensraums, z. B. die Umwandlung des Waldes in Plantagen, die den Tieren keinen Lebensraum bieten.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Cuora galbinifrons</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Bei geschlechtsreifen ♂♂ ist der Schwanz länger und die Schwanzwurzel dicker als bei ♀♀. Der Unterschied ist jedoch erst kurz vor Erreichen der Geschlechtsreife erkennbar.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	Mit 10–15 Jahren, in beiden Geschlechtern ab ca. 14 cm CL.
Paarung und Eiablagestellen	Die Eier werden manchmal halboffen abgelegt oder nur relativ flach in sehr weichen, feuchten Bodengrund eingegraben, gestresste ♀♀ werfen die Eier oft ins Wasser. In

	Menschenobhut können Legehügel aus weichem Waldboden o. ä. als Anreiz zur Eiablage aufgeschüttet werden.
Fortpflanzungs-saison	In den Haltungen in Europa werden die ersten Eier kurz nach Beendigung der Winterruhe ca. im März abgelegt, der zeitliche Abstand zu möglichen Folgegelegen ist variabel. Die letzten Gelege wurden Ende September abgelegt.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	Im Zuchtzentrum Cuc Phuong in Vietnam ein Gelege/Jahr mit 1–2 (selten 3) Eiern, in Menschenobhut in Europa/USA oft 2 Gelege/Jahr, sehr selten auch 3 Gelege. In privater Haltung in Europa 1–5 Eier/Gelege, im Mittel 2 Eier je nach Ernährungssituation, max. 7 Eier innerhalb eines Jahres wurden beobachtet.
Eigröße / Schlupfgröße	Eier ca. 55 x 30 mm und 20–35 g, Schlupfgröße etwa 50 mm CL und 25,5 g.
Entwicklungsdauer	Inkubation bei sehr hoher Luftfeuchte. Bei 24–30,5 °C Inkubationsdauer 49–112 Tage. Geregelter Inkubation bei 26–27 °C wird empfohlen, dann Schlupf nach 70–91 Tagen. Die Eier des ersten Geleges des Jahres schlüpfen bei gleichbleibender Inkubationstemperatur schneller.
Geschlechtsbestimmung	Ob diese Schildkröten eine temperaturabhängige Geschlechtsfixierung haben, ist unbekannt und wird derzeit genauer untersucht.
Spermien-speicherung	Ja, > 1 Jahr.

Haltung und Nachzucht C/C

Thema	Angaben für <i>Cuora galbinifrons</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Unbekannt, die Eiablage beginnt oft nach kühlerer Überwinterung, die ♀♀ sind oft im Spätsommer bis Herbst paarungswillig. Manche Züchter verpaaren die Tiere im Frühjahr und Herbst jeweils bei Tag- und Nachtgleiche. Für die Paarung ist das ♂ zum ♀ zu setzen, nach erfolgter Paarung oder bei Unwilligkeit des ♀ gleich wieder zu separieren.
Haltungsansprüche	Sehr stressempfindlich, Anfassen und Umsetzen vermeiden; Tiere fressen manchmal nur, wenn sie nicht beobachtet werden. Strikte Einzelhaltung in Feuchterrarien mit weichem Bodengrund zum Eingraben und mit Deckungsstrukturen (Höhlen aus Holz oder Kork, möglichst mit lebenden Pflanzen), flaches Wasserbecken zum Eintauchen. Sichtschutz zu anderen Terrarien mit Schildkröten der gleichen Art erforderlich. UV-Beleuchtung empfohlen. Abwechslungsreiche Fütterung (adulte Tiere mit Krebstieren, auch getrocknet, Schnecken- und Muschelfleisch, unbedingt auch mit Früchten und Grünfutter). Vitamin-/Mineralstoffpräparat zusetzen. Manche Tiere nehmen auch Pellet-Futter an. Die Jungtiere sind karnivor und brauchen zunächst Lebendfutter passender Größe.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Gehege gegen Herausklettern sichern. Bei der Haltung in Glasterrarien Sichtschutz gegen benachbarte Terrarien anbringen.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Möglichst Einzelaufzucht, zunächst in flachem Wasser mit Pflanzen oder anderen Möglichkeiten zum Festhalten und einer kleinen Insel zum Herausklettern und Abtrocknen. Erstfutter Insektenlarven oder sehr kleine Rotwürmer.
Lebenserwartung in Haltung	Mit Sicherheit über 30 Jahre.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Relativ selten, aufgrund der hohen Haltungsansprüche und der verborgenen Lebensweise. Einige engagierte Privatzüchter und auch das internationale Zuchtzentrum in Münster züchten diese Art erfolgreich, und auch im Turtle Survival Center in den USA ist 2024 das einhundertste Jungtier geschlüpft.

Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Für Spezialisten. Einige Tiere setzen aufgrund von Stresserfahrungen (z. B. eine neue Beckeneinrichtung, oder auch Sichtkontakt zu Artgenossen in Nachbarbecken) zeitweise mit der Fortpflanzung aus.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Gering, wenn die Aufzucht zuerst in flachem Wasser, dann bei sehr hoher Luftfeuchtigkeit erfolgt. Untergewichtige Jungtiere sterben jedoch meist innerhalb der ersten zwei Jahre.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Einige der Befragten geben Nachzuchten von bereits in Menschenobhut geschlüpften Tieren an. Aufgrund der langen Zeit bis zur Geschlechtsreife der bereits nachgezüchteten Schildkröten sind solche Nachzuchterfolge aber noch sehr selten.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Die Nachzucht für die Auswilderung im Zuchtzentrum Cuc Phuong ist zwar seit 2004 gelungen, aber bisher konnten nur relativ wenige Tiere erfolgreich aufgezogen werden. <i>Cuora galbinifrons</i> wird auf Hainan gezüchtet (Shi & Parham 2000), und ggf. werden hier Arten aus dem Artenkomplex auch vermischt (Ihlow et al. 2023), weitere Informationen dazu konnten aber nicht ermittelt werden. Die Art wird angeblich in chinesischen Zuchtfarmen seit 2013 regelmäßig vermehrt (Hong et al. 2022), jedoch ist der Zuchterfolg auch hier wahrscheinlich eher überschaubar. In Tian et al. (2016) wird die Zucht dieser Art nicht erwähnt, und auch Zhou et al. 2008 erwähnen lediglich Zuchtversuche. Genauere Informationen über erfolgreiche Zuchtfarmen innerhalb Chinas sind ebenfalls nicht zu bekommen. TRAFFIC (2013) empfiehlt eine sehr genaue Inspektion der Zuchtbetriebe, denn diese Art ist eher nicht im kommerziellen Maßstab zu vermehren.
Befragungen	Mehrere Privatpersonen und 3 zoologische Institutionen. Die meisten der angeschriebenen Privatpersonen haben den Fragebogen nicht ausgefüllt und stattdessen auf die vielen Publikationen und unsere persönlichen Gespräche bei Tagungen verwiesen. Die Diskussion über die Nachzucht läuft schon sehr lange, und an den Gesprächen nahmen und nehmen regelmäßig > 20 erfolgreiche Züchter aus Europa teil. Hinzu kommen noch Gespräche mit Züchtern bzw. Züchter-Organisationen in den USA, wo die Art ja auch regelmäßig nachgezogen wird.

Das EEP der EAZA wird im IZS Münster geführt, für das AZA Studbook ist Lauren Augustine der Zoo von Philadelphia verantwortlich (AZA 2022), und bei der Turtle Survival Alliance wird die Art regelmäßig gezüchtet (Goldstein 2017, Hagen 2022).

Einige Privatzüchter in Europa sind im Zuchtbuch der ESF organisiert, aber viele Züchter haben sich bisher noch gar keinem Zuchtbuch angeschlossen.

Stenger et al. (2023) führen für 2022 nur zwei züchtende Institutionen mit insgesamt 6 Schlüpflingen auf.

Zitierte und weiterführende Publikationen

AZA (2022): Species Survival Plan: Indochinese Box Turtle – *Cuora galbinifrons*. <https://www.aza.org/animal-programs-resources> (Letzter Zugriff: 01.12.2024).

AC28 (2015): AC28 Doc. 20.3.8 Periodic Review of animal species included in the CITES Appendices I and II [Resolution Conf. 14.8 (Rev. CoP16)]. Periodic Review of *Cuora galbinifrons*. Twenty-eighth meeting of the Animals Committee Tel Aviv (Israel): 30 pp.

Anon. (2020): Laundering wildlife through farms. ENV Wildlife Crime Bulletin 2/2020: 6-7.

ATCN (2004): Asian Turtle Conservation Network: New Breeding Enclosure for *Cuora galbinifrons* at the Turtle Cuc Phuong Conservation Centre (TCC). Cuc Phuong Turtle Conservation Center News April 2004.

- Augustine, L. & N. Haislip (2019): Husbandry and reproduction of the Indochinese box turtle *Cuora galbinifrons*, Bourret's box turtle *Cuora bourreti* and Southern Vietnam box turtle *Cuora picturata* in North America International Zoo Yearbook 53(1): 238-249.
- Augustine, L. & R.W. Mendyk (2012): The *Cuora galbinifrons* studbook: A model for understanding studbook challenges. Animal Keepers' Forum 39(7): 334-337.
- Becker, H. (2019): Bemerkungen zur Haltung und Zucht der 3 Arten des ehemaligen „*galbinifrons*-Komplexes“ *Cuora bourreti*, (Obst & Reimann, 1994), *Cuora galbinifrons* (Bourret, 1939) und *Cuora picturata* (Lehr, Fritz & Obst, 1998). Radiata 28(1): 21-36.
- Becker, H. & H.-D. Philippen (2008): Bemerkungen zur innerartlichen Variabilität von *Cuora galbinifrons*. Marginata 5(1): 10-15.
- Blanck, T. (2013): Zu Besuch bei *Cuora galbinifrons* auf Hainan, China. Reptilia (Münster) 18(1): 100-109.
- Borek, A., P. Miller, D. Yoshimi & J. Pramuk (2018): Husbandry of the Indochinese Box Turtle (*Cuora galbinifrons*: Geoemydidae) at Woodland Park Zoo. Herpetological Review 49(2): 264-270.
- Bour, R. (2005): The type specimens of *Cuora galbifrons* Bourret, 1939. Emys 12(1): 33-36.
- Bourret, R. (1940) [1939]: *Cuora galbinifrons* sp. nov. Pp. 11-13. In: Notes herpétologiques sur l'Indochine française, XVIII. Reptiles et batraciens reçus au Laboratoire des Sciences Naturelle de l'Université au cours de l'année 1939. Descriptions de quatre espèces et d'une variété nouvelles. Bulletin Général de l'Instruction Publique. Hanoi 19(4): 5-39.
- Buskirk, J.R. (1988): The Indochinese Box turtle: A perspective on captive management. The Vivarium 1(1): 22-25.
- Cao, X., K. Huang, B. Lu, J. Pan, J. Cao, Z. Zhang & C. Chen (2020): Study on the Reproduction Behaviors of Artificial Breeding *Cuora galbinifrons*. Sichuan Journal of Zoology 39(2): 189-195.
- CITES (2022): *Cuora galbinifrons* (Indochinese box turtle). Transfer from Appendix II to Appendix I. CoP19 Prop. 26: 21 pp.
- De Bruin, R. (1994): De Indochinese doosschildpad (*Cuora galbinifrons*) in het terrarium. Lacerta 52(3): 58-66.
- De Bruin, R. (2006). Breeding the Indochinese box turtle, *Cuora galbinifrons galbinifrons*. pp. 69-76. In: Artner, H., B. Farkas & V.T. Loehr (eds.): Turtles. Proceedings: International Turtle & Tortoise Symposium Vienna 2002. Frankfurt (Edition Chimaira): 618 pp.
- De Bruin, R. & H.G. Artner (1999): On the turtles of Hainan Island, southern China. Chelonian Conservation & Biology 3(3): 479-486.
- Ducotterd, C., O. Le Duc, T. Van Pham, B. Leprince, C. Bordes, T.L. Nghiêm, P.H. Thu, A.T. Le, B.Q. Tran, V.Q. Luu & L. Luiselli (2022): Previously Unrecorded Invasive Species and the Unsatisfying Knowledge of Turtle Communities in Northern Vietnam. Conservation 3(1): 1-13.
- Education for Nature Vietnam (ENV) (2020): Laundering wildlife through farms: Know a criminal when you see one. Crime Log. Wildlife Crime Bulletin 2020(2): 6-7.
- Education for Nature Vietnam (ENV) (2023): Tackling Wildlife Crime. ENV Wildlife Crime Unit Operations January–March 2023. Wildlife Crime Bulletin 2023(1): 11.
- Espenshade, W.H. & L.T. Duc (2002): Pu Mat turtle hunter interview. Turtle and Tortoise Newsletter 5: 16-17.
- Fritz, U., A. Petzold & M. Auer (2006): Osteology in the *Cuora galbinifrons* complex suggests conspecificity of *C. bourreti* and *C. galbinifrons*, with notes on shell osteology and phalangeal formulae within the Geoemydidae Amphibia-Reptilia 27(2): 195-205.

- Fritz, U., T. Ziegler, H.W. Herrmann & E. Lehr (2002): Intergradation between subspecies of *Cuora galbinifrons* Bourret, 1939 and *Pyxidea mouhotii* (Gray, 1862) in southern North Vietnam (Reptilia: Testudines: Geoemydidae). Faunistische Abhandlungen Dresden 23(1): 29-74.
- Fritzsche, D. & M. Fritzsche (2005): Erfahrungen mit der Hinterindischen Scharnierschildkröte *Cuora galbinifrons* Bourret, 1939. Radiata 14(2): 48-49.
- Gaillard, D., L. Lin, H. Shi & S. Luo (2017): Turtle Soup: Local Usage and Demand for Wild Caught Turtles in Qiongzong County, Hainan Island. Herpetological Conservation and Biology 12(1): 33-40.
- Goetz, M. (2004): A brief report on the long-term rehabilitation of wild-caught *Cuora galbinifrons*. British Chelonia Group, Durrell Wildlife Conservation Trust (unpublished report).
- Goldstein, H. (2017): Second TSC *Cuora* Complex Update. <https://turtlesurvival.org/news/second-tsc-cuora-complex-update/> (Letzter Zugriff: 10.04.2024).
- Gong, S., A.T. Chow, J.J. Fong & H. Shi (2009): The chelonian trade in the largest pet market in China: scale, scope and impact on turtle conservation. Oryx 43(2): 213-216.
- Hagen, C. (2022): World Turtle Day® – #23DaysOfTurtles. <https://turtlesurvival.org/news/world-turtle-day-ae-23daysofturtles/> (Letzter Zugriff: 10.04.2024).
- Hagen, C. (2023): Turtle of the Week: Indochinese Box Turtle. <https://turtlesurvival.org/news/turtle-of-the-week-indochinese-box-turtle/> (Letzter Zugriff: 10.04.2024).
- Hennig, A. (2020): Inkubation von Schildkröteneiern. Frankfurt (Edition Chimaira): 253 pp.
- Hiller, A. (2005): Beobachtungen bei der Haltung von *Cuora galbinifrons galbinifrons* Bourret, 1939. Radiata 14(2): 44-47.
- Hiller, A. & I. Hiller (2008a): Beobachtungen an der Hinterindischen Scharnierschildkröte, *Cuora galbinifrons galbinifrons* (Bourret, 1939) Teil 1. Marginata 5(1): 16-21.
- Hiller, A. & I. Hiller (2008b): Beobachtungen an der Hinterindischen Scharnierschildkröte, *Cuora galbinifrons galbinifrons* (Bourret, 1939) Teil 2. Marginata 5(1): 39-42.
- Hong, X., X. Zhang, X. Liu, Y. Wang, L. Yu, W. Li, F. Chen & X. Zhu (2022): Status and Analysis of Artificial Breeding and Management of Aquatic Turtles in China. Biology 11(9): 1368.
- Horne, B.D., A.D. Walde & C.M. Poole (2022): Setting Priorities for the Conservation of Asia's Tortoises and Freshwater Turtles: A Ten-Year Update. Singapore (IUCN SSC Asian Species Action Partnership (ASAP) report): 32 pp.
- Ihlow, F., C. Spitzweg, M. Vamberger, L. Augustine, C. Hagen, A. Davis, B. Leprince, P. Wagner, T.P. Van & U. Fritz (2023): Molecular differentiation and conservation of the Indochinese box turtles *Cuora galbinifrons*, *Cuora bourreti*, and *Cuora picturata*. Salamandra 59(4): 336-346.
- Iverson, J.B. & W.P. McCord (1992): A new subspecies of *Cuora galbinifrons* (Testudines: Batagurinae) from Hainan Island, China. Proceedings of the Biological Society of Washington 105(3): 433-439.
- Jiang, Z., J. Jiang, Y. Wang, E. Zhang, Y. Zhang, L. Li, F. Xie, B. Cai, L. Cao, G. Zheng, L. Dong, Z. Zhang, P. Ding, Z. Luo, C. Ding, Z. Ma, S. Tang, W. Cao, C. Li, H. Hu, Y. Ma, Y. Wu, Y. Wang, K. Zhou, S. Liu, Y. Chen, J. Li, Z. Feng, Y. Wang, B. Wang, C. Li, X. Song, L. Cai, C. Zang, Y. Zeng, Z. Meng, H. Fang & X. Ping (2016): Red List of China's Vertebrates. Biodiversity Science 24(5): 500-551.
- Le, M., H.T. Ngo, T.E.M. McCormack & H.V. Hoang (2024): Lack of scientific data to support freshwater turtle and tortoise conservation: Case studies in Indochina. Chapter 11, pp. 207-226. In: Claude, J. & N. Kitana (eds.): On the Edge of the Sixth Mass Extinction in Biodiversity Hotspots: Facts, needs, solutions and opportunities in Thailand and adjacent countries. Bangkok (Center of Learning Network for the Region (CLNR), Chulalongkorn University): 336 pp.

- Lehr, E. (1996): Zur innerartlichen Variabilität der hinterindischen *Cuora galbinifrons* (Testudines: Emydidae; Bourret, 1939) untersucht mit biogeographischen, morphologischen und genetischen Methoden. Mainz (Johannes-Gutenberg-Universität): 131 pp.
- Lehr, E. (1997): Untersuchungen zum Schildkrötenhandel in Vietnam zwischen 1993 und 1996. Mitteilungen der Zoologischen Gesellschaft für Arten- und Populationsschutz 13: 12-16, 19.
- Lehr, E., U. Fritz & F.J. Obst (1998): Die Unterarten von *Cuora galbinifrons* Bourret, 1939. Zoologische Abhandlungen (Dresden) 50(6): 77-97.
- Lehr, E. (2001): Zum Schildkrötenhandel in Asien. Elaphe N.F. 9(1): 87-88.
- Li, P., T. McCormack, D.Q. Rao, H. Shi, B. Stuart & L. Wang (2020): *Cuora galbinifrons*. The IUCN Red List of Threatened Species 2020: e.T97357437A123816666.
- Linh, T.T.K., T.V. Pham, L.D. Minh, T. McCormack, H.V. Ha, N.T. Thang & N.T. Hanh (2016): Illegal Turtle Trade in Bac Kan, Quang Ninh, Tuyen Quang Provinces and Online Illegal Turtle Trade. VNU Journal of Science: Earth and Environmental Sciences 32(15): 245-253.
- Liu, X., W. Li, Z. Ye, Y. Zhu, X. Hong & X. Zhu (2019): Morphological characterization and phylogenetic relationships of Indochinese box turtles – the *Cuora galbinifrons* complex. Ecology and Evolution 9(23): 13030-13042.
- Malesky, E., S. Nillasithanukroh, E. Patel & E. Weinthal (2019): Scaling Back Wildlife Trade in the Mekong Delta: Applying a Political Economy Lens to the Farmer Loophole with a Focus on Vietnam and Laos, Research Technical Assistance Center, United States Agency for International Development (USAID): 65 pp.
- McCormack, T., H Shi & B. Stuart (2016): *Cuora galbinifrons*, Indochinese Box Turtle (errata version published in 2017). The IUCN Red List of Threatened Species 2016: e.T97357437A3078734.
- McCormack, T., H.V. Ha, N.T. Thuy, N.T. Thang, N. Trinh & N.T. Luan (2021): Protection and Release – The Impacts of Changes to Legislation for the Indochinese Box Turtle Group in Vietnam and the Support of Expanded Assurance Breeding. 19th Annual Symposium on the Conservation & Biology of Tortoises & Freshwater Turtles.
- Obst, F.J. & M. Reimann (1994): Bemerkenswerte Variabilität bei *Cuora galbinifrons* Bourret, 1939, mit Beschreibung einer neuen geographischen Unterart: *Cuora galbinifrons bourreti* subsp. nov. (Reptilia: Testudines: Cryptodira: Bataguridae). Zoologische Abhandlungen (Dresden) 48(7): 125-138.
- Petzold, H.-G. (1963): Über einige Schildkröten aus Nord-Vietnam im Tierpark Berlin. Senckenbergiana Biologica 44: 1-20.
- Petzold, H.-G. (1965): *Cuora galbinifrons* und andere südostasiatische Schildkröten im Tierpark Berlin (Teil 1 und 2). DATZ 18: 87-91; 119-121.
- Pham, V.T., B. Leprince, H.L. Xuan, Q.N. Thu, O. Le Duc, C. Bordes, M.V. Tien & L. Luiselli (2019): Observations of threatened Asian box turtles (*Cuora* spp.) on trade in Vietnam. Herpetological Journal 29(3): 173-178.
- Pham V.T., O. Le Duc, B. Leprince, C. Bordes, T. Zuklin, C. Ducotterd, V.Q. Lu, O.L. Van, A.N. Tam & J.E. Fa (2020): Unexpected high forest turtle diversity in hill forests in northern Vietnam. Biodiversity & Conservation 29: 4019-4033.
- Poyarkov, N.A., T.V. Nguyen, E.S. Popov, P. Geissler, P. Pawangkhanant, T. Neang, C. Suwannapoom, N.B. Ananjeva & N.L. Orlov (2023): Recent progress in taxonomic studies, biogeographic analysis, and revised checklist of reptiles in Indochina. Russian Journal of Herpetology 30(5): 255-476.
- Shi, H. & J.F. Parham (2000): Preliminary observations of a large turtle farm in Hainan Province, People's republic of China. Turtle & Tortoise Newsletter 3: 4–6.

- Shi, H., J.F. Parham, W.B. Simison, J. Wang, S. Gong & B Fu (2005): A report on the hybridization between two species of threatened Asian box turtles (Testudines: *Cuora*) in the wild on Hainan Island (China) with comments on the origin of 'serrata'-like turtles. *Amphibia-Reptilia* 26(3): 333-381.
- Spinks, P.Q., R.C. Thomson, Y. Zhang, J. Che, Y. Wu & H.B. Shaffer (2012): Species boundaries and phylogenetic relationships in the critically endangered Asian box turtle genus *Cuora*. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 63(3): 656-667.
- Stenger, L., A.G. Hovest, T.Q. Nguyen, C.T. Pham, A. Rauhaus, M.D. Le, D. Rödder & T. Ziegler (2023): Assessment of the threat status of reptile species from Vietnam – Implementation of the One Plan Approach to Conservation. *Nature Conservation* 53: 183-221.
- Struijk, R.P.J.H. & J. Stumpel (2010): Studbook breeding programme *Cuora galbinifrons* (Indochinese box turtle) Annual Report 2009. Studbook Overview, European Studbook Foundation.
- Stuart, B.L. & J.F. Parham (2004): Molecular phylogeny of the critically endangered Indochinese box turtle, *Cuora galbinifrons*. *Molecular Phylogenetics Evolution* 31(1): 164-177.
- Tian, Y., Y. Gao & L. Han (2016): Testudinate China. Hangzhou (8th World Congress of Herpetology): 58 pp.
- TRAFFIC (2013): Inspection Manual for use in Commercial Reptile Breeding Facilities in Southeast Asia. Report prepared by TRAFFIC. Geneva, Switzerland (Secretariat of the Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora (CITES): 81 pp.
- Tran, K., C.T. Ho, S.V. Nguyen & T. Pham (2007): List of Threatened Reptiles and Amphibians. Pp. 219-276. In: Dang, N.T., K. Tran, H.H. Dang, C. Nguyen, N. Nguyen, Y.H. Nguyen & D.T. Dang (Eds): Vietnam Red Data Book. Part I. Animals. Hanoi (Science and Technics Publishing House): 396 pp.
- Van Dijk, P.P., B.L. Stuart & A.G.J. Rhodin (eds.) (2000): Asian turtle trade: Proceedings of a workshop on conservation and trade of freshwater turtles and tortoises in Asia. *Chelonian Research Monographs* 2: 164 pp.
- Vu, Q., R. Carvill, H. Bui, D. Hendrie & D. Orders (2017): An analysis of wildlife farming in Vietnam. *Education for Nature – Vietnam (ENV)*: 31 pp.
- Wagner, P. (2018): Die Gattung *Cuora* – eine akut bedrohte, einzigartige Kreation der Evolution. *Reptilia (Münster)* 23(5): 16-21.
- Wang, J., H. Shi, C. Xue, L. Wang & E. Zhao (2011): Population densities of *Cuora galbinifrons* at Diaoluoshan nature reserve, Hainan Island, China. *Sichuan Journal of Zoology* 30: 471-474.
- Yiming, L. & L. Dianmo (1998): The dynamics of trade in live wildlife across the Guangxi border between China and Vietnam during 1993–1996 and its control strategies *Biodiversity and Conservation* 7(7): 895-914.
- Zhou, T., C. Huang, W.P. McCord & T. Blanck (2008): Gewerbliche Zuchten von Sumpf- und Wasserschildkröten in China. *Reptilia* 13(6): 27-33.

Beate Pfau (07.07.2024)

Ich danke Edgar Lehr für den Review.

Rhinoclemmys Fitzinger, 1835

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Rhinoclemmys annulata</i>	(Gray, 1860)	Braune Erdschildkröte	Brown Wood turtle Tortuga trueno, tortuga de monte, tortuga de bosque café, montañera	ja
<i>Rhinoclemmys areolata</i>	(Duméril & Bibron, 1851)	Gefurchte Erdschildkröte	Furrowed Wood turtle Mojina, tortuga de monte mojina	ja
<i>Rhinoclemmys diademata</i>	(Mertens, 1954)	Diadem-Erdschildkröte	Maracaibo Wood turtle	ja
<i>Rhinoclemmys funerea</i>	(Cope, 1875)	Bauchstreifen-Erdschildkröte	Black Wood turtle Tortuga negra	ja
<i>Rhinoclemmys melanosterna</i>	(Gray, 1861)	Kolumbianische Erdschildkröte	Colombian Wood turtle Tortuga pintadilla, palmera, inguensa Indigene Namen: Wounann (Bajo San Juan): Khodd	ja
<i>Rhinoclemmys nasuta</i>	(Boulenger, 1902)	Ecuador-Erdschildkröte	Chocoan River turtle, large-nosed Wood Turtle Tortuga de bosque Indigene Namen: Wounann (Bajo San Juan): Bambero	nein
<i>Rhinoclemmys pulcherrima</i>	(Gray, 1856)	Pracht-Erdschildkröte Guerrero-Prachterdschildkröte Guatemala-Prachterdschildkröte Costa Rica-Prachterdschildkröte Sonora-Prachterdschildkröte	Painted Wood turtle Tortuga colorado, tortuga de monte pintada, tortuga pinta, tortuga de rayas rojas	ja
<i>Rhinoclemmys punctularia</i>	(Daudin, 1801)	Guyana-Erdschildkröte	Spotted-legged Turtle punctularia: Eastern Spot-legged turtle flammigera: Upper Orinoco Spot-legged turtle Aperema, Cágado, Jabuti-Aperema, Jurará, Muçuã, Perema Indigene Namen:	ja

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
			Warao (Delta del Orinoco): Joni-guaku	
<i>Rhinoclemmys rubida</i>	(Cope, 1870)	Mexikanische Erdschildkröte	Mexican Spotted Wood turtle Casco Amarillo, tortuga de monte payaso	ja

Der Gattungsname *Rhinoclemmys* leitet sich von den griechischen Wörtern „rhinos“ (Nase, Schnauze, Schnabel, Schnabel) und „klemmys“ (Schildkröte) ab. Der Name spielt auf die vorstehende Schnauze an, die einige Exemplare der Typusart dieser Gattung, *Rhinoclemmys punctularia*, aufweisen.

Die Gattung *Rhinoclemmys* wurde vom österreichischen Zoologen Leopold Fitzinger im Jahre 1835 aufgestellt und hat bis heute ihre nomenklatorische Bedeutung beibehalten (Smith et al. 1974). Die gesamte Gattung wird als amerikanische Erdschildkröten bezeichnet, wobei es sich bei den neun Arten um die einzigen Vertreter der altweltlichen Sumpfschildkröten (Geoemydidae) in der neuen Welt handelt. Wie viele andere Geoemydiden zeichnen sich die *Rhinoclemmys*-Arten durch ihre Anpassungsfähigkeit an verschiedene Habitattypen aus.

Innerhalb der Gattung spannt sich der Bogen bei der Nutzung verschiedener Lebensräume von hauptsächlich terrestrisch in Trockengebieten (*R. rubida*) bis zu hauptsächlich aquatischen Regenwaldbewohnern (*R. nasuta*), was sich auch in den Ernährungs- und Reproduktionsgewohnheiten widerspiegelt: Die meisten Arten ernähren sich opportunistisch omnivor, aber falls notwendig auch hauptsächlich herbivor.

Südamerikanische Erdschildkröten legen eher große Eier in kleinerer Anzahl pro Gelege, meist nur 1–2, in Ausnahmefällen auch 3–4 Eier. Pro Reproduktionszyklus können mehrere Gelege abgesetzt werden.

Innerhalb der Gattung *Rhinoclemmys* gibt es abgesehen von der Körpergröße nur wenige morphologische Besonderheiten zwischen den einzelnen Arten. Alle Südamerikanischen Erdschildkröten besitzen eine mehr oder weniger oval-langgestreckte Panzerform und recht kräftige, kaum mit Schwimmhäuten versehene Beine. Obwohl Carapax und Plastron recht groß und nicht mit beweglichen Scharnieren versehen sind, bewegen sich *Rhinoclemmys* auch an Land geschickt fort und überklettern problemlos Hindernisse. Im Wasser fühlen sich manche Arten (wie z. B. *R. funerea*, *R. melanosterna*, *R. nasuta*, *R. punctularia*) wohler als andere, aber alle können schwimmen.



Abb. 24: *Rhinoclemmys*-Arten

- a *R. annulata* (F. Medem)
- b *R. areolata* (G. Schaffer)
- c *R. diademata* (B. Pfau)
- d *R. funerea* (G. Schaffer)
- e *R. melanosterna* (G. Schaffer)
- f *R. nasuta* (F. Medem)
- g *R. rubida* (G. Schaffer)
- h *R. punctularia* (S. Ettmar).

Hybride zwischen *R. diademata* und *R. punctularia* sowie zwischen *R. punctularia* und *R. melanosterna* wurden in Fritz (1995) beschrieben, Fotos von weiteren Arthybriden sind immer wieder in den sozialen Medien zu finden. Auch zu einem männlichen Mischling von *Rhinoclemmys funerea* x *Mauremys sinensis* finden sich Fotos, publiziert wurde darüber jedoch bisher nichts.

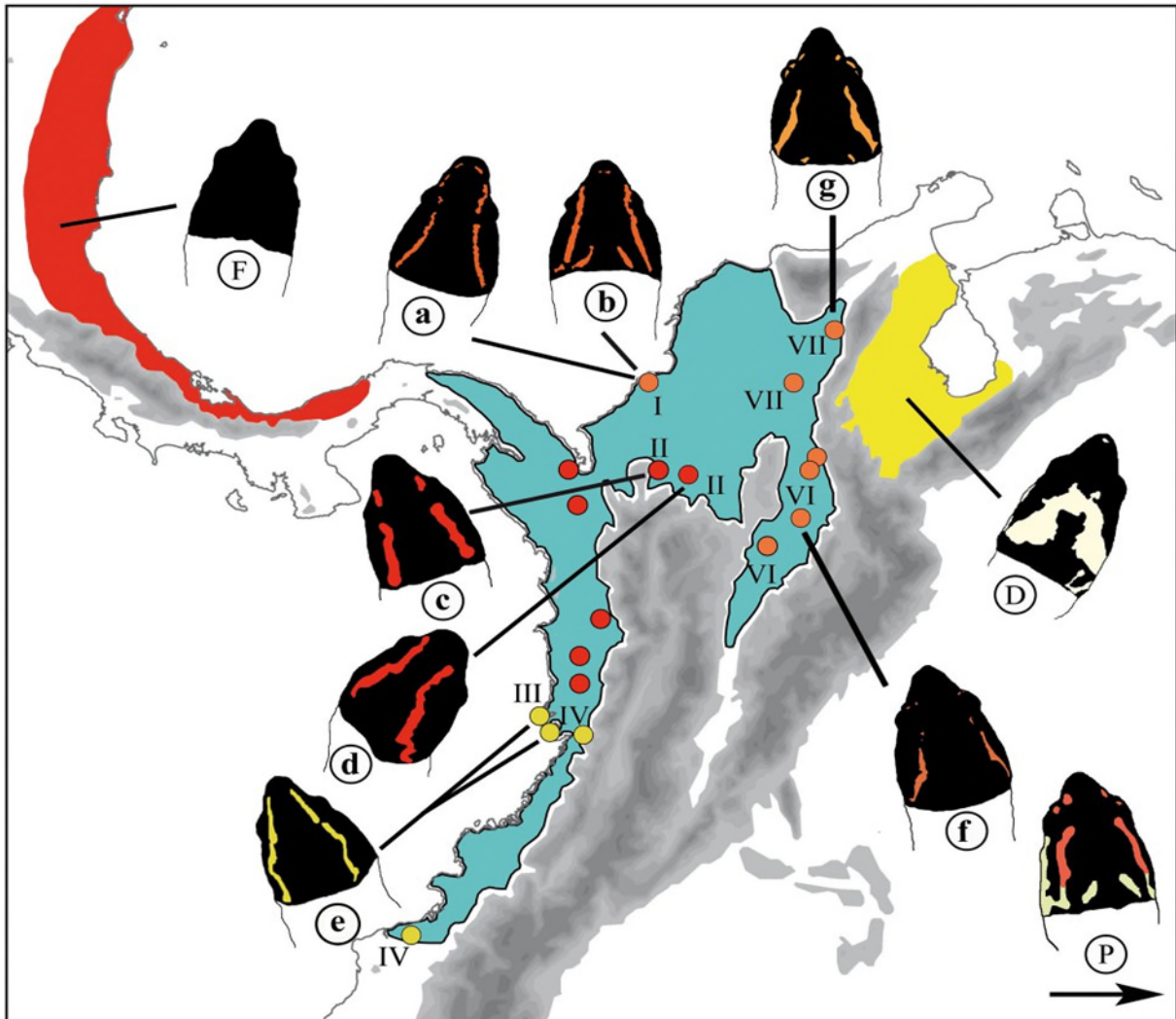


Abb. 25: Geografische Variation des Kopfmusters bei *Rhinoclemmys melanosterna*. Die abgebildeten Schildkröten sind: (a) MTD T 4885, Cazuela, Lorica, Córdoba, Kolumbien; (b) MTD T 4888, Sicara, Lorica, Córdoba, Kolumbien; (c) MTD T 4726, Montelibano, Córdoba, Kolumbien; (d) MTD T 4569, Qda. Carmelo, Cauca, Antioquia, Kolumbien; (e) MTD T 9167, Ladrilleros, Valle del Cauca, Kolumbien; (f) MTD T 9171, Ciénaga de Barbacoas, Antioquia, Kolumbien; (g) MTD T 4565, Caño Grande, Cesar, Kolumbien; F = *R. funerea*; D = *R. diademata*; P = *R. punctularia*. Die Farben der Verbreitungsgebiete von *R. funerea*, *R. melanosterna* und *R. diademata* entsprechen der Abbildung 1. Römische Ziffern bezeichnen mitochondriale Kladen von *R. melanosterna*, farbige Kreise symbolisieren verschiedene Farben der Kopfstreifen. Symbole ohne römische Ziffern beziehen sich auf von Medem (1962) beschriebene Exemplare; Belege befinden sich in der Sammlung des Instituto de Ciencias Naturales, Bogotá, Kolumbien (Übersetzt und mit Genehmigung des Autors übernommen aus Vargas-Ramírez et al. (2013): Abbildung 4). MTD T Nummern beziehen sich auf die Proben in der Gewebesammlung des Museums für Tierkunde Senckenberg, Dresden, Deutschland.

Morphologie und Taxonomie

Manche *Rhinoclemmys*-Arten weisen ähnliche Kopfzeichnungen auf. Diese recht nah verwandten Arten können z. B. anhand folgender Merkmale unterschieden werden:

R. annulata – Einfarbig brauner Carapax, Plastron durchgehend schwarz mit hellem (gelbem) Rand. Kopf und Weichteile sind dunkelbraun gefärbt und haben nur schwach kontrastierende, reduzierte gelbe Fleckenzeichnung.

R. areolata – Der Kopf ist oben sehr dunkel, mit meist roten Punkten (bei manchen Lokalformen roten „Augenbrauen“), Kinn und Kehle, sowie die Haut der Vorderbeine sind hell, oft gelblich, mit dunkler Tüpfelung oder Längsstreifung; hochrückiger Carapax; Plastron hell, im Vergleich zu *R. pulcherrima* aber mit breitem, dunklem (schwarzen) Längsband.

R. diademata – Keine andere *Rhinoclemmys*-Art besitzt die charakteristische gelbe Krönchenzeichnung auf der Kopfoberseite. Einfarbig braunes Plastron mit hellen Rändern der Plastronschilder.

R. funerea – Mit Abstand größte Art der Gattung. Einfarbig brauner Carapax.

R. melanosterna – Aussehen sehr ähnlich zu *R. punctularia*, allerdings ist die Iris bei *R. melanosterna* intensiv weiß, bzw. hellblau gefärbt. Das Plastron ist schwarz, daher der wissenschaftliche Artname. Es gibt Lokalformen mit gelben, orangefarbenen oder deutlich roten Kopfstreifen, wobei lange darüber diskutiert wurde, ob die Form mit den roten Kopfstreifen nicht in Wirklichkeit eine Übergangsform zu den direkt südlich davon vorkommenden *R. punctularia* sein könnte (Methner & Wicker 1982, Methner 1989, Fritz 1995, Vargas-Ramírez et al. 2013).

R. nasuta – Carapax einfarbig braun, Plastron gelb mit reduzierten schwarzen Flecken. Die langgezogene Nasenspitze ist innerhalb der Gattung einmalig. Kopfoberseite und Wangen haben einige wenige dicke, gelbe Striche.

R. pulcherrima – Bunteste Vertreterin der Gattung. Kopf mit grau-grüner Grundfarbe, auf der ein stark kontrastierendes Muster von dünnen, roten und gelben Streifen vorhanden ist. Carapax mit schwarz-rot/gelber Ozellenzeichnung auf den Rippen- und Vertebraischildern. Der Plastron hat eine gelb-rötliche Grundfarbe, auf der ein je nach Unterart unterschiedlich ausgeprägter, schwarzer Mittelstreifen mit rötlicher Einfassung verläuft. Die Unterseiten der Carapax-Marginalschilder sind intensiv rot-schwarz gemustert. Janzen (1980) weist auf die Ähnlichkeit dieses Färbungsmusters mit der Korallenschlange *Micrurus nigrocinctus*, hin und hält das für eine mögliche Bates'sche Mimikry.

Insgesamt werden derzeit vier geografisch voneinander getrennte Unterarten anerkannt: *R. p. pulcherrima* aus Mexiko (Guerrero, Oaxaca); *R. p. incisa* aus Mexiko (Oaxaca), Nord-Nicaragua, El Salvador; *R. p. manni* aus dem Süden Nicaraguas und Costa Rica; *R. p. rogerbarbouri* aus Mexiko (Sinaloa). Haupt-Unterscheidungsmerkmale sind neben der Plastronfärbung (Ausmaß und Form der dunklen Zeichnung auf gelb-orangem Untergrund) und Carapaxfärbung (Ausmaß und Kontrast von Ozellen, bzw. Punkten auf den Schildern) die Panzerproportionen: Während die nördlicheren Unterarten eher flacher und breiter sind, erscheinen die südlicheren Unterarten eher hochrückig und schmaler. Die beiden nördlichen, geografisch am weitesten von *R. p. manni* entfernten Formen *R. p. rogerbarbouri* und *R. p. pulcherrima* sind deutlich unterscheidbar, siehe auch Ernst (1978). Vor allem zwischen *R. p. manni* und *R. p. incisa* ist die Unterscheidung oft nicht einfach – zumal im Handel auch Übergangsformen, bzw. Unter-

arthybriden anzutreffen sind. Generell sind *R. p. incisa* größer und flacher als *R. p. manni*, welche die farbenprächtigste Unterart und damit oftmals leichter zu erkennen ist. Basierend auf Erfahrungen mit Beobachtungen von Tieren in Menschenhand verhält sich *R. p. incisa* aquatiler als *R. p. manni*.

R. punctularia – Kopfoberseite schwarz mit roter Punkt- bzw. Streifenzeichnung; die Weichteile und die Kopfseite hat ein gelbes Streifen- und Punktmuster.

Die „gemeine Südamerikanische Erdschildkröte“ *R. punctularia* (Daudin 1801) ist die Typusart der Gattung und ihre Gattungszugehörigkeit wurde seit Mitte des 20. Jahrhunderts kaum mehr diskutiert. Andere Arten, welche laut IUCN TTWG (2021) zu *Rhinoclemmys* gehören, wurden in der Vergangenheit auch relativ wenig taxonomisch verändert, aber im 20. Jahrhundert zu den Gattungen *Chelopus* und *Nicoria*, hauptsächlich aber zu *Geoemyda* Gray 1834, gestellt, welche lange Zeit als Sammelgattung für Erdschildkröten aus Südamerika und Asien galt. Für *R. punctularia* sind zwei Unterarten beschrieben, *R. p. punctularia* und *R. p. flammigera*, wobei *R. p. flammigera* nur ein kleines Gebiet im Venezolanischen Bundesstaat Amazonas besiedelt.

R. rubida – Relativ kräftiger Schädel, intensive Gelbzeichnung auf Kopfoberseite und im Wangenbereich, welche so nicht bei anderen *Rhinoclemmys* anzutreffen sind. Am braunen Carapax finden sich vor allem auf den Rippen- und Vertebraleschildern gelbe Zeichnungselemente, im Mittelpunkt der Panzerplatte befindet sich ein kleiner, gelber Punkt. Auch *R. rubida* hat zwei Unterarten, *R. r. rubida* aus Jalisco, Michoacán, Oaxaca, Chiapas und dem Westen von Guerrero, und *R. r. perixantha* aus Colima. In Hobbyistenkreisen werden noch unterschiedliche Morphotypen, z. B. die „Guerrero Form“ unterschieden.

Verbreitung und Lebensraum

Natürliche Vorkommen in folgenden Staaten

R. annulata: Costa Rica, Ecuador, Honduras, Kolumbien, Nicaragua, Panama; Typuslokalität „Esmeraldas, Ecuador“.

R. areolata: Belize, Guatemala, Honduras, Mexiko; Typuslokalität ursprünglich angegeben als "Provinz El Peten, Mittelamerika", korrigiert zu „Flores, El Peten, Guatemala“ (Dunn & Stuart 1951).

R. diademata: Kolumbien, Venezuela: Typuslokalität „Maracay, Venezuela“, was jedoch nicht korrekt sein dürfte, da dieser Ort nicht innerhalb des bekannten Verbreitungsgebiets liegt (Pritchard 1979). Die Schildkröten kommen im Süden des Maracaibo-Beckens von Meereshöhe bis zu 300 m ü. NN vor.

R. funerea: Costa Rica, Honduras, Nicaragua, Panama; Typuslokalität „Limón (= Puerto Limón), Costa Rica“.

R. melanosterna: Ecuador, Kolumbien, Panama; Typuslokalität ursprünglich „Golf von Darién: Cherunha, korrigiert zu „Boca Chirambira im Delta des Río San Juan, Choco, Kolumbien“ (Medem 1958).

R. nasuta: Ecuador, Kolumbien; Typuslokalitäten „Bulun, auf 160 Fuß über Meereshöhe und Río Durango, auf etwa 350 Fuß über Meereshöhe“, Provinz Esmeraldas, Ecuador.

R. pulcherrima: Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, Mexiko, Nicaragua; Typuslokalität ursprünglich „Mexiko“, korrigiert zu „Umgebung von San Marcos, Guerrero, Mexiko“ (Ernst 1978).

R. punctularia: Brasilien, Französisch-Guayana, Guyana, Surinam, Trinidad und Tobago, Venezuela; Typuslokalität Cayenne, Französisch-Guayana.

R. rubida: Mexiko (Tiefland von Jalisco, Colima, Michoacán, Oaxaca, Chiapas, West-Guerrero); Typuslokalität "Tuchitan, Tehuantepec, Mexico" (= Juchitan, Oaxaca, Mexiko).

Lebensraum

Die *Rhinoclemmys*-Arten bewohnen aquatische, halbaquatische oder terrestrische Habitate. Dazu gehören Regenwälder, Savannen, Marschland, Sumpfland, Teiche, Bäche und Flüsse in Feuchtwäldern, Buschland, feuchtes Waldland und Galeriewälder. *R. rubida* lebt völlig terrestrisch, *R. annulata* und *R. pulcherrima manni* leben überwiegend terrestrisch, *R. areolata* lebt semi-terrestrisch, *R. funerea* und *R. nasuta* sind als aquatisch lebende Arten eingestuft. Die beiden Unterarten von *R. punctularia*, außerdem *R. diademata*, *R. melanosterna* und die drei Unterarten von *R. pulcherrima* (außer *R. p. manni*) gelten als semi-aquatisch. Die ♂♂ sind in der Regel aquatischer als die ♀♀.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 27).

Guyana hat am 23.02.2023 einen Vorbehalt gegen die Aufnahme der *Rhinoclemmys*-Arten auf CITES-Anhang II angemeldet d. h. dieses Land setzt den CITES-Beschluss aktuell nicht um.

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV in Deutschland: Besonders geschützt.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Rhinoclemmys annulata: Gering gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 01 August 1996).

Rhinoclemmys areolata: Gering gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 01 March 2007).

Rhinoclemmys diademata: Stark gefährdet – EN (Endangered A2cde+4cde, assessed 22 March 2023).

Rhinoclemmys funerea: Gering gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 01 August 1996).

Rhinoclemmys melanosterna: Bisher nicht von der IUCN eingeschätzt; provisorische Rote Liste der TFTSG: Nicht gefährdet – LC (2011).

Rhinoclemmys nasuta: Gering gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 01 August 1996).

Rhinoclemmys pulcherrima: Bisher nicht von der IUCN eingeschätzt; provisorische Rote Liste der TFTSG: Nicht gefährdet – LC (2010).

Rhinoclemmys punctularia: Bisher nicht von der IUCN eingeschätzt; provisorische Rote Liste der TFTSG: Nicht gefährdet – LC (2011).

Rhinoclemmys rubida: Gering gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 01 March 2007), jedoch nur aufgrund mangelnder Informationen. 1996 wurde die Art noch als VU eingestuft.

Für viele mittel- und südamerikanische Schildkrötenarten wurde 2024 eine Neubewertung erstellt (Einladung zu den Workshops siehe IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist

Group 2023 und Stanford & Rhodin 2023). Folgende Gefährdungseinschätzungen für 2025 sind bereits im Druck (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024):

Rhinoclemmys annulata: NT

Rhinoclemmys areolata: LC

Rhinoclemmys funerea: LC

Rhinoclemmys nasuta: VU

Rhinoclemmys pulcherrima: NT

Rhinoclemmys punctularia: NT

Rhinoclemmys rubida: VU.

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Brasilien

R. punctularia: Gering gefährdet (Menos Preocupante) (Vogt 2016).

Costa Rica

R. pulcherrima eingestuft als Art mit abnehmender Population (MINAE 2017).

Ecuador

R. annulata, *R. melanosterna* und *R. nasuta*: Stark gefährdet (EN – Endangered)

El Salvador

R. pulcherrima: Nicht gefährdet (Sin Amenaza) (Pérez-García 2023).

Guatemala

R. areolata: Ökologische Anfälligkeitsbewertung (Environmental Vulnerability Score): Hoch (High – 15) (Griffin et al. 2024).

Kolumbien

R. diademata: Stark gefährdet (En Peligro – EN B1ab(iii) (Morales-Betancourt et al. 2015)), Vulnerable (CITES 2022).

R. nasuta: Gering gefährdet (NT – Near Threatened) (CITES 2022).

Mexiko

R. areolata und *R. pulcherrima*: Gefährdet (Amenazada)

R. rubida: Unter besonderem Schutz (Pr – sujeta a protección especial) (SEMARNAT 2019).

Venezuela

R. diademata: Gefährdet (VU – Vulnerable) (CITES 2022).

Nutzung und Schutz in den Herkunftsländern

Belize: Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt

Bolivien: Bolivien hat im „Decreto Supremo 21312 vom 27. Juni 1986“ ein totales Verbot des Fangs, der Zubereitung, der Vermarktung und des Exports von Wildtieren, ihren Nebenprodukten und sekundären Produkten ausgesprochen. Dennoch findet Schmuggel von Wildtieren über alle Grenzen hinweg statt, die Bolivien mit Argentinien, Brasilien, Chile, Paraguay und

Perú teilt (Verheij 2019). Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt.

Brasilien: Die brasilianische Verfassung schreibt vor, dass alle Praktiken, die eine Gefahr für die ökologische Funktion darstellen, das Aussterben von Arten verursachen oder die Tiere grausam behandeln, gesetzlich verboten sind (Artikel 225, Absatz 1, Zeile VII). Dazu wird gemeinhin die Haustierhaltung und der Export in andere Länder verstanden. Trotzdem wird lokal *R. punctularia* vereinzelt als Haustier gehalten. Die Nutzung als Nahrungsmittel ist kaum verbreitet.

Costa Rica: Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt. Der Export ist verboten.

Ecuador: Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. *R. melanosterna*, die im internationalen Handel auftauchen, dürften aufgrund ihres Aussehens aus der Chóco-Region stammen. Auch über den Fang zu Nahrungszwecken existieren Berichte. Die einheimischen *Rhinoclemmys* (z. B. *R. annulata*) kommen oftmals auch in Siedlungsgebieten/Parks vor, sofern sie sich in ihrem natürlichen Verbreitungsgebiet befinden. Zumindest in ecuadorianischen Zoos gibt es keine speziellen Zuchtprogramme für eine der dort vorkommenden *Rhinoclemmys*-Arten.

El Salvador: Die Nutzung aller Wildtiere unterliegt dem Wildlife Conservation Act des Ministeriums für Umwelt und Bodenschätze (CITES 2022). Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt.

Französisch-Guayana: Der Export von *R. punctularia* aus dem Überseedepartement Frankreichs ist per Gesetz verboten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt.

Guatemala: Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Haltung und Nachzucht ist erlaubt, ebenso der Fang und die Vermarktung von Schildkröten aus Wildpopulationen – jeweils aber genehmigungspflichtig. Für die Wildpopulationen gibt es Managementpläne, die eine übermäßige Nutzung verhindern sollen. Zur Maya-Kultur gehört auch der Verzehr von Schildkrötensuppe.

Guyana: Keine lokalen Schutzbestimmungen für *Rhinoclemmys* spp.; Guyana ist ein wichtiger lateinamerikanischer Exporteur von lebenden Reptilien und Vögeln. Der Export ist für eine bestimmte Quote erlaubt durch den Wildlife Conservation and Management Act (WCMA) von 2016. 2018 war die staatlich festgelegte Quote für *R. punctularia* z. B. 1.500 Tiere, tatsächlich exportiert wurden jedoch nur 469 Exemplare (Guyana Wildlife Conservation & Management Commission Report 2018). Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt.

Honduras: Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt.

Kolumbien: Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Einige indigene Gemeinschaften nutzen sie als Nahrung, allerdings werden andere Schildkrötenarten gegenüber *Rhinoclemmys* spp. mit ihrem eher „grauen“ Fleisch bevorzugt.

Mexiko: Per Mexikanischer Konstitution (Art. 27) gehören alle natürlichen Ressourcen, so auch Schildkröten dem Land und sind somit geschützt. Die Norma Oficial Mexicana listet zusätzlich bedrohte Tierarten, welche nur unter bestimmten Bedingungen vermarktet werden dürfen. *R. areolata*, *R. pulcherrima* gelten als „Threatened“, *R. rubida* als „Rare, Endemic“.

Trotz stringenter Gesetzgebung funktioniert der Schutz innerhalb des Landes oft nur auf dem Papier (Legler & Vogt 2013). Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Kaum Nutzung als Nahrungsmittel.

Nicaragua: Keine lokalen Schutzbestimmungen für die *Rhinoclemmys*-Arten. Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt.

Panama: Seit 05.05.2023 erteilt Panama keine Export-Lizenzen mehr für den Export von Wildfängen für die kommerzielle Nutzung. Keine lokalen Schutzbestimmungen für die *Rhinoclemmys*-Arten. Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt.

Surinam: Surinam ist ein wichtiger lateinamerikanischer Exporteur von lebenden Reptilien und Vögeln. Soweit diese Arten unter den Schutz des CITES fallen, unterliegt der Handel dem Übereinkommen, das am 15. Februar 1981 in Surinam in Kraft getreten ist. Als die Regierung dem CITES-Abkommen beitrug, führte sie ein Quotensystem ein, um die Ausfuhr von Wildtieren zu regeln. Die surinamische Regierung hat versucht, die surinamischen Wildtierhändler zu ermutigen, auf die Zucht umzusteigen, aber den Händlern zufolge sind die Kosten für die Einrichtung der erforderlichen Infrastruktur unerschwinglich (Verheij 2019). Surinam exportiert Schildkröten, aber es gibt keine Hinweise darauf, dass die Zucht von Süßwasserschildkröten in Menschenobhut auch nur versucht wurde (vgl. Sinovas et al. 2017). Es gibt keine lokalen Schutzbestimmungen für die *Rhinoclemmys*-Arten. Lokal werden *Rhinoclemmys* vereinzelt als Haustier gehalten. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt.

Venezuela: Gruppen (meist über zehn Tiere) werden von Privatpersonen in der Gegend des Maracaibo-Sees gehalten bzw. bis zum späteren Verzehr aufbewahrt und man nimmt an, dass der Fang für den Verzehr durch die anhaltende Wirtschaftskrise in Venezuela immer mehr zunimmt (Morales-Betancourt et al. 2024). Der Export ist verboten.

Gefährdungsfaktoren

Lebensraumverlust und -verschlechterung ist für alle südamerikanischen Erdschildkröten vermutlich das größte Problem (vgl. Einschätzung der Gefährdungskategorien für die Rote Liste auf www.redlist.org). Aufgrund der Tatsache, dass sowohl aquatische als auch terrestrische Lebensräume genutzt werden und Arten wie *R. rubida* oder *R. diademata* in Lebensräumen mit ausgeprägten Trocken- und Regenzeiten vorkommen, wirken sich ausbleibende Überschwemmungen, bzw. das Austrocknen der Heimatgewässer aufgrund von Verbauung oder Drainage besonders dramatisch auf die Populationen aus.

Etwas genauere Untersuchungen gibt es für den Lebensraum von *R. diademata*. Die Haupt-Lebensräume dieser Art gelten als Stark Bedroht (Endangered – der Maracaibo Trockenwald) bzw. vom Verschwinden Bedroht (Critically Endangered – der Catatumbo Feuchtwald) (Oliveira-Miranda et al. 2010). Die Schildkröten sind durch die Umwandlung des ursprünglichen Feuchtwaldes in Reisfelder, Acker- und Weideland, außerdem durch Kohleabbau, Ölförderung und Wasserverschmutzung beeinträchtigt und bedroht (Morales-Betancourt et al. 2024).

Die lokale Nutzung als Nahrungsmittel ist im Vergleich zu anderen Schildkrötenarten meist vernachlässigbar, dafür werden die meisten *Rhinoclemmys* in den Herkunftsländern, besonders in Mittelamerika und Brasilien öfters als Haustiere gehalten (und unkontrolliert, zufällig) nachgezüchtet (Schaffer, pers. Mitt., pers. Beob. Ettmar).

Nicht alle Arten der Gattung *Rhinoclemmys* sind international handelsrelevant. Am meisten wurden bis zur CITES-Listung *Rhinoclemmys pulcherrima manni*, *R. p. incisa* und *R. punctularia* im Zoohandel legal angeboten. Die beiden Unterarten von *R. pulcherrima* wurden zu verhältnismäßig günstigen Preisen regelmäßig auch von größeren Zoohandelsketten in den USA, Europa und Asien angeboten (Ettmar, pers. Beob.). Mit weitem Abstand in der Quantität waren bisher *R. areolata*, *R. funerea* und seltenst *R. rubida* im Handel anzutreffen. Die restlichen *Rhinoclemmys* spielen im internationalen Handel kaum eine Rolle, wobei allerdings *R. annulata*, *R. diademata* und *R. melanosterna* zumindest im Hobby vorhanden sind und auch Nachzuchten in Europa angeboten wurden.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Rhinoclemmys</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂ haben bei allen Arten der Gattung einen deutlich voluminöseren Schwanz als ♀♀, besonders bei alten ♂♂ ist der Plastron deutlich konkav geformt. Eine sichere Geschlechtsbestimmung ist erst nach mehreren Jahren möglich. Die ♀♀ können etwas größer werden als die ♂♂.
Fortpflanzungsweise	Alle <i>Rhinoclemmys</i> legen hartschalige Eier. Die Anzahl der Eier pro Gelege ist gering, in vielen Fällen wird nur ein einzelnes, großes Ei gelegt. Dafür können mehrere Gelege pro Jahr abgesetzt werden. <i>R. annulata</i> legt im Vergleich zur Körpermasse die größten Eier aller Schildkröten.
Geschlechtsreife	Die Geschlechtsreife tritt bei allen <i>Rhinoclemmys</i> erst nach mehreren Jahren, bzw. mit einer Körpergröße ein, die der Durchschnittsgröße entspricht. <i>R. annulata</i> : Mit ca. 18 cm CL, bzw. 4–5 Jahren. <i>R. melanosterna</i> : Mit ca. 18 cm CL, bzw. 4–5 Jahren. <i>R. pulcherrima manni</i> : Nach 6 Jahren legen Tiere zum ersten Mal Eier. Die Generationszeit im Freiland wird auf 10–17 Jahre geschätzt (Iverson 2024).
Paarung und Eiablagestellen	Es wurde bisher kein ausgeprägtes Balzritual beschrieben. Nur <i>R. rubida</i> können sich an Land paaren, für alle anderen Arten ist zumindest Flachwasser für die erfolgreiche Paarung erforderlich. Die Eier werden nicht tief in der Erde vergraben, sondern meist unter Laub oder Holzstücken und anderen Einrichtungsgegenständen im Gehege verscharrt.
Fortpflanzungs-saison	<i>R. funerea</i> , <i>R. nasuta</i> , <i>R. punctularia</i> legen ganzjährig Eier. <i>R. annulata</i> , <i>R. areolata</i> , <i>R. diademata</i> , <i>R. melanosterna</i> , <i>R. pulcherrima</i> , <i>R. rubida</i> haben in der Natur wegen des Wechsels zwischen Trocken- und Regenzeit Legepausen, in der Haltung ist jedoch auch ganzjährig mit Eiablagen zu rechnen, auch wenn ein endogener jahreszeitlicher Rhythmus erkennbar bleibt.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	1, selten 2, bzw. bei Arten mit relativ kleinen Eiern sogar 3 Eier pro Gelege. In der Natur bis zu 5 Gelege möglich (<i>R. annulata</i> , <i>R. punctularia</i> , <i>R. diademata</i>), bzw. bis zu 3 Gelege (<i>R. rubida</i>) außerhalb der Trockenruhe. <i>R. diademata</i> kann pro Jahr 6–18 Eier legen. <i>R. funerea</i> setzt 1–4 Gelege mit sogar je 1–6 Eiern pro Gelege jedes Jahr ab. In menschlicher Obhut, bei regelmäßiger Fütterung, sind es meist deutlich mehr Gelege pro Jahr.
Eigröße / Schlupfgröße	<i>R. annulata</i> : Beim Schlupf sind die Jungtiere ca. 50 mm lang. <i>R. pulcherrima pulcherrima</i> : Die Eier messen im Mittel 5,4 x 3,2 cm. Jungtiere sind beim Schlupf ca. 5 cm groß und wiegen 20 g. <i>R. pulcherrima manni</i> : Jungtiere sind beim Schlupf ca. 3,5–4,0 cm groß und wiegen 10–13 g. <i>R. punctularia</i> : Eier sind recht groß (teilweise über 70 mm lang) und rund-oval. Schlüpflinge sind kurz nach dem Schlupf ca. 53 x 34 mm groß. 30 Eier aus der Haltung im Emperor Valley Zoo (USA) maßen im Mittel 6,72 x 3,79 cm und wogen 29 bis 59 g.

	Zehn daraus resultierende Schlüpflinge waren 5,8 x 5,0 cm groß. <i>R. diademata</i>: Die Eier sind recht groß und oval (5,2–6,6 cm x 3,0–3,2 cm). Ein Schlüpf-ling bei Pritchard & Trebbau (1984) maß 4,6 x 3,8 cm direkt nach dem Schlupf, aber entfaltete sich im Laufe der ersten Lebensstage zu einer Größe von 5,0 x 4,5 cm. <i>R. rubida</i>: In der Literatur wird die Schlüpf-lingsgröße mit ca. 50 mm angegeben. <i>R. p. perixantha</i>: Jungtiere sind beim Schlupf ca. 4,5–5,0 cm groß und wiegen ca. 20 g. <i>R. areolata</i>: Ca. 60 x 31 mm Eigröße; Schlüpf-linge sind ca. 52 mm lang. <i>R. funerea</i>: Ca. 68 x 35 mm Eigröße; Schlüpf-linge sind ca. 55 mm lang. <i>R. melanosterna</i>: Schlüpf-linge sind ca. 50 mm lang. <i>R. nasuta</i>: Ca. 67–70 x 35–39 mm Eigröße.
Entwicklungsdauer	Die Dauer der Embryonalentwicklung liegt bei fast allen <i>Rhinoclemmys</i> bei ca. 90 Ta-gen. Jungtiere durchbrechen Eischalen in der Natur gerne zum Start der Regensaison, weswegen die individuelle Inkubationsdauer um einige Wochen schwanken kann (embryonale Ästivation). Auch in Haltung dauert die Embryonalentwicklung unter tro-ckenen Inkubationsbedingungen länger (<i>R. Wicker pers. Mitt.</i>). Zusätzlich ist bei man-chen Taxa innerhalb der Gruppe das Durchbrechen einer initialen Diapause notwen-dig, was die Inkubationsdauer maßgeblich verlängert. <i>R. annulata</i>: Für die erfolgreiche Inkubation ist das Durchbrechen einer Diapause not-wendig, was die Inkubationsdauer auf bis zu 9 Monate ausdehnen kann. Unter halb-natürlichen Bedingungen in Ecuador erfahren die Eier bei einem Züchter für einige Wochen Temperaturen um ca. 20 °C, während der Regenzeit steigen die Temperatu-ren jedoch auf ca. 35 °C an. <i>R. areolata</i>: ca. 70 Tage bei 30,0 °C bis 101 Tage bei 25,5 °C. Bei schwankenden Tem-peraturen konnte auch eine kürzere Inkubationsdauer von 64 Tagen beobachtet wer-den (<i>R. Wicker pers. Mitt.</i>). <i>R. funerea</i>: ca. 80 Tage bei 30 °C. <i>R. melanosterna</i> hat eine direkte Eientwicklung ohne Diapause. <i>R. pulcherrima manni</i>: Die Inkubationsdauer ist ca. 99–102 Tage bei einer Temperatur von ca. 30 °C. Im Süden Europas wurde schon beobachtet, dass in Freilandanlagen im Spätherbst gesunde Jungtiere aus den im Frühjahr abgelegten Eiern geschlüpft sind. <i>R. p. pulcherrima</i>: Die Inkubation dauert insgesamt ca. 120–140 Tage, bei einer Tem-peratur von anfänglich 20 °C und trockenem Substrat zum Brechen der Diapause für ca. 3 Wochen, danach Inkubation bei ca. 30 °C und angefeuchtetem Substrat. <i>R. punctularia</i>: Die Inkubationsdauer liegt bei ca. 90 Tagen. <i>R. rubida perixantha</i>: Die Inkubationsdauer ist ca. 80–100 Tage bei einer Temperatur von zunächst 25 °C (Inkubation im Terrarium) und danach ca. 30–31 °C im Inkubator.
Geschlechts-bestimmung	Gemäß Ewert et al. (2004) ist das Geschlecht bei allen <i>Rhinoclemmys</i> von der Tempe-ratur bestimmt (TSD – Temperature Sex Determination). Lediglich <i>R. areolata</i> wurde systematisch untersucht, aber die Angaben zum TSD-Typ I (bei niedrigeren Tempera-turen überwiegend ♂♂, bei höheren Temperaturen ♀♀), oder TSD-Typ II (bei sehr nie-deren Temperaturen überwiegend ♀♀, bei Temperaturen von 25–27 °C überwiegend ♂♂, oberhalb davon wieder überwiegend ♀♀) sind in den verschiedenen ausgewerte-ten Publikationen widersprüchlich.
Spermien-speicherung	Wahrscheinlich ja, aber nicht direkt beobachtet.

Haltung und Nachzucht **B/B**

Rhinoclemmys nasuta **X**, da bisher nach aktuellem Kenntnisstand nicht in Menschenobhut zur Reproduktion gelangt. Haltungs- und Zuchtparameter vermutlich ähnlich.



Abb. 26: *Rhinoclemmys* Zucht

- a *R. pulcherrima manni* in einem Zoo (B. Pfau)
- b *R. p. manni*, Nachzucht halbwüchsig mit deutlicher Panzerzeichnung (X. Wapelhorst)
- c *R. p. manni*, Jungtier leuchtend gefärbt (G. Schaffer)
- d *R. p. manni*, Jungtiere, Korallenschlangen-Mimikry (G. Schaffer)
- e *R. rubida* Schlupf, das Jungtier ist noch blass (M. Schilde)
- f *R. rubida*, das Jungtier hat sich entfaltet und versteckt (M. Schilde).

Thema	Angaben für <i>Rhinoclemmys</i> spp.
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Bei allen Arten scheint ein endogener jahreszeitlicher Rhythmus vorhanden zu sein, der bei den Zuchttieren z. B. über die tägliche Beleuchtungsdauer synchronisiert werden kann. <i>R. annulata</i> , <i>R. melanosterna</i> , <i>R. rubida</i> : Einhaltung von Regen- und Trockenzeit im

	Terrarium zur Synchronisierung der Hormonzyklen von ♂♂ und ♀♀. <i>R. pulcherrima</i> und <i>R. punctularia</i> legen in menschlicher Obhut ganzjährig Eier und paaren sich ganzjährig.
Haltungsansprüche	<i>R. areolata</i>, <i>R. pulcherrima</i>: Geringe Ansprüche, Simulation von Regen- und Trockenzeit sinnvoll für Zuchtmanagement (Legepausen); 50:50 Verhältnis Land zu Wasser im Terrarium. <i>R. nasuta</i>, <i>R. funerea</i>: Geringe Ansprüche, 10:90 Verhältnis Land zu Wasser im Terrarium. Große Gehege notwendig aufgrund der Körpergröße der Tiere. <i>R. diademata</i>, <i>R. melanosterna</i>, <i>R. punctularia</i>: Geringe Ansprüche von nachgezüchteten Tieren, 30:70 Verhältnis Land zu Wasser im Terrarium. <i>R. annulata</i>, <i>R. rubida</i>: etwas höhere Ansprüche an die Beleuchtung, 90:10 Verhältnis Land zu Wasser im Terrarium. Aufgrund der Herkunft brauchen die <i>Rhinoclemmys</i>-Arten in gemäßigtem Klima beheizte Becken, d. h. je nach Unterbringungsmöglichkeit kann der Energieverbrauch hoch sein – eine Haltung in Freigehegen ist in Mitteleuropa meist nicht oder nur für wenige Wochen im Sommer möglich. Alle <i>Rhinoclemmys</i>-Arten brauchen außerdem im dem Landteil lockeren, grabfähigen Boden. Sie verstecken sich gerne darin, d. h. sie graben sich ein oder schaufeln sich Substrat auf den Rückenpanzer. Wenn sie dann ins Wasserteil gehen, nehmen sie das Substrat mit, und der Wasserteil versumpft dem entsprechend ziemlich schnell. Daher ist es sinnvoll, im Wasserteil ein ausreichend dimensioniertes Ablaufventil vorzusehen, oder alternativ eine einfache Möglichkeit, den Wasserteil komplett zu leeren und neu mit weniger belastetem Wasser zu füllen. Der Arbeits- bzw. Zeitaufwand für die Versorgung der Tiere ist relativ hoch.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Im Allgemeinen ist zu beachten, dass Wildfänge von <i>Rhinoclemmys</i> spp. häufig von Endoparasiten befallen sind, gegen welche unter Quarantänebedingungen nach der Ankunft vorgegangen werden muss. Bei der Akklimatisierung muss geduldig und bedacht vorgegangen werden, da besonders adulte Wildfänge als stressempfindlich gelten. <i>R. areolata</i>, <i>R. pulcherrima</i>: Keine. <i>R. diademata</i>: Anscheinend wurden bisher hauptsächlich ♀♀ von Hobbyisten erbrütet, ♂♂ werden selten angeboten. <i>R. funerea</i>: Die Art ist leicht zu halten, aber aufgrund ihrer Endgröße und Schwimmfreudigkeit nur für größere Aqua-Terrarien geeignet. <i>R. punctularia</i>, <i>R. rubida</i> gelten als schwierig einzugewöhnen (Ettmar & Altenburger 2020). Die Befruchtungsrate ist bislang bei <i>R. rubida</i> eher gering und es gibt eine verhältnismäßig höhere Mortalitätsrate in der Entwicklungsphase vor dem Schlupf im Vergleich zu anderen <i>Rhinoclemmys</i>. <i>R. annulata</i>, <i>R. nasuta</i>: Unbekannt.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Die Jungtiere von <i>R. pulcherrima</i> sind nach dem Schlupf schon relativ groß und nicht so zerbrechlich wie bei anderen Arten. Anfangs ist eine Aufzucht mit Lebendfutter zu empfehlen, da dies die Motivation zu fressen anregt. Grünzeug wie Löwenzahn und Chicorée, sowie süße Früchte werden auch recht schnell angenommen. Es wird empfohlen, für die ersten Monate eine reine Wasseraufzucht bei etwa 5 cm Wasserstand zu praktizieren. Werden die Jungtiere zu trocken aufgezogen, wächst der Panzer nicht richtig. Im Wasser können auch Pellets leichter zugefüttert werden. Frühestens im Alter von 6 Monaten sollte man ihnen einen Landteil anbieten (etwa die Hälfte der Fläche des Terrariums). In einem solchen Setup können die Tiere weitere zwei Jahre aufgezogen werden, ehe sie in ein „Erwachsenen-Terrarium“ umgesiedelt werden. Im Zoo Salvador werden Jungtiere von <i>R. punctularia</i> bis ca. 12 cm Panzerlänge gemeinsam, auch mit anderen Schildkrötenarten zusammen, aquatil aufgezogen und dann ins Gehege zu den adulten Tieren gesetzt (Ettmar 2021). Jungtiere von <i>R. annulata</i> und <i>R. melanosterna</i> verhalten sich deutlich aquatiler als die adulten Tiere. Für ein gesundes Wachstum sollte die Luftfeuchtigkeit stets hoch

	sein und aufgrund ihrer Herkunft aus stark bewaldeten Gebieten, sollten die Aufzuchtgehege nicht überhitzen, bzw. abgeschattet werden.
Lebenserwartung in Haltung	<i>R. annulata</i>: Anscheinend wurde ein Tier in Menschenhand über 30 Jahre alt. <i>R. areolata</i>: 19,3 Jahre (AnAge 2023). R. Wicker (pers. Mitt.) hat 1976 ein ♀ bekommen, das 2024 immer noch Eier legt <i>R. melanosterna</i>: 37 Jahre 9 Monate (Iverson 2014), in Haltung > 40 Jahre <i>R. pulcherrima</i>: 20,4 Jahre (AnAge 2023) bzw. 20 J 5 Monate (Slavens & Slavens 2000) <i>R. rubida</i>: 11,8 Jahre (AnAge 2023). R. Wicker (pers. Mitt.) hat 1984 ein ♂ erhalten, das jetzt, 2024, immer noch lebt Insgesamt kann bei allen <i>Rhinoclemmys</i> davon ausgegangen werden, dass sie über 40 Jahre alt werden können in Menschenhand, es fehlen bis dato die belegbaren Quellen dazu.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	<i>R. annulata</i>, <i>R. areolata</i>, <i>R. diademata</i>, <i>R. rubida</i>: In Europa sowohl in Privatbeständen, als auch in Zoos selten. Kaum Nachzuchtberichte, aber wenn vorhanden, problemlos möglich: Zuchtberichte über <i>R. areolata</i> existieren (Artner 2009). <i>R. melanosterna</i> wurde 1990 erstmals gezüchtet (R. Wicker, pers. Mitt.). Weltweit gibt es einige wenige (private) Spezialisten, welche die Art halten und züchten. <i>R. diademata</i> wird gelegentlich in Europa mindestens seit 2015 nachgezogen (Fuchs 2016). <i>R. nasuta</i>: Keine Haltung in Europa, keine Nachzuchtberichte. <i>R. pulcherrima</i>, <i>R. punctularia</i>: Werden in einigen Zoos gehalten, viele Privathalter- und Züchter. Einer der ersten Zuchtberichte stammt von Pauler (1980) <i>R. diademata</i>, <i>R. melanosterna</i>, <i>R. punctularia</i>, <i>R. pulcherrima incisa</i> und <i>R. p. manni</i>, sowie <i>R. rubida perixantha</i> werden ab 1986 in der DGHT-Nachzuchtstatistik aufgeführt (Horn 1988).
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	<i>R. diademata</i>: Schwellentemperatur für Erbrütung von ♂♂ muss experimentell ermittelt werden, die meisten Nachzuchttiere bisher sind weiblich. Andere <i>Rhinoclemmys</i>: Je nach geografischer Herkunft ist die Simulation von Regen- und Trockenzeit eventuell notwendig als Trigger für die Fortpflanzung. <i>R. nasuta</i>, <i>R. funerea</i>: Die erforderliche Größe der Gehege erschwert die Unterbringung für Hobbyisten, bzw. die weite Verbreitung in der Terraristik, stellt aber kein Problem für Spezialisten und Zoos dar (Hofstra 2004).
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	<i>R. pulcherrima</i>: Kaum Sterblichkeit bei juvenilen, kaum Missbildungen beim Panzerwachstum festzustellen, vorausgesetzt die Jungtiere werden feucht genug gehalten. Bei <i>R. p. pulcherrima</i> beträgt die Mortalität bei Jungtieren ca. 15 %. Bei den deutlich stressempfindlicheren <i>R. rubida</i> sind es ca. 25 %. <i>R. punctularia</i>: Bei richtiger Haltung kaum Sterblichkeit bei Jungtieren.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Bei allen <i>Rhinoclemmys</i> -Arten wahrscheinlich, aber teilweise noch nicht dokumentiert. In Privatzucht <i>R. areolata</i> , <i>R. diademata</i> , <i>R. melanosterna</i> , sowie alle Unterarten von <i>R. pulcherrima</i> (Methner (1989) für <i>R. melanosterna</i> im Bestand von R. Wicker; für alle angegebenen Arten hat R. Wicker die F2-Nachzucht in einer persönlichen Mitteilung bestätigt. Für <i>R. pulcherrima</i> ist die F2-Nachzucht bereits 2004 publiziert worden (Schilde 2004).
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	<i>R. annulata</i>, <i>R. funerea</i>, <i>R. melanosterna</i>, <i>R. nasuta</i>, <i>R. rubida</i>: nach unserer Kenntnis nicht <i>R. areolata</i>, <i>R. pulcherrima</i>: Ja (Mexiko), eventuell auch in verschiedenen Ländern Mittelamerikas <i>R. diademata</i> wird in einem Zoo in Venezuela in großer Anzahl für die Wiederauswilderung gezüchtet. <i>R. punctularia</i> wird im Zoo von Salvador (Bahia/Brasilien) in großer Anzahl gezüchtet.
Befragungen	Mehrere Privatpersonen konnten direkt befragt werden oder haben den Fragebogen beantwortet, darunter auch > 10 sehr erfahrene Züchter dieser Schildkröten in verschiedenen europäischen Ländern, die wegen Sprachproblemen meist nicht zu den

Spezialworkshops anreisen. Die züchtenden Zoos haben auf die direkten Anfragen nicht reagiert. Erwähnenswert ist der sehr gut besuchte ISV *Rhinoclemmys* Workshop mit > 20 Teilnehmern (Ettmar & Altenburger 2020, bei dem über die Nachzucht aller Arten außer *R. nasuta* innerhalb Europas diskutiert wurde, aber es gab auch seit etwa 1990 bei anderen europäischen Verbänden Spezialistentreffen zu diesen Schildkröten, an denen auch die Verantwortlichen aus verschiedenen Zoos teilgenommen haben. Daher kann die Anzahl der Personen/Institutionen, die zu dieser Informationssammlung beigetragen haben, nicht genauer angegeben werden.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Acuña-Mesén, R.A., A. Castaing-Riba & F. Flores (1983): Aspectos ecológicos de la distribución de las tortugas terrestres y semiacuáticas en el Valle Central de Costa Rica [Ecological aspects of the distribution of land- and semiaquatic turtles in the Central Valley of Costa Rica]. *Revista de Biología Tropical* 31(2): 181-192.
- Acuña-Mesén, R.A. (1987): Comparación de la ultraestructura de la cáscara del huevo de la tortuga *Rhinoclemmys pulcherrima* con la de los huevos de otros reptiles [A comparison of ultrastructure of the egg shell of the turtle *Rhinoclemmys pulcherrima* with that of eggs of other reptiles]. *Revista de Biología Tropical* 35(1): 41-48.
- Acuña-Mesén, R.A. (1993): Las tortugas continentales de Costa Rica. San José, Costa Rica (Editorial ICER): 58 pp.
- Acuña Mesen, R.A. (1995): Die Fortpflanzungsbiologie der Pracht-Erdschildkröte *Rhinoclemmys pulcherrima manni* in Costa Rica. Bericht vom Schildkröten-Weltkongreß in Gonfaron. *Emys* 2(6): 32-33.
- Acuña Mesen, R.A., A. Barrantes Montiel & G. Barrantes Montiel (1996): Report of ovoposition [oviposition] of *Rhinoclemmys pulcherrima manni* (Testudines: Emydidae) in Costa Rica. *Brenesia* 45-46: 195-197.
- Agudelo-González, H., J. Acosta-Ortiz & A.F. Aponte-Gutiérrez (2022): Colombian Wood-Turtle (*Rhinoclemmys melanosterna*). In: Arteaga, A., L. Bustamante, J. Vieira & J.M. Guayasamin (eds.): Reptiles of Ecuador. Life in the Middle of the World. <https://www.reptilesofecuador.com/geoemydidae.html> (Letzter Zugriff: 07.01.2024).
- Aguilar-López, J.L., L. Ortiz-Lozada, J. Pelayo-Martínez, C. Mota-Vargas, L.E. Alarcón-Villegas & A.P. Demeneghi-Calatayud (2020): Diversidad y conservación de anfibios y reptiles en un área protegida privada de una región altamente transformada en el sur de Veracruz, México [Amphibian and reptile conservation in a privately protected area from a highly transformed region in southern Veracruz, Mexico]. *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)* 36(1-14).
- Ahmed, K., B. Tapley & C.J. Michaels (2024): Global and regional patterns in distribution and threat status of zoo collections of turtles and tortoises. *Herpetological Journal* 34(1): 1-10.
- Alvarado-Díaz, J., A. Estrada-Virgen, D. García-Parra & I. Suazo-Ortuño (2003): *Rhinoclemmys rubida*. Diet. *Herpetological Review* 34(4): 363.
- Alvarado-Díaz, J., I. Suazo-Ortuño, L. David Wilson & O. Medina-Aguilar (2013): Patterns of physiographic distribution and conservation status of the herpetofauna of Michoacán, Mexico. *Amphibian & Reptile Conservation* 7(1): 128-170.
- Alves, R.R.N., W.L.S. Vieira & G.G. Santana (2008): Reptiles used in traditional folk medicine: conservation implications. *Biodiversity and Conservation* 17: 2037-2049.
- Alves, R.R.N. & H.N. Alves (2011): The faunal drugstore: Animal-based remedies used in traditional medicines in Latin America. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine* 7(9): 1-43.
- Alves, R.R.N., T.P.R. Oliveira & I.L. Rosa (2013): Wild Animals Used as Food Medicine in Brazil. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine* 2013: Article ID 670352.

- AnAge (2023) The Animal Ageing and Longevity Database. Build 15 (03/07/2023). <https://genomics.senescence.info/species/index.html> (Letzter Zugriff: 06.08.2024).
- Andrade, P.C.M. (2008): Criação e Manejo de Quelônios no Amazonas. Seminário de Criação e Manejo de Quelônios da Amazônia Ocidental. Manaus/AM (ProVárzea/FAPEAM/SDS): 447 pp.
- Andrade, P.C.M. (2015): Projeto Pé-de-pincha: Conservação e Manejo de Quelônios Manual para Gestores Ambientais. Manaus/AM (Fundação de Apoio Institucional Rio Solimões (UNISOL)/ Universidade Federal do Amazonas (UFAM): 152 pp.
- Andrade, P.C.M. (2016): Técnicas de Conservação e Manejo de Quelônios. Manual do Monitor de Praia. Manaus/AM (Fundação de Apoio Institucional Rio Solimões (UNISOL)/ Universidade Federal do Amazonas (UFAM): 117 pp.
- Antonio Guzmán, J.A. (2016): El tráfico ilegal de fauna silvestre en la Ciudad de México. Santo Tomás, México (Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Unidad Casco): 105 pp.
- Arias-Ortega, J., F. Bonilla-Murillo & M. Sasa (2016): Desarrollo de la herpetocultura en Costa Rica: Situación actual de herpetarios y manejo ex situ de reptiles y anfibios [Development of Herpetoculture in Costa Rica: Current Situation of Herpetariums and Ex Situ Management of Reptiles and Amphibians]. Revista de Ciencias Ambientales 50(1): 1-23.
- Armesto, O., A.A. Acevedo, A. Gallardo & R. Franco (2014): *Rhinoclemmys diademata* (Mertens 1954). Inguensa, Galápagos del Maracaibo. Catálogo de anfibios y reptiles de Colombia 2(1): 47-52.
- Arroyave Bermudez, F.J., O.Y. Romero Goyeneche, M.A. Bonilla Gómez & R.G. Hurtado Heredia (2014): Illegal trade of tortoises (Testudinata) in Colombia: A network analysis approach. Acta Biológica Colombiana 19(3): 381-392.
- Arteaga, A. (2022): Brown Wood-Turtle (*Rhinoclemmys annulata*). In: Arteaga, A., L. Bustamante, J. Vieira & J.M. Guayasamin (eds.): Reptiles of Ecuador. Life in the Middle of the World. <https://www.reptilesfecuador.com/geoemydidae.html> (Letzter Zugriff: 07.01.2024).
- Arteaga, A. (2022): Long-nosed Wood-Turtle (*Rhinoclemmys nasuta*). In: Arteaga, A., L. Bustamante, J. Vieira & J.M. Guayasamin (eds.): Reptiles of Ecuador. Life in the Middle of the World. <https://www.reptilesfecuador.com/geoemydidae.html> (Letzter Zugriff: 07.01.2024).
- Artner, H. (2000): Nomenklatur aktuell: Bestimmungsschlüssel für die Gattung *Rhinoclemmys*. Emys 7(1): 18-20.
- Artner, H. (2008): The world's extant turtle species – part 2. Emys 15(4): 4-35.
- Artner, H. (2009): Field observations and captive breeding of the Furrowed wood turtle *Rhinoclemmys areolata* (Duméril & Bibron, 1851). Emys 16(3): 4-19.
- Ataídes, A.G. de, R.L. Silva & A. Malvasio (2021): Percepções sobre aspectos da conservação dos quelônios na região do Baixo Xingu, Sudeste da Amazônia Brasileira [Perceptions about aspects of chelonian conservation in the Lower Xingu region, Southeastern Brazilian Amazon]. Revista Ibero Americana de Ciências Ambientais 12(1): 663-679.
- Ávila-Nájera, D.M., G.D. Mendoza, O. Villarreal & R. Serna-Lagunes (2018): Uso y valor cultural de la herpetofauna en México: una revisión de las últimas dos décadas (1997–2017). Acta Zoológica Mexicana (nueva serie) 34: 1-15.
- Bänziger, F. (2005): Die Costa-Rica-Pracht-Erdschildkröte *Rhinoclemmys pulcherrima manni*. Marginata 2(3): 21-25.
- Bänziger, F. (2014): *Rhinoclemmys pulcherrima manni* – Central American wood turtle. Schalkwijk, the Netherlands (European Studbook Foundation): 8 pp.

- Barragán-Vázquez, M.d.R., L. Ríos-Rodas, L.A. Fucsko, L.W. Porras, A.R.V. Mata-Silva, D.L. DeSantis, E. García-Padilla, J.D. Johnson & L.D. Wilson (2022): The herpetofauna of Tabasco, Mexico: composition, distribution, and conservation status. *Amphibian & Reptile Conservation* 16(2): 1-61.
- Barrio-Amorós, C.L. & Í. Narbaiza (2008): Die Schildkröten des Bundesstaates Amazonas (Venezuela). *Radiata* 17(1): 2-20.
- Barrios Santana, Y.J., S. Mendoza Benavides, A.C. Sampedro Marín & M.C. Vergara Mercado (2021): Consumo y comercio de tortugas continentales en la subregión la Mojana, Sucre, Colombia. *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas* 1(33): 83-93.
- Bartels, H.-J. (1994): Verbesserte Methoden der mikrobiologischen Wasserreinigung für die Haltung von Wasserschildkröten. *Salamandra* 30(1): 33-42.
- Bartels, H.-J. (1999): Vergleich von Kreislaufanlagen für Nutzfische und von Gesellschaftsaquarien der Süßwasseraquaristik mit einer Kreislaufanlage für Wasserschildkröten. *Salamandra* 35(2): 97-112.
- Bartlett, R.D. & P.P. Bartlett (1996): Turtles and tortoises. A complete pet owner's manual. Hauppauge, NY (Barrons Educational Series): 119 pp.
- Beisser, C.J., P. Lemell & J. Weisgram (2004): The dorsal lingual epithelium of *Rhinoclemmys pulcherrima incisa* (Chelonina, Cryptodira). *Anatomical Record Part A: Discoveries in Molecular, Cellular, and Evolutionary Biology* 277A(1): 227-235.
- Bentley, A., B. Toddes & K. Wright (1997): Evolution of Diets for Herbivorous and Omnivorous Reptiles at the Philadelphia Zoo: From Mystery Toward Science. *Proceedings of the Second Conference of the Nutrition Advisory Group (NAG) of the American Zoo and Aquarium Association (AZA) on Zoo and Wildlife Nutrition*.
- Berger, M. (2014): Wohin mit all den Schildkröten? Gedanken zum Umgang mit Auffangtieren. *Testudo (SIGS)* 23(4): IV-XV.
- Bille, T. (2004): Hold og opdraet af skildpadder af slægterne *Rhinoclemmys* og *Chelopus* med saerlig fokus pa *R. pulcherrima* [Captive care and breeding of terrapins of the genus *Rhinoclemmys* and *Chelopus* with special focus on *R. pulcherrima*]. *Nordisk Herpetologisk Forening* 47(6): 222-228.
- Bocourt, M. (1868): Description de quelques chéloniens nouveaux appartenant a la faune Mexicaine. *Annales des Sciences Naturelles, Zoologie et Paléontologie* 10: 121-122.
- Böhm, S. (2010): Auf der Suche nach Schildkröten in der Réserve Naturelle Nouragues (Französisch-Guayana). *Marginata* 7(4): 44-50.
- Bolaños, F., G. Chaves, M. Sasa, R. Arguedas & Y. Matamoros (2005): Taller para la Conservación, Análisis y Manejo Planificado de Reptiles de Costa Rica. Apple Valley, MN (Grupo de Especialistas en Conservación y Reproducción SSC/UICN): 1859 pp.
- Bonilla Gómez, M.A., N. Luque Sánchez, M.A. Cuervo Martínez, L.C. Barreto Calderón, C. Zuluaga Rodríguez, E.A. Vásquez Ávila, M. Pinzón Arias, O.Y. Romero Goyeneche, F.J. Arroyave Bermúdez, M.C. Becerra Riveros & C.C. Leguizamo Pardo (2012): Tortugas Terrestres y de Agua Dulce y Manejo de los Decomisos. Bogotá, D.C. (Ministerio de Desarrollo Sostenible): 100 pp.
- Bonini-Domingos, C.R., M.B. Silva, R.M. Romero, P.J.A. Zamaro, L.S. Ondeí, C.E.S. Zago, S.B. Moreira & C.G. Salgado (2007): Description of electrophoretic and chromatographic hemoglobin profile of *Rhinoclemmys punctulata*. *Genetics and molecular research GMR* 6(2): 415-421.
- Borrayo Godínez, J.G. (2020): Antibiotic-resistant salmonella, isolated from cloacal swab samples from turtles in Guatemala [Salmonella resistente a antibióticos, aislada de muestras de hisopados cloacales en tortugas de Guatemala]. *Universidad de San Carlos de Guatemala*: 19 pp.
- Boulenger, G. (1902): *Nicoria nasuta*. Pp. 53-54. In: Boulenger, G.A.: Descriptions of new batrachians and reptiles from north-western Ecuador. *Annals and Magazine of Natural History* (7)9: 51-57.

- Bour, R. (2007): The type specimens of *Rhinoclemmys areolata* (Duméril & Bibron, 1851), *R. pulcherrima incisa* (Bocourt, 1868), and *R. punctularia* (Daudin, 1801). *Emys* 14(2): 28-34.
- Brelaz de Oliveira, A., J. Rocha Garcez & P.C. Machado Andrade (2021): Boas práticas na criação de quelônios Amazônicos. Manaus (Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Amazonas -IFAM): 25 pp.
- Brito, E.S., F.I. Martins, I.M. Fernandes, D. Pavan & C. Strüssmann (2022): Ecological aspects of *Rhinoclemmys punctularia punctularia* (Testudines: Geoemydidae) in two localities in northern Brazil. *Acta Amazonica* 52(4): 307-314.
- Buchert, P. & H. Tippmann (1999): Zusammenfassung des Schildkröten-Workshops vom 9./10.9.1999 in München. *Radiata* 8(3): 26-30.
- Burke, R.L. (1993): Adaptive value of sex determination mode and hatchling sex ratio bias in reptiles. *Copeia* 1993(3): 854-859.
- Buskirk, J.R. (1997): New locality records for freshwater turtles from the Yucatan peninsula, Mexico. *Chelonian Conservation & Biology* 2(3): 415-416.
- Buskirk, J.R. (2001): The Mexican Painted Wood turtle, *Rhinoclemmys pulcherrima*. *Emys* 8(2): 20-28.
- Butterfield, T.G. (2015): *Rhinoclemmys rubida perixantha* (Colima Wood turtle). Courtship and mating behavior. *Herpetological Review* 46(4): 620.
- Butterfield, T.G. (2016): Activity Patterns, Home Range, and Microhabitat Selection of a Terrestrial Turtle (*Rhinoclemmys rubida perixantha*) in a Tropical Dry Forest. Ellensburg (Central Washington University): 40 pp.
- Butterfield, T.G. (2020): Working with the Local Community to Establish a Baseline for Conservation of the Freshwater and Terrestrial Turtle Species near Sabinito Sur, Mexico. Rufford Foundation: 10 pp.
- Butterfield, T.G., D. Beck & R. Macip-Ríos (2020): Population Characteristics of the Mexican Spotted Wood Turtle (*Rhinoclemmys rubida perixantha*) Along the Pacific Coast of Mexico. *Herpetological Conservation and Biology* 15(1): 79-86.
- Butterfield, T.G., A. Monsiváis-Molina, J. Garrido, N. DeHollander, C. Cupp, J. Luna, E. Reyes-Grajales, R. Macip-Ríos & D.D. Beck (2024): Estudios sobre la Ecología de *Rhinoclemmys rubida*. Chapter IV, pp. 47-70. In: Macip-Ríos, R. (ed.): Estudios sobre la biología y conservación de tortugas de México. Ciudad de Mexico (Sociedad Herpetológica Mexicana): 139 pp.
- Butterfield, T., M. Olson, D. Beck & R. Macip-Ríos (2020): Morphology, Performance, and Ecology of Three Sympatric Turtles in a Tropical Dry Forest. *Copeia* 108(4): 957-966.
- Butterfield, T.G. & O.F. Rivera-Hernandez (2014): *Rhinoclemmys rubida perixantha* (Colima wood turtle). Diet. *Herpetological Review* 45(2): 320-321.
- Butterfield, T.G., A. Scoville, A. García & D.D. Beck (2018): Habitat Use and Activity Patterns of a Terrestrial Turtle (*Rhinoclemmys rubida perixantha*) in a Seasonally Dry Tropical Forest. *Herpetologica* 74(3): 226-235.
- Calero Herrera, W.A. (2015): Densidad, estructura poblacional y dieta de *Rhinoclemmys nasuta* (Testudines: Cryptodira) en la reserva Río Canandé, noroccidente ecuatoriano. Quito (Universidad Católica del Ecuador): 58 pp.
- Camarena Páramo, Magdalena (2010): Reproducción y aspectos relacionados al manejo en cautiverio de *Rhinoclemmys pulcherrima pulcherrima* (Testudines: Geoemydidae) en el laboratorio de Herpetología de la F.E.S. Iztacala. Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México): 103 pp.
- Campbell, H.W. & T.R. Howell (1965): Herpetological records from Nicaragua. *Herpetologica* 21(2): 130-140.

- Cañas-Orozco, J. (2020): Die Amerikanischen Erdschildkröten Kolumbiens. *Reptilia* 25(4): 22-28.
- Cardoso, S.R.T. (2007): *Rhinoclemmys punctularia* (Spot-legged Wood Turtle). Reproduction. *Herpetological Review* 38(2): 201.
- Carr, J.L. & A. Almendáriz (1989): Contribución al conocimiento sobre la distribución geográfica de los quelonios del Ecuador occidental. *Politecnica* 14(2): 75-103.
- Carr, J.L. (1991): Phylogenetic analysis of the neotropical turtle genus *Rhinoclemmys* Fitzinger (Testudines: Emydidae). Carbondale (Southern Illinois University): 290 pp.
- Carr, J.L. & A. Giraldo (2009): *Rhinoclemmys nasuta* (Boulenger 1902) – Large-Nosed Wood Turtle, Chocoan River Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group. IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(34): 1-6.
- Carr, J.L., M.F. Garcés, A. Quintero-Angel & A. Giraldo (2010): *Rhinoclemmys nasuta* (Chocoan River turtle). Diet. *Herpetological Review* 41(3): 347-348.
- Carr, J.L., A. Giraldo & M. Garcés-Restrepo (2012): *Rhinoclemmys nasuta* (Boulenger 1902). Pp. 315-322. In: Páez, V.P., M.A. Morales-Betancourt, C.A. Lasso, O.V. Castaño-Mora & B.C. Bock (eds.): Biología y conservación de las tortugas continentales de Colombia. Bogotá, D.C., Colombia (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH) V): 528 pp.
- Carr, J.L., A. Almendáriz, J.E. Simmons & M.T. Nielsen (2014): Subsistence hunting for turtles in north-western Ecuador. *Acta Biológica Colombiana* 19(3): 401-413.
- Carr, J.L. (2014): What Do We Know about *Rhinoclemmys*: An Assessment of Knowledge for Conservation – Abstract. In: Walde, A.D., D. Riedle, E.M. Walton & H. Lowe (eds.): Program and Abstracts of the Joint Annual Meeting of the Turtle Survival Alliance and IUCN Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group. Orlando, Florida (Turtle Survival Alliance).
- Carr, J.L., A. Giraldo & M.F. Garcés-Restrepo (2017): *Rhinoclemmys nasuta* (Boulenger 1902). Tortuga de río chocoana, sabaletera. *Catálogo de anfibios y reptiles de Colombia* 3(2): 43-49.
- Carr, J.L., D. Moll, A. Giraldo & M.F. Garcés-Restrepo (2023): *Rhinoclemmys annulata* (Gray 1860) – Brown Wood Turtle, Montañero, Bambera. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group. IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(123): 1-16.
- Carrillo, E., S. Aldás, M. Altamirano, F. Ayala, D. Cisneros, A. Endara, C. Márquez, M. Morales, F. Nogales, P. Salvador, M.L. Torres, J. Valencia, F. Villamarín, M. Yáñez & P. Zárate (2005): Lista Roja de los Reptiles del Ecuador. Quito (Fundación Novum Milenium, UICN-Sur, UICN-Comité Ecuatoriano, Ministerio de Educación y Cultura): 53 pp.
- Carvajal-Cogollo, J.E., L.E. Rojas-Murcia & G. Cárdenas-Arévalo (2020): Reptiles del Caribe colombiano / Reptiles of the Colombian Caribbean. Tunja (Editorial UPTC): 268 pp.
- Cassola, F.M., Y. Henaut, J.R. Cedeño-Vázquez, F.R. Méndez-de la Cruz & B. Morales-Vela (2020): Temperament and sexual behaviour in the Furrowed Wood Turtle *Rhinoclemmys areolata*. *PLoS One* 15(12): e0244561.
- Castaño Mora, O.V. & F. Medem (1983): Datos preliminares sobre la reproducción de *Rhinoclemmys melanosterna* Gray (Reptilia: Quelonina: Emydidae). *Lozania (Acta Zoologica Colombiana)* 47: 1-6.
- Castillo Centeno, V.E. (1986): Factores ecológicos y de mercado de la reproducción de *Rhinoclemmys pulcherrima* y *Kinosternon scorpioides* (Testudines: Emydidae y Kinosternidae) en Costa Rica. San José, CR (Universidad de Costa Rica): 182 pp.

- Castillo Cutiva, A.L. (2009): Diversidad genética de una población insular de la tortuga hicoitea blanca (*Rhinoclemmys nasuta*) en Isla Palma, Bahía Málaga, utilizando microsatélites. Santiago de Cali (Universidad del Valle): 74 pp.
- Castillo Cutiva, L.A., G. Barreto & A. Giraldo (2014): Genetic diversity in a population of *Rhinoclemmys nasuta* (Testudines: Geoemydidae) associated with an insular locality in the Chocó biogeographic region Acta Biológica Colombiana 19(3): 513-519.
- Castillo Flor, Y.L., A. Giraldo, M.F. Garcés Restrepo & C.A. Galvis-Rizo (2014): Comportamiento en cautiverio de *Rhinoclemmys annulata* (Geoemydidae) y *Chelonoidis carbonaria* (Testudinidae). Santiago de Cali (Universidad del Valle): 27 pp.
- Charruau, P., A.H. Escobedo-Galván & M.A. Morales-Garduza (2014): *Rhinoclemmys areolata* (Furrowed Wood turtle). Maximum size and mass. Herpetological Review 45(3): 487.
- Charruau, P. & M.A. Morales-Garduza (2022): Maximum size and mass, and sexual size dimorphism in the Furrowed Wood Turtle, *Rhinoclemmys areolata* (Testudines: Geoemydidae). Herpetology Notes 15: 207-210.
- Chaves, G., F. Bolaños, J.E. Rodríguez & Y. Matamoros (2014): Actualización de las Listas Rojas Nacionales de Costa Rica. Anfibios y reptiles – Utilizando los lineamientos de las Listas Rojas de la UICN. San Pedro, San José, Costa Rica Escuela de Biología, Conservation Breeding Specialist Group (SSC/IUCN)/CBSG Mesoamerica): 51 pp.
- Christensen, R.H. (1975): Breeding central American wood turtles. Chelonia 2(2): 8-10.
- Christensen, R.H. (1975): An Update to „Breeding central American wood turtles“. Chelonia 2(3): 20.
- Chung, M.H. (2014): *Rhinoclemmys punctularia* (Spot-legged Turtle or Galap). OGATT: The Online Guide to the Animals of Trinidad and Tobago. St Augustine (Adrian Hailey.The University of the West Indies): 6 pp.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Include neotropical wood turtles of the genus *Rhinoclemmys* in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 27: 24 pp.
- Coleman, P. (1996): Ein ungewöhnliches Erlebnis mit Pracht-Erdschildkröten. Emys 3(1): 20-21.
- CONAP (2021): Listado de Especies Amenazadas de Guatemala, Resolución 04-09-2021. Consejo Nacional de Áreas Protegidas.
- Cope, E.D. (1870): *Chelopus rubidus*. P. 148-150. In: Cope, E.D.: Seventh contribution to the herpetology of tropical America. Proceedings of the American Philosophical Society 11(1869) [1870]: 147-169.
- Cope, E.D. (1875): *Chelopus funereus* spec. nov. P. 154. In: Cope, E.D.: On the Batrachia and Reptilia of Costa Rica with notes on the herpetology and ichthyology of Nicaragua and Peru. Journal of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia N.S. (2)8: 93-183.
- Corrales Quirós, A. & V. Valenciano González (2019): Determinación de parámetros hematológicos, bioquímica sanguínea y morfología de las células sanguíneas de la tortuga roja (*Rhinoclemmys pulcherrima*) en condiciones de cautiverio. Heredia, Costa Rica (Universidad Nacional): 60 pp.
- Cortéz-Gómez, A.M., C.A. Ruiz-Agudelo, A., Valencia-Aguilar & R.J. Ladle (2015): Ecological functions of neotropical amphibians and reptiles: a review. Universitas Scientiarum 20(2): 229-245.
- Cuesta-Rios, E.Y. & Z. Cetre Mosquera (2018): Riqueza de quelonios y estructura poblacional de *Rhinoclemmys melanosterna* (Quelonia: Geoemididae) en Managrú, municipio de Cantón de San Pablo, Chocó, Colombia [Diversity of chelonians and population structure of *Rhinoclemmys melanosterna* (Quelonia: Geoemididae) in Managrú, municipality of Cantón de San Pablo, Chocó, Colombia]. Revista Bioetnia 15(1): 23-35.

- Cunha, F.A. & R.C. Vogt (2018): *Rhinoclemmys punctularia* (Spotted-legged Turtle). Double-clutching. Herpetological Review 49(3): 488.
- Cunha, F.A., F. Medeiros & R.C. Vogt (2019): *Rhinoclemmys punctularia* (Spotted-legged Turtle). Reproduction. Herpetological Review 50(3): 563.
- Da Silva, B.C., I.T. de Lima Leal, V.T. Pantoja da Gama, J.C. dos Santos Lobato, L.G. Martins, J.G. Pinheiro Alfaia, A.C. Paes de Souza & A.N. Silva Pereira (2022): Diagnóstico do consumo de quelônios (Testudines) no município de Abaetetuba, Pará: Implicações para a conservação de espécies [Diagnosis of consumption of turtles (Testudines) in the municipality of Abaetetuba, Pará: Implications for the conservation of species]. Research, Society and Development 11(7): e24111730083.
- Da Silva Soares, C., F.A. Gomes Cunha & R.C. Vogt (2017): *Rhinoclemmys punctularia* (Spot-legged turtle). Nesting. Herpetological Review 48(1): 85-86.
- Daddario, B. & B. Daddario (1992): NYTTS breeder's notebook: *Rhinoclemmys pulcherrima manni*. NYTTS NewsNotes 3(2): 5.
- Daudin, F.M. (1801): La Tortue Ponctulaire. *Testudo punctularia*. p. 249-255. In: Daudin, F.M.: Histoire Naturelle, Générale et Particulière des Reptiles. Tome Second. Paris (Imprimerie F. Dufart): 432 pp.
- Dathe, F. (2007): Pflege und Vermehrung von Bauchstreifen-Erdschildkröten, *Rhinoclemmys funerea* (Cope, 1876), im Tierpark Berlin-Friedrichsfelde. Milu 12(2): 168-177.
- De la Ossa, J., G. Olivero-Gomez & J.G. Ruiz (2011): Utilización de quelonios de interés económico en el municipio de caimito, Sucre, Colombia. Revista Colombiana de Ciencia Animal 3(1): 3-15.
- De La Ossa Velasquez, J., A. Pérez-Cordero & D. Montes-Vergara (2018): Subsistence Hunting of *Podocnemis lewyana* and *Rhinoclemmys melanosterna* (Testudines) in the Region of the low San Jorge River, Caribbean, Colombia. Indian Journal of Science and Technology 11(29): 1-7.
- Díaz Contador, C.A. (2014): Diseño y evaluación de protocolos para el manejo y disposición de tortugas continentales en Colombia post-decomiso. Bogotá (Universidad de La Salle): 115 pp.
- Dirección General de Ecosistemas (2002): Programa Nacional para la Conservación de las Tortugas Marinas y Continentales en Colombia. Republica de Colombia: 64 pp.
- do Valle, M.F., R. Marques & M.S. Tinôco (2016): Filling gaps in the disjunct distribution of *Rhinoclemmys punctularia* (Daudin, 1801) (Testudines: Geoemydidae) and first record from Bahia state, northeast Brazil. Check List 12(4): article 1951.
- Dodd, C.K. (1978): A note on the defensive posturing of turtles from Belize, Central America. Herpetological Review 9(1): 11-12.
- Donoso-Barros, R. (1965): Distribución de las tortugas en Sudamérica. Publicaciones Ocasionales del Museo Nacional de Historia Natural, Santiago de Chile 8: 1-14.
- Drews, C. (2001): Wild Animals and Other Pets Kept in Costa Rican Households: Incidence, Species and Numbers. Society & Animals 9(2): 107-126.
- Dunn, E.R. (1930): A new Geoemyda from Costa Rica. Proceedings of the New England Zoological Club 12: 31-34.
- Dunn, E.R. (1945): Los generos de anfibios y reptiles de Colombia, IV. Cuarta y ultima parte: Reptiles, ordenes testudineos y crocodilinos. Caldasia 3(13): 307-335.
- Dürigen, B. (1891): Sumpfschildkröten im Terrarium. Blätter für Aquarien- und Terrarienkunde 2: 64-66; 146-149; 155-156.
- Duméril, A.M.C. & G. Bibron (1851): VI^e Genre – Emyde. *Emys* Dum. Bib. II^e Groupe – Émydes américaines. 7 bis. *E. aréolée*. *Areolata* Dum. Bib. P. 10. In: Duméril, A.M.C. & A.H.A. Duméril: Catalogue Methodique de la Collection des Reptiles (Museum d'Histoire Naturelle de Paris). Paris (Gide and Baudry): 224 pp.

- Echeverri-García, L.P., J.L. Carr, M.F. Garcés-Restrepo, C.A. Galvis Rizo & A. Giraldo (2012): *Rhinoclemmys melanosterna* (Gray 1861). Pp. 308-314. In: Páez, V.P., M.A. Morales-Betancourt, C.A. Lasso, O.V. Castaño-Mora & B.C. Bock (eds.): Biología y conservación de las tortugas continentales de Colombia. Bogotá, D.C., Colombia (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH) V): 528 pp.
- Ernst, C.H. (1978): A revision of the neotropical turtle genus *Callopsis* (Testudines: Emydidae: Bataguridae). *Herpetologica* 34(2): 113-134.
- Ernst, C.H. (1980): *Rhinoclemmys annulata* (Gray). Brown Land terrapin. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 250: 1-2.
- Ernst, C.H. (1980): *Rhinoclemmys areolata* (Duméril & Bibron). Furrowed Land terrapin. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 251: 1-2.
- Ernst, C.H. (1980): *Rhinoclemmys funerea* (Cope), Black terrapin. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 263: 1-2.
- Ernst, C.H. (1980): *Rhinoclemmys nasuta* (Boulenger). Large-nosed terrapin. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 264: 1-2.
- Ernst, C.H. (1981): *Rhinoclemmys pulcherrima* (Gray), Ornate terrapin. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 275: 1-2.
- Ernst, C.H. (1981): *Rhinoclemmys punctularia* (Daudin). Spotted-legged terrapin. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 276: 1-2.
- Ernst, C.H. (1981): *Rhinoclemmys rubida* (Cope), Mexican spotted terrapin. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 277: 1-2.
- Ernst, Carl H. (1982): Why are more tropical Emydid turtles black? *Biotropica* 14(1): 68.
- Ernst, C.H. (1983): *Rhinoclemmys annulata* (Tortuga Parda Terrestre, Jicote, Jicotea, Brown Land Turtle). Pp. 416-417. In: Janzen, D.H. (ed.): Costa Rican natural history. Chicago (University of Chicago Press): 816 pp.
- Ernst, C.H. (1983): *Rhinoclemmys funerea* (Tortuga Negra del Rio, Jicote, Black River Turtle). Pp. 417-418. In: Janzen, D.H. (ed.): Costa Rican natural history. Chicago (University of Chicago Press): 816 pp.
- Ernst, C.H. (1983): *Rhinoclemmys pulcherrima* (Tortuga Roja, Red Turtle). Pp. 418-419. In: Janzen, D.H. (ed.): Costa Rican natural history. Chicago (University of Chicago Press): 816 pp.
- Ernst, C.H. and Barbour, R.W. (1989): *Turtles of the World*. Smithsonian Institution Press. Washington D.C. and London 313 pp.
- Ettmar, S. (2020): Amerikanische Erdschildkröten der Gattung *Rhinoclemmys* – von Wegwerfware und Einhörnern. *Reptilia* 25(4): 14-21.
- Ettmar, S. (2020): *Rhinoclemmys*. Eine Vorstellung der Gattung. *Sacalia* 18(3): 16-34.
- Ettmar, S. (2021): Herpetofaunistische Beobachtungen im Zuge einer Rundreise durch den brasilianischen Bundesstaat Bahia. *ÖGH-Aktuell* 59: 32-37.
- Ettmar, S. & E. Altenburger (2020): Workshop *Rhinoclemmys* – Protokoll des Workshops am 26.10.2019. *Sacalia* 18(2): 12-25.
- Ewert, M.A. & C.E. Nelson (1991): Sex determination in turtles: Diverse patterns and some possible adaptive values. *Copeia* 1991(1):50-68.
- Ewert, M.A., C.R. Etchberger & C.E. Nelson (2004): Turtle Sex-Determining Modes and TSD Patterns, and Some TSD Pattern Correlates. Pp. 21-41. In: Valenzuela, N. & V. Lance (eds.): Temperature-dependent sex determination in vertebrates. Washington, DC (Smithsonian Books): 304 pp.

- Fagundes, C.K., R.C. Vogt & P. De Marco Júnior (2016): Testing the efficiency of protected areas in the Amazon for conserving freshwater turtles. *Diversity and Distributions* 22(2): 123-135.
- Fagundes, C.K., R.C. Vogt, R.A. de Souza & P. De Marco (2018): Vulnerability of turtles to deforestation in the Brazilian Amazon: Indicating priority areas for conservation. *Biological Conservation* 226: 300-310.
- Ferwerda, W.H. (2008): Waarnemingen aan de Aardschildpad. *Lacerta* 66(4): 145-147.
- Fitzinger, L.J. (1835): Genus II. *Clemmys*. Sectio 2. *Rhinoclemmys*. P. 115. In: Fitzinger, L.J.: Entwurf einer systematischen Anordnung der Schildkröten nach den Grundsätzen der natürlichen Methode. *Annalen des Wiener Museums der Naturgeschichte* 1: 105-128.
- Flores Puebla, L. (2009): Valoración y uso de tortugas de agua dulce en la Cuenca Baja del Papaloapan, Veracruz. Xalapa, Veracruz, México (Instituto de Ecología): 115 pp.
- Folt, B. (2020): Population Demography of *Rhinoclemmys funerea* (Black River Turtle) at a Protected Forest Reserve in Costa Rica. *Herpetological Conservation and Biology* 15(3): 611-619.
- Forero-Medina, G., V.P. Páez, M.F. Garcés-Restrepo, J.L. Carr, A. Giraldo & M. Vargas-Ramírez (2016): Research and Conservation Priorities for Tortoises and Freshwater Turtles of Colombia. *Tropical Conservation Science* 9(4).
- Foust, A. (1992): Incubating turtle eggs. *NYTTS NewsNotes* 3(2), 4-5.
- Fretey, J., M.S. Hoogmoed & J. Lescure (1977): Etude taxonomique de *Rhinoclemmys punctularia punctularia* (Daudin) (Testudinata, Emydidae). *Zoologische mededelingen. Rijksmuseum van Natuurlijke Historie te Leiden, Ministerie van Onderwijs en Wetenschappen* 52(6): 63-80.
- Fretey, J. (1987): Les tortues de Guyane française: Données récentes sur leur systématique, leur biogéographie, leur éthologie et leur protection Cayenne (SEPANGUY): 141 pp.
- Fritz, U. (1995): Schildkröten-Hybriden. 2. Halsberger-Schildkröten (Cryptodira). *Herpetofauna* 17(95): 19-34.
- Fuchs, G. (2016): Erfolgreiche Haltung und Nachzucht der Maracaibo-Diademschildkröte (*Rhinoclemmys diademata* Mertens, 1954). *Radiata* 25(1): 15-22.
- Fuentes Magallón, R.D., A. De Gracia, H. Quintero-Arrieta, J.A. Portobelo, A. Baules & E. Delgado (2021): Morphological malformations in adults of *Rhinoclemmys annulata* (Reptilia, Testudines), in Panama. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 4(2): 150-152.
- Fuller, P. & L. McKercher (2023): *Rhinoclemmys pulcherrima* (Gray, 1856). Nonindigenous Aquatic Species Database. U.S. Geological Survey. Gainesville, FL.
- Fullerton, J.A. (1999): Tropical American Wood turtles: *Rhinoclemmys*. *Reptile & Amphibian Magazine* 1997(50): 44-53.
- Garcés-Restrepo, M.F., A. Giraldo & J.L. Carr (2013): Population ecology and morphometric variation of the Chocoan River Turtle (*Rhinoclemmys nasuta*) from two localities on the Colombian Pacific coast. *Boletín Científico, Museo de Historia Natural* 17(2): 159-170.
- Garcés-Restrepo, M.F., N. Rivera-Domínguez, A. Giraldo & J.L. Carr (2017): Reproductive aspects of the Chocoan River turtle (*Rhinoclemmys nasuta*, Geoemydidae) along the Colombian Pacific coast *Amphibia-Reptilia* 38(3): 351-361.
- Garcés-Restrepo, M.F., J.L. Carr & A. Giraldo (2019): Long-Term Variation in Survival of A Neotropical Freshwater Turtle: Habitat and Climatic Influences. *Diversity* 11(6 – Special Issue „Advances in the Biology and Conservation of Turtles“): Article Nr. 97.
- Gillhofer, P. (1974): Für eine Banane geht sie meilenweit. Ein „Beau“ unter den Schildkröten: *Geoemyda pulcherrima*. *Aquarien-Magazin* 8(11): 456-457.

- Giraldo, A., J.L. Carr & M.F. Garcés Restrepo (2012): *Rhinoclemmys annulata* (Gray 1860). Pp. 300-304. In: Páez, V.P., M.A. Morales-Betancourt, C.A. Lasso, O.V. Castaño-Mora & B.C. Bock (eds.): *Biología y conservación de las tortugas continentales de Colombia*. Bogotá, D.C., Colombia (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH) V): 528 pp.
- Giraldo, A., M.F. Garcés Restrepo, J.L. Carr & J. Loaiza (2012): Tamaño y estructura poblacional de la tortuga sabaletera (*Rhinoclemmys nasuta*, Testudines: Geoemydidae) en un ambiente insular del Pacífico colombiano [Population size and structure of the large-nosed wood turtle (*Rhinoclemmys nasuta*, Testudines: Geoemydidae) in an insular environment of the Colombian Pacific region]. *Caldasia* 34(1): 109-125.
- Giraldo, A., M.F. Garcés Restrepo, W. Bolívar-García & J.L. Carr (2013): First report of hatching of the Chocoan River turtle *Rhinoclemmys nasuta* (Boulenger 1902) (Testudines: Geoemydidae). *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural (Manizales, Colombia)* 17(2): 154-159.
- Giraldo, A., M.F. Garcés Restrepo & J.L. Carr (2013): *Rhinoclemmys annulata* (Gray 1860). Montañera, Bambera. *Catálogo de anfibios y reptiles de Colombia* 1(1): 31-34.
- Gobierno de El Salvador (2017): Instructivo para Manejo del Pie de Cría en Zootecraderos de especies Silvestres (Tortugas terrestres). Proceso de Evaluación Ambiental Fecha: 24/11/2017, Sub Proceso de Protección y Manedo de Vida Silvestre. San Salvador (Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales: 9 pp.
- Godart, C. (2020): Haltung und Zucht der Guerrero-Prachtschildkröte, *Rhinoclemmys pulcherrima pulcherrima*. *Sacalia* 18(2): 28-34.
- Godart, C. (2020): Haltung und Zucht der Guerrero-Prachtschildkröte, *Rhinoclemmys pulcherrima pulcherrima*. *Reptilia* 25(4): 30-35.
- Gomez-Alvarez, G., M. Ruiz-Boites, O. Hernandez Ordonez & M. Garza-Castro (2016): Anfibios y reptiles comercializados como animales de compañía y ornato, y algunas consideraciones para su conservación. Pp. 375-392. In: Gutiérrez-Mayén, M.G., A. Ramírez-Bautista & E. Pineda-Arredondo (eds.): *Ecología y Conservación de Anfibios y Reptiles de México.*, Sociedad Herpetológica Mexicana Publicación Especial 4: 393 pp.
- González Avendaño, L.P. (2019): Correlación entre grupos genéticos y variaciones bioclimáticas en la especie de tortuga continental, *Rhinoclemmys melanosterna* (Testudines: Geoemydidae). Bogotá (Universidad Militar Nueva Granada): 32 pp.
- González Porter, G.P. (2009): Consideraciones en la colecta de material parental y de manejo en cautiverio de tortugas dulceacuícolas. Reproducción. Catemaco, Veracruz, México (Taller para la Conservación y Aprovechamiento Sustentable de las Tortugas Dulceacuícolas del sur-sureste de México).
- González Porter, G.P. (2009): Dieta y Alimentación. Catemaco, Veracruz, México (Taller para la Conservación y Aprovechamiento Sustentable de las Tortugas Dulceacuícolas del sur-sureste de México).
- González-Porter, G.P. (2011): Manejo y crianza de tortugas en cautiverio: manual de capacitación. Mexico (SEMARNAT, Dirección General de Vida Silvestre): 42 pp.
- Graf, R., J. Pfliegerer, M. Fritsche, J. Schmidt, R. Mantei, S.P. Peter & F. Spangenberg (2024): Zootierliste. ZGAP. Altwelt-Sumpfschildkröten: <https://zootierliste.de/?klasse=3&ordnung=301&familie=30106> (Letzter Zugriff: 06.08.2024).
- Gray, J.E. (1856): *Emys pulcherrimus*. The Dotted Emys. Pp. 25. In: Gray, J.E.: *Catalogue of Shield Reptiles in the Collection of the British Museum. Part I. Testudinata (Tortoises)*. London (British Museum 1955): 79 pp. [Published Mar 1856].

- Gray, J.E. (1860): *Geoclemmys annulata*. P. 231. In: Gray, J.E.: Description of a new species of *Geoclemmys* from Ecuador. Proceedings of the Zoological Society of London 1860(28):231-232.
- Gray, J.E. (1861): On a new species of water-tortoise (*Geoclemmys melanosterna*) from Darien. Proceedings of the Zoological Society of London 1861: 204-205.
- Green, A.D., K.A. Buhlmann, C. Hagen, C. Romanek & J.W. Gibbons (2010): Mercury Contamination in Turtles and Implications for Human Health Journal of Environmental Health 72(10): 14-22.
- Griffin, R.K., J. Tzanopoulos & R.A. Griffiths (2024): Comparison of national and regional status assessments of amphibians and reptiles in Guatemala. Herpetological Review (in press). <https://kar.kent.ac.uk/100737/> (Letzter Zugriff: 05.08.2024)
- Grünewald, F. (2015): Haltung und Vermehrung der Braunen Erdschildkröte, *Rhinoclemmys annulata* (Gray, 1860). Schildkröten im Fokus 12(2): 3-22.
- Gundlach, M. (2010): *Rhinoclemmys punctularia*. Aqualog News 89: 28-29.
- Hainz, P. (2008): Haltung und Zucht von *Rhinoclemmys pulcherrima manni*. Sacalia 6(2): 24-40.
- Hainz, P. & G. Rafalowski (2011): Die Costa-Rica-Pracht-Erdschildkröte, *Rhinoclemmys pulcherrima manni* – Eine Bewertung von Freiland- versus Zimmerhaltung und Zucht. Radiata 20(1): 2-37.
- Harfush, M., J.R. Buskirk, A. Vázquez Gómez & R.C. Vogt (2014): Captive Reproduction of *Rhinoclemmys rubida* and *R. pulcherrima* in Southern Oaxaca, México – Abstract. In: Walde, A.D., D. Riedle, E.M. Walton & H. Lowe (eds.): 22nd Annual Symposium on the Conservation and Biology of Tortoises and Freshwater Turtles. Tucson, Arizona (Turtle Survival Alliance).
- Harfush, M., B. Cordova-Flores & R. Hernández-Bedolla (2024): Description of the Courtship Behavior of the Mexican Spotted Wood Turtle (*Rhinoclemmys rubida rubida*) in Captivity, Belonging to the Collection of the Mexican Turtle Center (CMT) in Mazunte, Oaxaca, Mexico – Abstract. In: Koval, P. & C. Stanford (eds.): Program and Abstracts of the Joint Annual Meeting of the Turtle Survival Alliance and IUCN Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group. Orlando, Florida (Turtle Survival Alliance & IUCN SSC Tortoise and Freshwater Specialist Group).
- Hartmann, C.M. (2009): Untersuchungen zur Zusammensetzung von Reptilieneiern. München (Ludwig-Maximilian-Universität): 336 pp.
- Hendrischk, G., G. Abraham & U. Manthey (1980): Haltung von Wasserschildkröten. Sauria 2(4): 26-39.
- Hernández, O. (2015): Tortugas continentales de Venezuela: Las grandes olvidadas por la investigación nacional. Balance de su estudio en los últimos 79 años [Continental turtles of Venezuela: The largely forgotten by the national research. Results of their study in the last 79 years]. Memoria de la Fundación La Salle de Ciencias Naturales 72(177-178): 101-116.
- Hidalgo, H. (1982): Courtship and mating behaviour in *Rhinoclemmys pulcherrima incisa*. Transactions of the Kansas Academy of Science 85(2): 82-95.
- Highfield, A.C. (1996): Practical Encyclopedia of Keeping and Breeding Tortoises and Freshwater Turtles. London (Carapace Press): 295 pp.
- Hofstra, J. (2001): Haltung und Europa-Erstnachzucht der Bauchstreifen-Erdschildkröte *Rhinoclemmys funerea* (Cope, 1875). Emys 8(5): 4-17.
- Hofstra, J. (2002): Europe's first captive breeding of the Black Wood Turtle, *Rhinoclemmys funerea*. Pod@rcis 57(1): 6-11.
- Holcomb, K.L. (2012): An inspiring first encounter with a small Mexican dry forest turtle. It is likely that the Mexican Spotted Wood turtle has declined more quickly than estimated. The Tortoise 1(1): 50-59.

- Holcomb, K.L., E.V. Goode, A.R. Kiester & D. Beck (2012): Discovery of an Unusual Population of Colima Wood Turtles (*Rhinoclemmys rubida perixantha*), with Natural History Notes – Abstract. Pp. 32-33. In: Walde, A.D., D. Riedle & A. Currylow (eds.): Program and Abstracts of the Tenth Annual Symposium on the Conservation and Biology of Tortoises and Freshwater Turtles. Tucson, AZ (Turtle Survival Alliance).
- Horn, H.G. (1988): Nachzuchtstatistik. DGHT-Rundbrief 96: 13-31.
- IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group (2023): Taller de Lista Roja de la UICN para la actualización del estado de riesgo de extinción global de las tortugas continentales de mesoamericanas. Ciudad de México (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales): 7 pp.
- Iverson, J.B. (1975): Notes on courtship in *Rhinoclemmys funerea*. Journal of Herpetology 9(3): 249–250.
- Iverson, J.B. (2014): *Rhinoclemmys melanosterna* (Colombian wood turtle) longevity. Herpetological Review 45(1): 60.
- Iverson, J.B. (2024): Estimating generation time in freshwater and terrestrial turtles. Herpetological Review 54(4): 546-549.
- Janzen, D.H. (1980): Two potential coral snake mimics in a tropical deciduous forest. Biotropica 12(1): 77-78.
- Johnson, J.D., V. Mata-Silva & L.D. Wilson (2015): A conservation reassessment of the Central American herpetofauna based on the EVS measure. Amphibian and Reptile Conservation 9(2): 1-94.
- Jolman, M. (2003). *Rhinoclemmys pulcherrima*. Animal Diversity Web. https://animaldiversity.org/accounts/Rhinoclemmys_pulcherrima/ (Letzter Zugriff: 09.01.2024).
- Klemens, J.A., M.L. Wieland, V.J. Flanagan, J.A. Frick & R.G. Harper (2003): A cross-taxa survey of organochlorine pesticide contamination in a Costa Rican wildland. Environmental Pollution 122(2): 245-251.
- Knabe, N. (2013): Bau meines *Rhinoclemmys*-Terrariums. Sacalia 11(3): 10-18.
- Knirr, M., W. Sachsse & R. Wicker (2004): Spezielle Hinweise zur Inkubation: Schildkröten. Pp. 113-122. In: Köhler, G. (ed.): Inkubation von Reptilieneiern: Grundlagen, Anleitungen, Erfahrungen. Offenbach (Herpeton): 254 pp.
- Kornmann, C. (1986): Vergleich des Beutefangverhaltens terrestrisch lebender Testudines. Frankfurt (Johann Wolfgang Goethe-Universität): 146 pp.
- Lara-Reséndiz, R.A., T. Butterfield, J.H. Valdez-Villavicencio, J. Joos, F.D. & Antelo-Barbosa & A. Gluesenkamp (2023): Resumen y Perspectivas del Simposio Sobre Tortugas Dulceacuícolas y Terrestres de México en la XVI Reunión Nacional de Herpetología en Ensenada, Baja California [Summary and Perspectives of the Symposium on Turtles and Tortoises of Mexico at the XVI National Herpetology Meeting in Ensenada, Baja California]. Revista Latinoamericana de Herpetología 6(2): 174-179.
- Lasso, C.A. & J.C. Señaris (2018): Fauna Silvestre del Escudo Guayanés (Colombia-Venezuela). Bogotá (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt): 438 pp.
- Lasso, C.A. & M.A. Morales-Betancourt (2021): La caza y pesca de subsistencia en el norte de Suramérica. Parte I: Colombia, Venezuela y Guyana. Bogotá (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt): 534 pp.
- Laumann, K. & M.L. Voss (2021): Erfahrungen mit der Haltung und Zucht der Bunten Pracht-Erdschildkröte, *Rhinoclemmys pulcherrima manni*. Marginata 18(4): 34-43.
- Le, M. & W.P. McCord (2008): Phylogenetic relationships and biogeographical history of the genus *Rhinoclemmys* Fitzinger, 1835 and the monophyly of the turtle family Geoemydidae (Testudines: Testudinoidea). Zoological Journal of the Linnean Society 153(4): 751-767.

- Le Gratiot, G. & S. Métrailler (1996): Contribution à la connaissance de *Rhinoclemmys punctularia punctularia* (Daudin, 1801). CITS Bulletin 6: 19-31.
- Leenders, T (2019): Family Geoemydidae. Pp. 54-61. In: Leenders, T.: Reptiles of Costa Rica. Ithaca (Cornell University Press): 625 pp.
- Legler, J.M. & R.C. (2013): Genus *Rhinoclemmys* Fitzinger, 1835. Pp. 337-352. In: Legler, J.M. & R.C. Vogt: The Turtles of Mexico: Land and Freshwater Forms. Berkeley (University of California Press): 416 pp.
- Lemos-Espinal, J.A., H.M. Smith, J.R. Dixon & A. Cruz (2015): Class Reptilia, Order Testudines. Pp. 106-149. In: Lemos-Espinal, J.A., H.M. Smith, J.R. Dixon & A. Cruz (eds.): Anfíbios y Reptiles de Sonora, Chihuahua y Coahuila, México [Amphibians and Reptiles of Sonora, Chihuahua and Coahuila, Mexico]. Tlalpan (CONABIO, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad) 1383 pp.
- Lemos-Espinal, J.A., G.R. Smith, G.A. Woolrich-Piña & A. Cruz (2017): Amphibians and reptiles of the state of Chihuahua, Mexico, with comparisons with adjoining states. ZooKeys 658: 105-130.
- Lemos-Espinal, Julio A., Geoffrey R. Smith, Leland J.S. Pierce & Charles W. Painter (2020): The amphibians and reptiles of Colima, Mexico, with a summary of their conservation status. ZooKeys 927: 99-125.
- Lemos-Espinal, Julio A., Geoffrey R. Smith & James C. Rorabaugh (2020): A conservation checklist of the amphibians and reptiles of Sonora, Mexico, with updated species lists. ZooKeys 829: 131-160.
- Loc-Barragán, J.A. & J.L. López-Solís (2016): Distribution Notes: *Rhinoclemmys pulcherrima* (Gray, 1855). Mesoamerican Herpetology 3(3): 785.
- Lopez, T. (2025): La Tortuga Dragón (*Rhinoclemmys pulcherrima*). Picassent, Valencia, España (Fardatxo Ediciones): ca. 300 pp., im Druck.
- Macip-Rios, R., T.G. Butterfield & D.D. Beck (2019): Population Ecology of the Mexican Spotted Wood Turtle (*Rhinoclemmys rubida perixantha*) in the Pacific Coast of Mexico – Abstract. In: Walde, A.D. & C.A. Jones (eds.): 17th Annual Symposium on the Conservation and Biology of Tortoises and Freshwater Turtles. Tucson, Arizona (Turtle Survival Alliance).
- Maran, J. & C. Coutard (2003): Note sur la reproduction en captivité de la Rhinoclémmyde peinte du Salvador, *Rhinoclemmys pulcherrima incisa* (Bocourt, 1868). Manouria 6(19): 34-40.
- Masés-García, C.A., M. Briones-Salas & J.E. Sosa-Escalante (2021): Assessment of wildlife crime in a high-biodiversity region of Mexico. Journal for Nature Conservation 59: 125932.
- McCormick, B. (1998): Mexican or Painted Wood turtle (*Rhinoclemmys pulcherrima*). Tortuga Gazette 34(1): 1-2.
- McCranie, J.R. (2018): The Lizards, Crocodiles, and Turtles of Honduras. Systematics, Distribution, and Conservation. Bulletin of the Museum of Comparative Zoology 15(1): 1-129.
- Medeiros, A.M., L.S.R. de Araújo, S.L. Mesquita, N.R.C. Aragão, C.A.L. Rodrigues, E.P. Chaves, R.N.F. Carvalho-Neta & A.L. de Sousa (2023): Traditional Knowledge on the use of Turtles in a Protected Area of the Amazon in Maranhão (Brazil): A Conservation Proposal. Journal of Ethnobiology 43(2): 165-175.
- Medem, F. (1956): Informe sobre reptiles Colombianos (I). Noticia sobre el primer hallazgo de la tortuga *Geoemyda annulata* (Gray) en Colombia. Caldasia 7(34): 317-325.
- Medem, F. (1958): Informe sobre reptiles Colombianos (II). El conocimiento actual sobre la distribución geográfica de las testudinata de Colombia. Boletín del Museo de Ciencias Naturales Caracas 23(14): 13-45.

- Medem, F. (1962): La distribucion geografica y ecologica de los crocodylia y testudinata en el departamento del Chaco. *Revista della Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 11(44): 229-303.
- Mende, A. & T. Berndt (2005): Haltung, Pflege und Nachzucht der Pracht-Erdschildkröte *Rhinoclemmys pulcherrima incisa* (Bocourt, 1868). *Marginata* 2(3): 16-20.
- Mendes, F.L.S (2010): Ilegalidades no comércio de animais silvestres nos estados do Pará e Amazonas. Belém (Universidade Federal do Pará): 206 pp.
- Méndez Sánchez, C.A. & C.E. Zenteno Ruiz (2019): Establecimiento de las unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA). Pp. 363-369. In: *La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad)*: 394 pp.
- Merchán, M. & M.F. Blanco (2014): Patterns of Distribution of *Rhinoclemmys funerea* and *R. pulcherrima* in Costa Rica: Geographical Barriers and Adaptive Divergence – Abstract. In: Walde, A.D., D. Riedle, E.M. Walton & H. Lowe (eds.): Program and Abstracts of the Joint Annual Meeting of the Turtle Survival Alliance and IUCN Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group. Orlando, Florida (Turtle Survival Alliance).
- Merchán Fornelino, M (2003): Contribución al conocimiento de la biología de la tortuga negra (*Rhinoclemmys funerea*) y la tortuga roja (*Rhinoclemmys pucherrima manni*) en Costa Rica. Madrid (Universidad Complutense): 306 pp.
- Merchán Fornelino, M. (2004): Etnozoología, legislación y conservación de la tortuga negra (*Rhinoclemmys funerea*) en Costa Rica. *Boletín de la Asociación Herpetológica Española* 15(2): 120-126.
- Merchán-Fornelino, M. & R. Fournier-Zepeda (2007): *Rhinoclemmys funerea* (black wood turtle). Reproduction. *Herpetological Review* 38(1): 72.
- Mertens, R. (1952): Die Amphibien und Reptilien von El Salvador, auf Grund der Reisen von R. Mertens und A. Zilch. *Abhandlungen der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft* 487: 1-120.
- Mertens, R. (1954): Bemerkenswerte Schildkröten aus Süd- und Zentralamerika. *DATZ* 7(9): 239-242.
- Mertens, R. (1954): Zur Kenntnis der Schildkrötenfauna Venezuelas. *Senckenbergiana Biologica* 35: 3-7.
- Methner, K. & R. Wicker (1982): Zum Vorkommen von *Rhinoclemmys punctularia* in Kolumbien (Reptilia: Testudines: Emydidae). *Salamandra* 12(3-4): 300-304.
- Methner, K. (1989): Die Schildkröten des unteren Rio Magdalena (Kolumbien). *Sauria* 11(4): 9-11.
- Michels, J. (2005): Der Tropische Trockenwald im Nordwesten Costa Ricas – ein Habitat von *Rhinoclemmys pulcherrima manni* mit einer stark ausgeprägten Trockenzeit. *Marginata* 2(3): 26-30.
- Mifsud, D. (2014): Captive Husbandry and Breeding of the Ornate Wood Turtle (*Rhinoclemmys pulcherrima manni*) – Abstract. In: Walde, A.D., D. Riedle, E.M. Walton & H. Lowe (eds.): Program and Abstracts of the Joint Annual Meeting of the Turtle Survival Alliance and IUCN Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group. Orlando, Florida (Turtle Survival Alliance).
- Ministerio del Ambiente de Ecuador (2017): Guía para la identificación de especies de fauna silvestre sujetas al tráfico y comercio ilegal de carne de monte – Recomendaciones para su manejo emergente. Quito, Ecuador (MAE, WCS, GEF, PNUD): 224 pp.
- Mittermeier, R.A. (1971): Notes on the behavior and ecology of *Rhinoclemmys annulata* Gray. *Herpetologica* 27(4): 485-488.
- Moeller, T. (1995): Begegnungen mit den Amphibien und Reptilien von Costa Rica. *DATZ* 48 (11): 729-733.

- Mohammed, R.S., S.V. Mahabir, A.K. Joseph, S. Manickchan & C. Ramjohn (2010): Update of Freshwater Turtles' Distributions for Trinidad and Possible Threat of an Exotic Introduction. Living World, Journal of the Trinidad and Tobago Field Naturalists' Club 2010: 54-58.
- Molina Henao, Y.F., G. Barreto & A. Giraldo (2014): Implementation of DNA mitochondrial analysis in *Rhinoclemmys nasuta* (Testudines: Geoemydidae) Acta Biológica Colombiana 19(3): 507-515.
- Moll, D. & K.P. Jansen (1995): Evidence for a Role in Seed Dispersal by Two Tropical Herbivorous Turtles. Biotropica 27(1): 121-127.
- Moll, D. (2010): The Backdoor Turtles of Tortuguero. IRCF Reptiles & Amphibians 17(2): 103-107.
- Monge-Najera, J., B. Morera & M. Chavez (1988): Nesting behaviour of *Rhinoclemmys pulcherrima* in Costa Rica (Testudines, Emydidae). Herpetological Journal 1(7): 308.
- Morales-Betancourt, M.A., C.A. Lasso, V. Páez & B.C. Bock (2015): Libro rojo de reptiles de Colombia. Bogotá, D.C., Colombia (JAVEGRAF-Fundación Cultural Javeriana de Ates Gráficas): 258 pp.
- Morales-Betancourt, M.A. & C.A. Lasso (2015): *Rhinoclemmys diademata*. Pp. 146-148. In: Morales-Betancourt, C.A. Lasso, V.P. Páez and B. Bock (eds): Libro rojo de reptiles de Colombia. Bogotá, D.C., Colombia (JAVEGRAF-Fundación Cultural Javeriana de Ates Gráficas): 258 pp.
- Morales-Betancourt, M.A., C.A. Lasso & F.J.M. Rojas-Runjaic (2024): *Rhinoclemmys diademata*. The IUCN Red List of Threatened Species 2024: e.T170510A1315527.
- Morin, N. (2015): Alimentation des tortues terrestres herbivores. Toulouse (Université Paul-Sabatier, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse): 113 pp.
- Morrone, S.C. (2017): Biologging the Behavior of the Chocoan River Turtle, *Rhinoclemmys nasuta* (Testudines: Geoemydidae). Monroe (University of Louisiana): 70 pp.
- Mosimann, J.E. & G.B. Rabb (1953): A new subspecies of the turtle *Geoemyda rubida* (Cope) from western Mexico. Occasional Papers of the Museum of Zoology, University of Michigan 9(548): 1-10.
- Munscher, E.C., J. Serano, A. Tuggle, A. Weber, C. McAvinchey, J. Dubon, T. Pop, J.B. Hauge, H. Barrett, J. Marlin, B.P. Butterfield, J. Stein & A.D. Walde (2023): Quantifying Turtle Species Diversity, Richness, and Abundance in Southern Belize. Neotropical Naturalist 4(7): 1-16.
- Murillo G.I. (1996): Manejo en cautiverio de algunas especies de tortugas de las familias Emydidae y Bataguridae (Reptilia: Chelonia: Cryptodira) Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México): 99 pp.
- Nehemy, I.K.R., T.O. Gomes, F. Paiva, W.K. Kubo, J.E. de Almeida Júnior, N.F. Neves & V.A. São Pedro (2022): Herpeto-commerce: A look at the illegal online trade of amphibians and reptiles in Brazil. Cuadernos de Herpetologia 36(2): 9-21.
- Nicéforo Maria, H. (1958): Contribucion al estudio de los testudineos de Colombia (I). Familia Emydinae. *Geoemyda punctularia diademata* Mertens. Boletín Cultural. Colegio San Jose, Medellin, Colombia 23: 31-37.
- Oliveira-Miranda, M.A., O. Huber, J.P. Rodríguez, F. Rojas-Suárez, R. De Oliveira-Miranda, S. Zambrano-Martínez & D. Giraldo Hernández (2010): Riesgo de eliminación de los ecosistemas terrestres de Venezuela. Pp. 109-235. In: J.P. Rodríguez, F. Rojas-Suárez & D. Giraldo H. (eds), Libro Rojo de los Ecosistemas Terrestres de Venezuela, Caracas, Venezuela (Provita, Shell Venezuela y Lenovo): 324 pp.
- Packard, M.J. & V.G. DeMarco (1991): Eggshell structure and formation in eggs of oviparous reptiles. Pp. 53-69. In: Deeming, D.C. & M.W.J. Ferguson (eds.): Egg incubation. Its Effects on Embryonic Development in Birds and Reptiles. Cambridge (Cambridge University Press): 448 pp.

- Páez, V.P., B.C. Bock, D.A. Alzate-Estrada, K.G. Barrientos-Muñoz, V.M. Cartagena-Otálvaro, A. Echeverry-Alcendra, M.T. Gómez-Rincón, C. Ramírez-Gallego, J.S. del Río & M.M. Vallejo-Betancur (2022): Turtles of Colombia: an annotated analysis of their diversity, distribution, and conservation status. *Amphibian & Reptile Conservation* 16(1): 116-135.
- Palacios-Aguilar, R. & O. Flores-Villela (2018): An updated checklist of the herpetofauna from Guerrero, Mexico. *Zootaxa* 22(1): 1-24.
- Paolillo, O.A. (1985): Description of a new Subspecies of the Turtle *Rhinoclemmys punctularia* (Daudin) (Testudines: Emydidae) from Southern Venezuela *Amphibia-Reptilia* 6(3): 293-305.
- Patiño Ortiz, M.P. (2001): Aspectos relacionados al mantenimiento y reproducción en cautiverio de *Rhinoclemmys pulcherrima pulcherrima* Gray, 1855, *R. pulcherrima incisa* Bocourt, 1868 y *R. areolata* Duméril & Bibron, 1851 (Reptilia: Testudines: Cryptodira: Bataguridae), en el laboratorio de herpetología de la UNAM Campus Iztacala. Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México): 74 pp.
- Pauler, I. (1980): Lebensweise, Ernährung und Nachzucht von *Geoemyda pulcherrima manni*. *DATZ* 33(3): 103-107.
- Pawlowski, S. & C. Krämer (2006): Schildkrötenhaltung in Zoogeschäften und Fachmärkten im Großraum Rhein-Neckar. *Elaphe N.F.* 14(1): 58-66.
- Perez, J.V. & J. Alegría (2009): Evaluación morfométrica y dimorfismo sexual intra-poblacional de *Rhinoclemmys nasuta* (Boulenger, 1902) en una zona insular continental del Pacífico colombiano. *Revista Colombiana de Ciencia Animal* 1(2): 143-156.
- Pérez Quijano, Y.N. (2008): Contribución al conocimiento de la biología de la tortuga mojina (*Rhinoclemmys areolata*) en cautiverio. Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México): 111 pp.
- Peréz-García, J.N. (2023): Estado de conservación, sexo y tamaño corporal de reptiles en Santiago Nonualco, El Salvador. *UNED Research Journal* 15(1): e4403.
- Perez-Higareda, G. & H.M. Smith (1987): Comments on geographic variation in *Rhinoclemmys areolata* (Testudines). *Bulletin of the Maryland Herpetological Society* 23(3): 113-118.
- Perez-Higareda, G. & H.M. Smith (1988): Courtship behavior in *Rhinoclemmys areolata* from western Tabasco, Mexico (Testudines: Emydidae). *Great Basin Naturalist* 48(2): 263-266.
- Peters, U.W. (1989): Zwei amerikanische Schildkröten. *Pseudemys concinna texana* und *Rhinoclemmys pulcherrima incisa*. *Das Aquarium* 23(1): 45-46.
- Pfau, B. (2020): Über das Buch „Les Tortues de Guyane Française“ von Jacques Fretey 1987. *Radiata* 29(2): 22-35.
- Philippen, H.-D. (2005): Pracht-Erdschildkröten *Rhinoclemmys pulcherrima*. *Marginata* 2(3): 10-15.
- Philippen, H.-D. (2009): Schildkrötenzucht in Zentral-Florida. *Draco* 37(10): 74-78.
- Pieau, C. & M. Dorizzi (2004): Temperaturabhängige Geschlechtsfixierung bei Sumpf-, Wasser- und Landschildkröten. Teil 1. *Marginata* 1(4): 35-42.
- Pieau, C. & M. Dorizzi (2005): Temperaturabhängige Geschlechtsfixierung bei Sumpf-, Wasser- und Landschildkröten. Teil 2. *Marginata* 2(1): 36-40.
- Pineda Vázquez, M. (2017): Evaluación de la sustentabilidad de las Unidades de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre en Tabasco, México. Lerma Campeche (El Colegio de la Frontera Sur): 148 pp.
- Pineda-Vázquez, M., A. Villegas, N. Pacheco-Coronel, J.A. Escutia-Sánchez & G. Gómez-Álvarez (2022): Herpetofauna como animales ornamentales y de compañía en tres mercados de la Ciudad de México [Trade of Herpetofauna as Ornamental and Companion Animals in Three Markets in Mexico City]. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 5(4): 51-60.

- Platt, S.G. (1993): *Rhinoclemmys areolata* (Furrowed Wood turtle). Diet. Herpetological Review 24(1): 32.
- Platt, S.G., W.B. Karesh, J.B. Thorbjarnarson & T.R. Rainwater (1999): Occurrence of the furrowed wood turtle (*Rhinoclemmys areolata*) on Turneffe Atoll, Belize. Chelonian Conservation & Biology 3(3): 490.
- Pritchard, P.C.H. (1964): Turtles of British Guiana. Journal of the British Guiana Museum and Zoo 39: 19-45.
- Pritchard, P.C.H. & P. Trebbau (1984): The Turtles of Venezuela. New York (Society for the Study of Amphibians & Reptiles): 414 pp.
- Rafferty, A.R. & R.D. Reina (2012): Arrested embryonic development: a review of strategies to delay hatching in egg-laying reptiles. Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences 279(1737): 2299-2308.
- Ramirez-Perilla, J. (2005): Ex situ annual egg-laying cycles of *Rhinoclemmys melanosterna*, *R. diademata* and their hybrids (Reptilia: Testudines: Emydidae: Batagurinae) [Ciclos de postura anual ex situ de *Rhinoclemmys melanosterna*, *R. diademata* y de sus híbridos (Reptilia: Testudines: Emydidae: Batagurinae)]. Acta Biológica Colombiana 10(2): 113-122.
- Rand, A.S. (1957): Notes on the Amphibians and Reptiles of El Salvador. Fieldiana Zoology 34(42): 505-534.
- Redmer, M. (1978): Notes on the courtship and mating behavior of the Central American wood turtle, *Rhinoclemmys pulcherrima incisa*. Bulletin of the Chicago Herpetological Society 22(6-7): 117-118.
- Rengifo-Palacios, M.Y., Z. Cetré-Mosquera, J.T. Rengifo-Mosquera & J.C. Halaby-Guerrero (2022): Estructura poblacional y estado de conservación de *Rhinoclemmys melanosterna* Gray, J.E, 1861 (Orden: *Rhinoclemmys* Familia Geoemydidae) en ecosistemas perturbados por minería en el Pacífico colombiano. Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural 26(1): 99-110.
- Rhodin, A.G.J. & J.L. Carr (2009): A quarter millenium of uses and misuses of the turtle name *Testudo scabra*: Identification of the type specimens of *T. scabra* Linnaeus 1758 (= *Rhinoclemmys punctulata*) and *T. scripta* Thunberg in Schoepff 1792 (= *Trachemys scripta scripta*). Zootaxa 2226: 1-18.
- Rhodin, A.G.J., J.B. Iverson, R. Bour, U. Fritz, A. Georges, H.B. Shaffer & P.P. van Dijk (2021): Turtles of the World: Annotated Checklist and Atlas of Taxonomy, Synonymy, Distribution, and Conservation Status (9th Ed.). In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group. IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 8: 472 pp.
- Rivas, G., F. Rojas-Runjaic, W.P. McCord & C. Molina (2008): Galápagos de Maracaibo. *Rhinoclemmys diademata* Mertens 1954. In: Paul, J. & F. Rojas-Suárez Rodríguez (eds.): Libro Rojo de la Fauna Venezolana. Caracas, Venezuela (Provita y Shell Venezuela, S.A.): 164 pp.
- Rivas, G.A., C.R. Molina, G.N. Ugueto, T.R. Barros, C. Barrio-Amoros & P.J.R. Kok (2012): Reptiles of Venezuela: an updated and commented checklist Zootaxa 3211: 1-64.
- Rivas Fuenmayor, G., W.P. McCord, T.R. Barros & C.L. Barrio Amorós (2007): *Rhinoclemmys diademata* (Mertens, 1954), die „Galápagos de Maracaibo“ (Testudines; Geoemydidae): Eine ungeschützte Schildkrötenart im Maracaibo-Becken, Venezuela. Radiata 16(1): 16-23.
- Rodríguez, J.P., A.M. García-Rawlins & F. Rojas-Suárez (2015): Libro Rojo de la Fauna Venezolana. Cuarta edición. Caracas, Venezuela (Provita y Fundación Empresas Polar): 452 pp.
- Rodriguez Herrera, L. (1998): Contribucion al conocimiento para el mantenimiento y reproduccion en cautiverio de *Rhinoclemmys pulcherrima pulcherima* (Gray, 1855) (Reptilia: Chelonia: Cryptodira: Bataguridae). Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México): 128 pp.

- Rodríguez-Guerra, A. (2018): *Rhinoclemmys nasuta* Tortugas blancas Boulenger (1902). In: Torres-Carvajal, O., G. Pazmiño-Otamendi, F. Ayala-Varela & D. Salazar-Valenzuela (eds.): Reptiles del Ecuador. Version 2022.0. Quito (Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador). <https://bioweb.bio/faunaweb/reptiliaweb/ListaEspeciesPorFamilia/6997> (Letzter Zugriff: 10.01.2024).
- Rodríguez-Guerra, A. (2018): *Rhinoclemmys annulata* Tortugas trueno Gray, J. E. (1860). In: Torres-Carvajal, O., G. Pazmiño-Otamendi, F. Ayala-Varela & D. Salazar-Valenzuela (eds.): Reptiles del Ecuador. Version 2022.0. Quito (Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador). <https://bioweb.bio/faunaweb/reptiliaweb/ListaEspeciesPorFamilia/6997> (Letzter Zugriff: 10.01.2024).
- Rodríguez-Guerra, A. (2018): *Rhinoclemmys melanosterna* Cabezas pintadas Gray, J. E. (1861). In: Torres-Carvajal, O., G. Pazmiño-Otamendi, F. Ayala-Varela & D. Salazar-Valenzuela (eds.): Reptiles del Ecuador. Version 2022.0. Quito (Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador). <https://bioweb.bio/faunaweb/reptiliaweb/ListaEspeciesPorFamilia/6997> (Letzter Zugriff: 10.01.2024).
- Rojas-Runjaic, F.J.M., A. Ferrer & J.C. Señaris (2011): Tortugas continentales de la Orinoquía venezolana: situación actual e iniciativas para su conservación y uso sustentable. Pp. 175–206. In: Lasso, C.A., A. Rial B., C. L. Matallana, W. Ramírez, J.C. Señaris, A. Díaz-Pulido, G. Corzo & A. Machado-Allison (eds.) Biodiversidad de la Cuenca del Orinoco. II Áreas Prioritarias para la Conservación y Uso Sostenible. Bogotá (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt): 304 pp.
- Rosales-Martínez, C.S., A.H. Escobedo-Galván & F.G. Cupul Magaña (2021): *Rhinoclemmys rubida perixantha* (Geoemydidae). Revista Latinoamericana de Herpetología 4(2): 234-235.
- Rotmans, H. (2005): Studbook *Rhinoclemmys* spp. Studbook Overview. Schalkwijk, the Netherlands (European Studbook Foundation): 19 pp.
- Rotmans, H. (2007): Studbook Breeding Programme *Rhinoclemmys pulcherrima manni*. Annual Report 2007. Studbook Overview. Schalkwijk, the Netherlands (European Studbook Foundation): 5 pp.
- Ruano Fajardo, E.G., J. M. Quiñonez Guzmán, J.Y. Yara Galdino, K.J.G. Duchez Meyer, J.L. Echeverría Tello & L.M. Ojeda Cabrera (2022): Lista de Especies Amenazadas Guatemala. Guatemala, C.A. (Consejo Nacional de Áreas Protegidas – CONAP–. Publicación técnica No. 02-2022): 118 pp.
- Ruiz López, Y. (2011): Situación de la Unidad de Manejo para la conservación y aprovechamiento sustentable de la vida silvestre (UMA), de tortugas en el poblado Tucta, Nacajuca, Tabasco. Villahermosa (Universidad Juárez Autónoma de Tabasco): 60 pp.
- Schaffer, G. (2000): Haltung und Zucht der Pracht-Erdschildkröte *Rhinoclemmys pulcherrima manni* (Dunn, 1930). Emys 7(4): 20-25.
- Schaffer, G. (2020): Eine Vorstellung der Gattung *Rhinoclemmys*. Sacalia 18(3): 16-34.
- Schilde, Maik (2004): Die Pracht-Erdschildkröte *Rhinoclemmys pulcherrima*. Münster (Natur und Tier Verlag): 64 pp.
- Schneider, L., C.R. Ferrara & R.C. Vogt (2009): Techniques to manage turtle populations on a small scale. Report of an experience in the Brazilian Amazon. Turtle and Tortoise Newsletter 13: 5-7.
- Selvas Cárdenas, D.S. (2009): Diseño de tratamientos clínicos para el manejo en cautiverio de tortugas (Reptilia: Anapsida: Testudines) en el Centro Mexicano de la Tortuga (CMT), Mazunte, Oaxaca [Design of clinical treatments for the captivity management in turtles (Reptilia: Anapsida: Testudines) in the Centro Mexicano de la Tortuga (CMT), Mazunte, Oaxaca]. Ciencia y Mar 38: 39-46.

- SEMARNAT (2019): MODIFICACIÓN del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, publicada el 30 de diciembre de 2010. Diario Oficial de la Federación, 14 de noviembre de 2019, Ciudad de México, México, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.
- Siavichay Pesántez, F.R. & D.S. Alvarado Montesdeoca (2008): Propuesta de herramientas para el manejo del tráfico de fauna silvestre en Quito, Guayaquil y Cuenca. Cuenca, Ecuador (Universidad del Azuay): 133 pp.
- Siciliano, S., J.F. de Moura, D.C. Tavares, C.E. Silva de Amorim & C.A.R. Matias (2014): On the intriguing occurrence of *Rhinoclemmys punctularia* (Daudin, 1801) in coastal plains of eastern Rio de Janeiro, Brazil. *Herpetology Notes* 7: 667-671.
- Sites, J.W., I.F. Greenbaum & J.W. Bickham (1981): Biochemical systematics of neotropical turtles of the genus *Rhinoclemmys* (Emydinae: Batagurinae). *Herpetologica* 37(4): 256-264.
- Smith, H.M., R.B. Smith & H.L. Sawin (1974): The generic name of the neotropical semiterrestrial emydine turtles. *Transactions of the Kansas Academy of Science* 77(4): 211-217.
- Smith, H.M. (1978): The status of suppressed names and of *Callopsis* Gray (Reptilia: Testudines). *Herpetological Review* 9(3): 93.
- Smith, H.M., C.H. Ernst & R.B. Smith (1980): *Geoemyda* Gray, 1834 and *Rhinoclemmys* Fitzinger, 1835 (Reptilia, Testudines): proposed conservation. *Bulletin of Zoological Nomenclature* 37(4): 233-239.
- Smith, N.J.H. (1979): Quelônios aquáticos da Amazônia: um recurso ameaçado. *Acta Amazonica* 9(1): 87-97.
- Spyder Ña (2013): Granja de Tortugas de Nacajuca Tabasco. Youtube. Uploaded March 16, 2013. [<https://www.youtube.com/watch?v=yhNmreLHqEE>]. (Letzter Zugriff: 09.01.2024).
- Spyder Ña (2016): Tortugas *Rinoclemys Pulcherrima Pulcherrima* del Centro Mexicano de la Tortuga. Youtube. Uploaded May 30, 2016. [<https://www.youtube.com/watch?v=AWct6KHM-UI&t=803s>] (Letzter Zugriff: 09.01.2024).
- Stackelbeck, T. (2021): Haltung und Nachzucht der Guatemala-Prachterdschildkröte (*Rhinoclemmys pulcherrima incisa* Bocourt 1868). *Schildkröten im Fokus* 18(3): 31-35.
- Stanford, C.B. & A.G.J. Rhodin (2023): Chelonian Conservation News – Newsletter of the IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group Issue Number 1: 13 pp.
- Suzuki, Y. & M. Asakawa (2000): Parasitic Helminths of Pet Tortoises of Emydidae and Other Families sold in Sapporo, Hokkaido, Japan with Special Reference to *Serpinema* spp. *Japanese Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 5(2): 163-170.
- Sy, E.Y. & A.N. Lorenzo (2023): Online Trade of Live Freshwater Turtles and Tortoises in the Philippines. *Philippine Journal of Science* 152(6A): 2111-2128.
- Téllez Rodríguez, P.R. (2015): Comportamiento termorregulatorio y ecología térmica de la tortuga sabanera (*Rhinoclemmys pulcherrima pulcherrima*) bajo condiciones de cautiverio en la costa de Oaxaca, México. Chetumal, Quintana Roo (El Colegio de la Frontera Sur): 76 pp.
- Tippmann, H. (1996): Nachzuchten der Mitglieder der AG Schildkröten und Panzerechsen 1995. *Journal der AG Schildkröten & Panzerechsen* 1996(3): 19-22.
- Trebbau, P. & P.C.H. Pritchard (1984): Venezuela y Sus Tortugas. Caracas (Oscar Todtmann Editores): 184 pp.

- Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group (1996): *Rhinoclemmys annulata*, Brown Wood Turtle (errata version published in 2016). The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T19501A97375435.
- Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group (1996): *Rhinoclemmys funerea*, Black Wood Turtle (errata version published in 2016). The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T19503A97376092.
- Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group (1996): *Rhinoclemmys nasuta*, Large-nosed Wood Turtle (errata version published in 2016). The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T19505A97376281.
- UNEP-WCMC (2009): Review of non-CITES reptiles that are known or likely to be in international trade. Brussels, Belgium (The European Commission, Directorate General Environment, Directorate E – Global & Regional Challenges, LIFE ENV.E.2. – Global Sustainability, Trade & Multilateral Agreements): 86 pp.
- Valcke, S. (2021): *Rhinoclemmys punctularia*: Eine Hassliebe mit der Guyana-Erdschildkröte. *Sacalia* 19(2): 20-32.
- van Dijk, P.P., L. Canseco-Marquez & A. Muñoz (2007): *Rhinoclemmys rubida*, Mexican Spotted Wood Turtle (errata version published in 2016). The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T19508A97376969.
- van Dijk, P.P., J. Lee, R. Calderón Mandujano, O. Flores-Villela & M.A. Lopez-Luna (2007): *Rhinoclemmys areolata*, Furrowed Wood Turtle (errata version published in 2016). The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T63664A97375601.
- Vargas-Ramírez, M., J.L. Carr & U. Fritz (2013): Complex phylogeography in *Rhinoclemmys melanosterna*: conflicting mitochondrial and nuclear evidence suggests past hybridization (Testudines: Geomydidae). *Zootaxa* 3670(2): 238-254.
- Vega Coto, J. (2024): Notes on the Diet of the Brown Wood Turtle, *Rhinoclemmys annulata* (Gray 1860), in the Humid Tropical Rainforest of Costa Rica. *IRCF Reptiles & Amphibians* 31: e21610.
- Villalba Briones, R., E. Molineros & J.S. Monros (2021): Estudio retrospectivo de rescates y retenciones de especies de fauna silvestre sujetas a tráfico de fauna en Guayaquil, Ecuador. Pp. 59-69. In: Abreu-Naranjo, R., R. Alemán-Pérez & C. Bravo-Medina (eds.) I Congreso Gestión Ambiental y Conservación de la Biodiversidad. Puyo, Ecuador (Libro Memórias, Universidad Estatal Amazónica).
- Vinke, T. & S. Vinke (2000): Beobachtungen im Habitat der Südamerikanischen Erdschildkröte, *Rhinoclemmys punctularia punctularia*. *Radiata* 9(1): 3-8.
- Vogt, R.C., S.G. Platt & T.R. Rainwater (2009): *Rhinoclemmys areolata* (Duméril and Bibron 1851) – Furrowed Wood Turtle, Black-Bellied Turtle, Mojena. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group. IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(22): 1-7.
- Vogt, R.C., E. Perrone & O. Ferreira da Cruz (2014): Use of a Professionally Trained Belgian Shepherd Bitch for Locating *Kinosternon scorpiodes*, *Platemys platycephala*, *Mesoclemmys gibbus*, and *Rhinoclemmys punctularia* in the Amazon flood plain forests of Brazil – Abstract. In: Walde, A.D., D. Riedle, E.M. Walton & H. Lowe (eds.): Program and Abstracts of the Joint Annual Meeting of the Turtle Survival Alliance and IUCN Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group. Orlando, Florida (Turtle Survival Alliance).
- Wariss Figueiredo, M. (2010): Estrutura Populacional, Uso de Ambientes e Crescimento Corporal de *Rhinoclemmys punctularia punctularia* (Daudin, 1801) Ilha de Algodoal/Maiandeuá, Maracanã, Pará, Brasil. Belém (Universidade Federal do Pará): 74 pp.

- Wariss, M., V.J. Isaac & J.C. Brito Pezzuti (2012): Habitat use, size structure and sex ratio of the spot-legged turtle, *Rhinoclemmys punctularia punctularia* (Testudines: Geoemydidae), in Algodoal-Maíandeuá Island, Pará, Brazil. *Revista de Biologia Tropical* 60(1): 413-424.
- Webb, M.R. (2010): Care & Breeding of the Central American Wood Turtle *Rhinoclemmys pulcherrima manni*. London (Tortoise Trust): 6 pp.
- Webb, M.R. (2020): Introducing the beautiful Central American Painted wood turtle. *Reptiles Magazine* 2020(Nov./Dec.): 16-20.
- Wehrenberg, G. (2013): Costa Rica: Süßwasserschildkröten im Parque Zoológico in San José und ein Artenschutz-Volontariat für Meeresschildkröten. *Radiata* 22(2): 26-35.
- Wermuth, H. (1974): Erd-Sumpfschildkröten der Gattung *Geoemyda*. *DATZ* 27(8): 280-282.
- Wildlife Conservation Society (2020): Diagnóstico del Tráfico Ilegal de Vida Silvestre en Guatemala, Estrategia Nacional Contra el Tráfico Ilegal de Vida Silvestre y Plan de Acción 2020–2029. Cuidad de Guatemala (Proyecto Fortalecimiento de la capacidad y el compromiso para combatir el tráfico de la vida silvestre en América Latina, Consejo Nacional de Áreas Protegidas –CONAP–. Publicación técnica No. 7-2020): 78 pp.
- Willems, J. (2015): Flight behaviour of the black river turtle (*Rhinoclemmys funerea*) on the Caño Palma canal. Caño Palma Biological Station (Canadian Organisation for Tropical Education and Rainforest Conservation): 18 pp.
- WWF (2023): Wildlife of the Guianas: A Pocketbook for Wildlife Trade, Monitoring and Enforcement. Second Edition. Washington (WWF – Guianas): 300 pp.
- Zenteno Ruiz, C.E., C.A. Méndez Sánchez, J.A. Hernández Velázquez & C.M. Burelo Jiménez (2019): Unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA). Pp. 251-257. In: Cruz Angón, A. (ed.): La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III. Tlalpan, Ciudad de México (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.
- Zenteno Ruiz, C.E., C.A. Méndez Sánchez, D.I. Triana Ramírez & A.S. Sánchez (2021): Cultural, Economic and Environmental Impact of Conservation and Sustainable Exploitation Management Areas (UMA) of Freshwater Turtles in Tabasco, Mexico. Pp. 163-168. In: Keswani, C. (ed.): Agri-Based Bioeconomy. Reintegrating Trans-disciplinary Research and Sustainable Development Goals. New York (Routledge): 330 pp.
- Živčicová, Z., J. Kvičerová & P. Široký (2024): Hemolivia species infecting Central American wood turtles (*Rhinoclemmys pulcherrima manni*) and problems with differential diagnosis within the genus Hemolivia. *Parasite* 31: 1.

Zwart, P. & E.H.A. Truysens (1975): Hexamitiasis in tortoises. *Veterinary Parasitology* 1: 175-183.

Stephan Ettmar (15.08.2024)

Ich danke Mario Vargas-Ramírez und Rudolf Wicker für deren Reviews, und Beate Pfau für die Koordination.

Kinosternidae

Claudius angustatus Cope, 1865

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Claudius angustatus</i>	Cope, 1865	Großkopf-Schlamm-schildkröte	Narrow-bridged Musk turtle	ja

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
			Chopontil (Veracruz), taimán (Tabasco), joloque (Tabasco), taimame (Campeche), tortuga caimán (Chiapas), tortuga vampiro (Chiapas), tortuga rayo (Chiapas), tortuga almizclera	

Morphologie und Taxonomie

Claudius ist eine monotypische Gattung, *C. angustatus* ist die einzige Art.

Charakteristisch für diese Schildkrötenart ist der extrem reduzierte Panzer. Das Plastron ist etwa kreuzförmig und lässt die Beinansätze frei. Der Carapax ist ebenfalls verhältnismäßig klein, der höchste Punkt liegt sehr weit vorne und die Verbindung zwischen Carapax und Plastron besteht lediglich aus elastischem Bindegewebe. Der Kopf ist groß und kann bei adulten Tieren nicht mehr vollständig unter den Panzer eingezogen werden, während dies bei kleinen Jungtieren noch möglich ist.

Die Kiefer sind sehr kräftig, am Oberkiefer hat eine hakenartige Spitze und daneben noch zwei zahnartige Haken. Am Kinn sind zwei Barteln zu erkennen. Der Hals ist lang und sehr beweglich, so dass die Tiere wirklich wehrhaft sind. Gegenüber möglichen Fressfeinden drohen sie mit weit aufgerissenem Maul und beißen dann auch schnell zu.

Die Carapax-Grundfarbe ist variabel, von beige über olivfarben bis dunkelbraun. Meist sind dunklere Flecken oder Streifen vorhanden, es gibt aber auch Tiere mit völlig ungemustertem Rückenpanzer. Auch die Musterung auf der Kopfoberseite ist variabel. Bei adulten Tieren ist der Bauchpanzer hell, und die Gliedmaßen sind auf der Oberseite etwas dunkler als auf der Unterseite. Die Jungtiere haben auf jedem Schild des Plastrons einen gelben Fleck, der schwarz umrahmt ist. Die Färbung beeinflusst von den Lichtverhältnissen am Grund des Gewässers, in dem die Schildkröten leben.

Im Freiland werden selten melanistische (sehr dunkle oder komplett schwarze) Tiere gefunden, in Menschenobhut werden inzwischen verschiedene Farbformen gezüchtet.



Abb. 27: *Claudius angustatus*

- a schwimmend im Aquarium (S. Ettmar)
- b Schlupf (S. Ettmar)
- c Oberschnabel mit „Zähnen“ (B. Pfau)
- d Drohverhalten (P. Pfau)
- e Schwärzling (O. Klawonn)
- f besonders hell gefärbtes Tier (O. Klawonn).

Für *Claudius angustatus* wurden keine Unterarten beschrieben. In Europa werden aber zwei unterschiedlich große Formen getrennt gezüchtet: Die „kleine Form“ wurde in den 1990er Jahren aus dem äußersten Norden des Verbreitungsgebiets, aus Tlacotalpan, Veracruz, Mexiko, importiert. Die ♀ hatten eine CL von höchstens 11 cm, die ♂♂ von 12 cm, und sie sind seither nicht mehr gewachsen. Die Nachzuchten dieser Tiere wachsen langsam, scheinen aber etwas größer zu werden als die importierten Elterntiere. Bei ihren Untersuchungen an den Panzern in den Abfallgruben der Fischgeschäfte am Rio Papaloapan in Tlacotalpan hat López Gómez (2009) auch nur die Reste von sehr kleinen *Claudius angustatus* gefunden. Sie nahm

deshalb an, dass dort lediglich Jungtiere gefangen und gegessen worden wären. Bei der „großen Form“ erreichen die ♂♂ oft 18 cm (und ca. 1 kg); die bisher bekannte Maximalgröße eines in Menschenobhut aufgewachsenen ♂ liegt > 20 cm CL. Die ♀♀ erreichen bis zu 14 cm (bei ca. 500 g). Die genaue Herkunft dieser in der EU gehaltenen Schildkröten ist nicht bekannt.

Rivera Arroyo (2016) hat bei seinen genetischen Untersuchungen keine scharfen Unterschiede zwischen dieser kleinen Form aus dem Norden des Verbreitungsgebiets und anderen *Claudius angustatus*-Populationen gefunden, wohl aber einen Unterschied der „westlichen“ und der „östlichen“ Populationen. Die die „westlichen“ Populationen, zu denen auch die „kleine Form“ gehören würde, halten niedrigere Temperaturen (20,4 °C) aus, während die anderen Populationen Temperaturen oberhalb 24 °C benötigen.

Derzeit wird eine genetische Kartierung von *Claudius angustatus* in Mexiko durchgeführt, um die Wiederauswilderung von beschlagnahmten Exemplaren in die Ursprungspopulation zu ermöglichen (CITES 2022). Dabei werden möglichst auch die morphologischen Merkmale erfasst, so dass sich vielleicht klären lässt, ob es einen fließenden Übergang von kleinbleibenden zu groß werdenden Populationen gibt, oder ob eine taxonomische Überarbeitung der Art erforderlich wird.

Verbreitung und Lebensraum

Verbreitung

Mexiko: Zentral-Veracruz, nördliches Oaxaca, Chiapas, Campeche, Quintana Roo und Tabasco. Es gibt auch einen Fundnachweis aus dem Norden der Halbinsel Yucatán bei Celestún (Calderon Mandujano et al. 2001). Die Art kommt im nordöstlichen Guatemala und in Belize vor (CITES 2022, Munscher et al. 2022, Augustine et al. 2024). Die bisher bekannten Fundorte lagen im Tiefland, von Meereshöhe bis 611 m NN. Neue Funde erweiterten das bekannte Verbreitungsgebiet in die Altas Montanas im nordwestlichen und südwestlichen Veracruz, wo die Art bis auf 820 m ü. NN gefunden wurde, dort aber nur im Zusammenhang mit dem Anbau von Zuckerrohr (Contreras-Calvario et al. 2024). Typuslokalität: „Tabasco, Mexiko“.

Lebensraum

Diese Schildkröten leben in flachen, schlammigen Gewässern in etwa 0,5–1,5 m Wassertiefe (Vogt 1997). Sie sind nur während der Regenzeit, meist ab Juli, zu finden. „Zu Beginn der Trockenzeit (März) vergraben sie sich im lockeren Boden oder Schlamm, oft unter Vegetation, wenn das Wasser zurückgeht, und bleiben in der Trockenruhe bis der Sommerregen ihr saisonales Mikrohabitat Mitte Juni bis Ende Juli wieder überflutet. Legler fand *Claudius* gemeinsam mit *Kinosternon acutum* in überfluteten Waldtümpeln in Belize (Ende Juni 1966). Die meisten der in diesem Bericht vorgestellten ökologischen Daten stammen von einer Population in Lerdo de Tejada in Feuchtgebieten, die vom Rio Augustin (Papaloapan-Einzugsgebiet, 19°39'N, 95°34'W) in der Nähe von Alvarado, Veracruz, überschwemmt wurden. Das Gebiet liegt 30 m über dem Meeresspiegel“ (zitiert aus Legler & Vogt 2013). Je nach lokalem Klima ist der Beginn der Regen- und Trockenzeit unterschiedlich.

Zu Beginn der Trockenzeit, i. d. R. ab März, verlassen die Schildkröten das Wasser und graben sich am Ufer ein. „Als der Wasserstand sank, gruben sich die Schildkröten 8–12 cm tief in den Bodengrund ein und blieben dort, bis sie gestört wurden. Die Ästivation findet einzeln statt“ (zitiert aus Legler & Vogt 2013). Je nach lokalem Klima verbringen die Schildkröten mehrere Monate, manchmal sogar mehr als ein halbes Jahr, in Trockenruhe. Die in Proposal Nr. 28

(CITES 2022) angegeben maximale Dauer von zwei Jahren Trockenruhe dürfte aber auf ein Extremwetterereignis zurückzuführen sein.

In diesem Listungsvorschlag wird zwar auch angegeben, dass diese Schildkröten territorial und gegenüber Artgenossen aggressiv seien, aber bereits Hausmann (1968) weist darauf hin, dass die Tiere gegenüber Artgenossen recht verträglich sein können und zwar viel drohen, aber meist nur zur Verteidigung oder unter Stressbedingungen zubeißen.

Die Eiablage findet während der Regenzeit, bis etwa September, statt (Vogt 1997). Die meist 2–3 (maximal 6) Eier eines Geleges werden oberflächlich zwischen Pflanzenmaterial (Flores-Villela & Zug 1995) oder im Wurzelbereich von Pflanzen eingegraben. Man nimmt an, dass ein ♀ in der Natur nur ein bis zwei Gelege pro Jahr legt (Cervantes-López et al. 2021), aber Vogt (1997), der sehr nahrungsreiche Gewässer überwacht hat, gibt sogar bis zu fünf Gelege pro Jahr an.

Die natürliche Nahrung besteht aus Schnecken, Würmern, kleinen Fischen, Krebsen und Muscheln, mit einem geringen Anteil an pflanzlichem Material (Flores-Villela 1980). Vogt (1997) gibt zwar an, dass in den Pantanos de Lerda de Tejada gerne Krebse (*Procambarus* spp.) und auch Großhandgarnelen (*Macrobrachium* spp.) gefressen werden, aber ein Nahrungsspezialist für Krebse ist die Art auch hier dennoch nicht, denn außerdem fanden sich auch Käfer, Schmetterlingsraupen, Wasserwanzen und andere Wasserinsekten, sowie Pflanzenteile, im Mageninhalt.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 28).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Besonders geschützt.

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 2019-11-13). Eine neue Gefährdungseinschätzung, mit der Kategorie EN, soll 2025 publiziert werden (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024).

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Guatemala

Stark gefährdet (Endangered) (CONAP 2021).

Mexiko

Vom Aussterben bedroht (P – En peligro de extinción; SEMARNAT 2019).

Nutzung und Schutz in den Herkunftsländern

Campbell (1998) gibt an, dass *Claudius angustatus* in Belize und Guatemala gegessen wird, und dass diese Art gegenüber den etwa gleichgroßen *Kinosternon* sp. bevorzugt wird, da diese Schildkröten „stärker stinken“ würden. In welchem Umfang die Schildkröten für den Verzehr gefangen werden, lässt sich aber nicht sagen.

Im legalen Handel in Mexiko wird *C. angustatus* in der Regel als lebendes Exemplar aus kontrollierter Nachzucht für den Heimtierhandel und zum Verzehr angeboten. Der erste Bericht

über die Zucht in Menschenobhut in Mexiko, der gefunden werden konnte, stammt von Espejel González (2004), aber sie ging nicht auf die dortigen Haltungsbedingungen ein. Erst später erwähnen Legler & Vogt (2013), dass „das Fleisch von *Claudius* wohlschmeckend und im Südosten Mexikos beliebt ist. Das Wachstum ist schnell und das Verhältnis der essbaren Teile zur gesamten Körpermasse ist das höchste aller mexikanischen Schildkröten, die von Vogt untersucht wurden (unveröffentlichte Daten). Diese Eigenschaft wäre in einer Schildkrötenfarm von Vorteil“. Sie geben dann weitere Einzelheiten zu den Bedingungen in dieser Farm an, in der Espejel González (2004) die Inkubationsbedingungen untersucht hatte – die Schildkröten werden „in Erdteichen gehalten, dürfen auf natürliche Weise Sommerruhe halten und werden naturnah mit Insekten und frischen Teilstücken von Krebsen (das sind Abfälle von Lebensmittelmärkten) gefüttert. Die Fortpflanzungsleistung von 39 in Gefangenschaft gehaltenen ♀♀ unterschied sich nicht von der von 17 wild lebenden ♀♀. Diese Einrichtung wird als erfolgreich beurteilt“. Genauere Angaben zum Zuchterfolg liegen aber nicht vor.

Im Jahr 2020 waren in Mexiko fünf Zuchtbetriebe für diese Art registriert, deren Jungtierzahlen ab 2015 enorm anstiegen – die bis dahin höchste Anzahl von angemeldeten Nachzuchten lag 2018 bei 4.841 Jungtieren, wobei in diesem und dem Folgejahr jeweils weniger als 2.000 Jungtiere legal exportiert worden waren. Reynoso (2021) konnte allerdings plausibel machen, dass diese Tiere nicht alle tatsächlich Nachzuchten waren, sondern dass mit Wildfängen aufgefüllt worden sein musste, und er vermutet auch, dass die meisten im Handel in Europa und in Asien angebotenen Tiere in Wirklichkeit Wildfänge seien. Er begründet dies mit Haltungs- und Nachzuchtschwierigkeiten und gibt an, dass diese Art sich hauptsächlich von Krebsen (*Procambarus* sp.) ernähren würde, und diese Tiere würden bisher nicht kommerziell nachgezogen. Außerdem sei die Sterblichkeit hoch, und die Reproduktionsrate dieser Schildkröten sei gering. Dabei bezieht er sich allerdings nur auf die Situation in Mexiko, denn er zitiert zwar einige Nachzuchtberichte aus Europa, konnte sie aber offensichtlich nicht auswerten. Auch Ruiz López (2011) bewertet die Situation für die Nachzucht dieser Art in einer großen UMA („Unidad de Manejo“ für den Erhalt von Wildtieren in Mexiko) nicht gerade günstig, und in dem Film von Spyder Ña (2013) erkennt man nur einige wenige *Claudius angustatus*-Nachzuchttiere in diesem ziemlich bekannten Betrieb. Inzwischen scheint sich die Situation in den UMAs in Mexiko aber gebessert zu haben (Méndez Sánchez & Zenteno Ruiz 2019).

Ausgewachsene *Claudius angustatus*, zum Verzehr, werden in Mexiko seltener angeboten, da es unter den dort üblichen Haltungsbedingungen sehr lange dauert, bis ein Exemplar herangewachsen und gemästet ist, was diese Fleischsorte gegenüber dem Fleisch von z. B. *Staurotypus triporcatus*, weniger profitabel macht. Manche Zuchtbetriebe bieten in ihren angegliederten Restaurants jedoch auch zubereitete Schildkrötenspeisen, oft mit grüner Soße, an – eine traditionelle Osterspise (Pfau et al. 2021). Bei Ocampo-González et al. (2018) bzw. Montuy Pozo et al. (2019) wird die kulturelle Bedeutung des Verzehrs, und auch die Zubereitung dieser kleinen Schildkröten, beschrieben. Außerdem gelten Produkte aus dieser Schildkrötenart als besonders wirksame Naturheilmittel, aus dem Panzer wird Hustenmedizin hergestellt, und den Eiern wird eine aphrodisierende Wirkung nachgesagt (Vogt 1997, Morales Mavíl et al. 2010).

Im illegalen Inlandshandel wird hauptsächlich Schildkrötenfleisch verkauft, und ein Gericht mit Schildkrötenfleisch kann zwischen 600 und 800 Pesos (30–40 €) kosten (Reynoso et al. 2016). Die meisten der im illegalen Handel zum Verzehr verkauften Exemplare sind frische Wildfänge (CITES 2022).

In China, und wahrscheinlich auch in den anderen Ländern Ostasiens, sind diese kleinen, originell aussehenden Schildkröten als Haustiere beliebt. Sie werden auch zu ziemlich hohen Preisen im Onlinehandel im Internet angeboten (Ji et al. 2020). Daher wird immer wieder versucht, teilweise sehr große Mengen von lebenden *Claudius angustatus* per Flugzeug außer Landes zu bringen – im Mai 2020 wurden alleine 4.216 Schildkröten dieser Art, zusammen mit ca. 10.000 Schildkröten anderer Arten, am Flughafen von Mexiko Stadt beschlagnahmt (CITES 2022, PROFEPA 2020). Auch Cantú & Sanchez (2024) führen diese Art als dritthäufigst beschlagnahmtes Reptil an, nach ihren Unterlagen wurden zwischen 2019 und 2023 alleine 7,294 *Claudius angustatus* in Mexiko konfisziert. Da in diesen Behörden meist keine Personen arbeiten, die bereits Erfahrung mit der Unterbringung der Tiere haben, ist davon auszugehen, dass diese Tiere entweder nicht mehr lange überlebt haben, oder dass sie einer UMA zur Erweiterung der Zuchttiergruppe zur Verfügung gestellt und damit legalisiert und indirekt dem Handel wieder zugeführt wurden (E. Reyes-Grajales im Juni 2023 per Mail an die IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtles-Gruppe).

Gefährdungsfaktoren

Im Proposal 28 (CITES 2022) werden als Haupt-Gefährdungsfaktoren das Absammeln aus den Wildbeständen für den Verzehr und für den illegalen Heimtierhandel angegeben. Die Tiere für den Verzehr werden vor allem zu Beginn und am Ende der Regenzeit eingesammelt, wenn die Gewässer flach sind und die Schildkröten leicht zu fangen sind; das Ende der Ästivation am Ende der Trockenzeit ist eine besonders kritische Zeit, denn dann werden auch die noch nicht gelegten Eier der nächsten Legesaison mit „geerntet“. Sie gelten als besondere Delikatesse.

Die Zahlen der beschlagnahmten Schildkröten im Binnenhandel und an den Grenzen, für den illegalen Export, sind enorm hoch (CITES 2022). Die gesetzlichen Regelungen in Mexiko sind zwar streng, aber offensichtlich ist das Aufspüren der verpackten Tiere und vor Allem die Strafverfolgung sehr schwierig, so dass auch die Dunkelziffer hoch sein dürfte.

Erst an zweiter Stelle wird der Habitatverlust durch Siedlungsbau und veränderte Ackerbaumethoden (Abbrennen während der Trockenzeit und tiefes Pflügen der nun trockenen Gewässerböden, in denen die Schildkröten sich eingegraben haben), genannt. Kritisch zu sehen ist auch der Zuckerrohranbau, denn obwohl wegen der notwendigen Flutung der Felder neue Gewässer entstehen, ist der Pestizideinsatz enorm hoch, so dass die bisher noch dort lebenden Schildkröten dadurch bedroht sind (Vogt 1997, Contreras Calvario et al. 2024).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Claudius angustatus</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Relativ gering ausgeprägt. Die ♂♂ verfügen über einen größeren Schwanz. Bei einigen Haltern haben ♂♂ einen „Büffelrücken“, d. h. einen vorne höheren Panzer, entwickelt. Auch über einen Altersmelanismus bei ♂ wird berichtet. Eine größere Endgröße von Panzer und Kopf ist ein weiteres männliches Geschlechtsmerkmal, das jedoch nicht immer prominent auftritt.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	Mit ungefähr 10 cm CL. Nachzuchttiere können meist mit 4 Jahren erstmals Eier legen. Unter guten Haltungsbedingungen sind diese Schildkröten ziemlich schnellwüchsig und erreichen die Geschlechtsreife früher als für die Zuchtbetriebe in Mexiko angegeben.
Paarung und Eiablagestellen	Die Paarung sollte unter Aufsicht erfolgen, da einige Tiere sehr aggressiv gegenüber Artgenossen sind (zwei Züchter berichten davon, dass es bei unbeaufsichtigten längeren Paarungs-Vergesellschaftungen zu Todesfällen kam). Nicht alle Tiere sind paarungswillig, insbesondere alte Wildfangtiere sind oft nicht zur Verpaarung zu bringen. Etwa vier Wochen nach der Paarung wird das erste Gelege abgesetzt. Bei der Wahl der Eiablagestelle ist die Art nicht wählerisch. Sand oder ein Sand-/Erde-Gemisch hat sich als praktikabel erwiesen. Die Nestboxen werden mit Sand mit einer Mindesttiefe von 15 cm befüllt.
Fortpflanzungs-saison	Der richtige Zeitpunkt zur Verpaarung ist der Beginn der Regenzeit (Juni bis September), Eiablage von November bis Juli.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	2 bis 10 Eier, je nach Größe des Muttertieres und der Fütterung während der Paarungszeit. Die Eiablagezeit endet mit dem Beginn der Trockenzeit. Dementsprechend werden unter natürlichen Bedingungen circa 3 Gelege während der circa 3-monatigen Regenzeit abgesetzt. Unter Haltungsbedingungen mit gleichbleibendem Wasserstand und durchgehend guter Fütterung kann es passieren, dass das ♀ nicht aufhört Gelege zu produzieren (ein Tier bei einem Züchter legte in einem Jahr 63 Eier in 9 Gelegen ohne Schaden zu nehmen). Die Eiablagephase kann beendet werden, indem man das Tier in die Trockenruhe überführt; Dazu senkt man den Wasserstand ab, stellt die Fütterung ein, und nach einigen Wochen setzt man die Tiere für circa 2 Monate in ein leicht feuchtes Sand-/Erde-Gemisch zum Eingraben. Oftmals wird dann noch ein letztes Gelege abgesetzt.
Eigröße / Schlupfgröße	Eigröße: 30,5–33 x 18–20 mm, 5,5–8 g Schlupfgröße: 26–30 mm, 4g
Entwicklungsdauer	70–304 Tage. Ein Züchter hat bemerkt, dass die ersten Gelege einer Saison in eine Diapause gehen, während spätere Gelege sich direkt entwickeln.
Geschlechtsbestimmung	Vermutlich genetisch, Nachweis wurde jedoch noch nicht erbracht. Temperatureinfluss möglich.
Spermien-speicherung	Möglich, aber nicht beobachtet.

Haltung und Nachzucht A/B

Thema	Angaben für <i>Claudius angustatus</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Einzelhaltung. Bei einigen Tieren Ästivation vor der Verpaarung, aber meist nicht nötig. Einsetzen der Regenzeit kann durch Anheben des Wasserstandes und vermehrte Wasserwechsel simuliert werden. Zentral ist jedoch die vermehrte Fütterung.
Haltungsansprüche	Leicht zu haltende Art, wenn dem Wärmeanspruch der Tiere genüge getan wird (mindestens 24 °C) sowie Einzelhaltung erfolgt. Aufgrund der geringen Größe ist die Art in handelsüblichen Aquarien gut haltbar. Ästivation empfohlen.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Einzelhaltung, Paarung unter Aufsicht. Die Art neigt zum Verfetten. Die Tiere sollten außerhalb der Paarungszeit sehr sparsam gefüttert werden. Nicht alle Tiere sind paarungswillig. ♂♂ treten in der Zucht etwas seltener auf. Die Inkubation der Eier ist aufgrund der teilweise stattfindenden Diapause langwierig und dadurch schwierig. Liegen die hartschaligen Eier in zu feuchtem Substrat, reißen sie auf. Die Anzahl der gelegten Eier die sich dann auch entwickeln ist oft gering, sie liegt teilweise nur bei einem Drittel. Angeblich spezialisiert auf <i>Procambarus</i> spp. (CITES 2022); frische Wildfänge sind wohl tatsächlich am ehesten mit Stücken von Flusskrebse ans Fressen zu bringen. Nach der Eingewöhnungsphase gehen aber auch sie an das übliche Wasserschildkrötenfutter für carnivore Arten.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Einzelauzucht. Jungtiere stellen recht hohe Ansprüche an die Wasserqualität. Wird das Wasser nicht ausreichend gewechselt, können weißliche Ausschläge im Rachen und an den Augen entstehen. Diese Ausschläge sind sehr gut durch die Zugabe von Seemandelbaumblättern behandelbar. Auch leiden die Jungtiere in seltenen Fällen an Problemen mit der Analblase und können dann nicht mehr abtauchen. Diese Problematik konnte bislang nicht erfolgreich behandelt werden. Da die Tiere sehr schnell wachsen, müssen die Aufzuchtbehältnisse dementsprechend angepasst werden. Eine UV-Beleuchtung verbessert die Aufzuchtergebnisse, auch wenn sich die Tiere nicht aktiv sonnen und meist im Dickicht verdeckt ruhen.
Lebenserwartung in Haltung	Mindestens 40 Jahre.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Bei Privathaltern erfolgt die Nachzucht regelmäßig und es finden sich Publikationen seit Anfang der 80er Jahre. Von Zoos liegen keine Zuchtberichte vor, da hier meist nur Einzeltiere gehalten werden.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Da die Inkubation mit Diapause nicht so einfach ist, wird die Schwierigkeit der Zucht mit B = erfordert Erfahrung des Züchters, bewertet. Aufgrund der hohen Produktivität stellt die hohe Anzahl sich nicht entwickelnder Eier kein ernstzunehmendes Problem dar.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Bei sehr guter Wasserqualität (bis zu täglicher Wasserwechsel), lässt sich die Art unter Laborbedingungen praktisch verlustfrei aufziehen. Alternativ können die Jungtiere in bioaktiven Setups (Bodengrund, Bepflanzung, Filterung) mit deutlich weniger Aufwand aufgezogen werden.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Wird in Europa schon mindestens in F3 nachgezogen.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Die Zuchtfarmen in Mexiko scheinen noch nicht sehr erfolgreich zu züchten. In den USA und in Ostasien gibt es einige Großzüchter. Die meisten Jungtiere im Verkauf in der EU stammen von Privatzüchtern.
Befragungen	Mehrere sehr erfahrene private Züchter dieser Art in Europa konnten noch persönlich befragt werden. Da die Art aber seit den 1980er Jahren in Europa häufig gezüchtet wird, waren aktuelle Nachfragen bei den Zucht-Pionieren nicht mehr möglich und es

standen nur noch deren zahlreiche Publikationen zur Verfügung. Die meisten Informationen zur Haltung und Nachzucht wurden jedoch seit den 1990er Jahren bei den Spezialistentreffen der verschiedenen Verbände gesammelt und auch intensiv diskutiert, sie können nun nicht mehr einzelnen Personen zugeordnet werden.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Augustine, L., V.C. Garcia, D. Velasquez & C. Bednarski (2024): Preliminary Investigations into the Range and Population Dynamics of Kinosternids in Northern Guatemala. Tucson (22nd Annual Symposium on the Conservation & Biology of Tortoises & Freshwater Turtles).
- Barragán-Vázquez, M.R., L. Ríos-Rodas, L.A. Fucsko, L.W. Porras, A.R.V. Mata-Silva, D.L. DeSantis, E. García-Padilla, J.D. Johnson & L.D. Wilson (2022): The herpetofauna of Tabasco, Mexico: composition, distribution, and conservation status. *Amphibian & Reptile Conservation* 16(2): 1-61.
- Bocourt, M. (1868): Description de quelques chéloniens nouveaux appartenant a la faune Mexicaine. *Annales des Sciences Naturelles, Zoologie et Paléontologie* 10: 121-122.
- Böhm, S. (2017): Remarkable in Every Way: Keeping and Breeding the Narrow-bridged Musk Turtle, *Claudius angustatus*. *The Batagur* 7: 1-7.
- Calderón Mandujano, R.R. (2002): *Claudius angustatus* Cope, 1865. Propuesta para la realización de 37 fichas biológicas de las especies de herpetofauna incluidas en la NOM-059 presentes en la Península de Yucatán. México. D.F., Museo de Zoología, ECOSUR- Unidad Chetumal. Bases de datos SNIB-CONABIO. Proyecto W030: 7 pp.
- Calderon Mandujano, R.R., R. Cedeño-Vázquez & C. Pozo (2001): Geographic distribution. *Claudius angustatus*. *Herpetological Review* 32(3): 191.
- Canseco Márquez, L. & C.G. Ramírez González (2022): Reptiles: actualización taxonómica, endemismos y conservación. La biodiversidad en Oaxaca. Ciudad de México (CONABIO – Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): Estudio de Estado 3: 225-239.
- Cantú, J.C. & M.E. Sánchez (2024): Illegal Wildlife Trade in Mexico from 2014-2023. *Bosques de las Lomas México* (Teyeliz A.C.): 55 pp.
- Campbell, J.A. (1998): Amphibians and reptiles of northern Guatemala, the Yucatán, and Belize. Norman, OK (University of Oklahoma Press, Animal Natural History Series 4): 380 pp.
- Carrillo Lázaro, E. (2018): Propuesta de una guía de requerimientos legales para el establecimiento de las unidades de manejo para la conservación de vida silvestre (Uma's) en el estado de Tabasco. Villahermosa (Universidad Juárez Autónoma de Tabasco): 67 pp.
- Cervantes-López, M.J., R. Arasa-Gisbert, O. Hernández-Ordóñez & V. Arroyo-Rodríguez (2021): Distribution extension and first verified records for Narrow-bridged Musk Turtle, *Claudius angustatus* Cope, 1865 (Testudines, Kinosternidae) in the Selva Lacandona, Mexico. *Check List* 17(6): 1639-1646.
- Charruau, P., M.A. Morales-Garduza, M.A. López-Luna, J.G. Reyes-Trinidad, M.A. Ramírez-Pérez, J.A. López-Hernández & R. García-Morales (2023): Herpetofauna of the Chaschoc lagoon wetlands, Tabasco, Mexico. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 6(2): 75-92.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Inclusion of the species *Claudius angustatus* (narrow-bridged musk turtle) in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 28: 19 pp.
- CONAP (2021): Listado de Especies Amenazadas de Guatemala, Resolución 04-09-2021. Consejo Nacional de Áreas Protegidas.

- Contreras-Calvario, A.I., A. Mora-Reyes, A. Fuentes-Moreno, M. Arreortúa, E. Cázares-Hernández, F.A. Lara-Hernández & M.A. López Luna (2024): Nuevos registros de distribución de una tortuga en peligro de extinción, *Claudius angustatus* (Reptilia: Testudines), y notas sobre sus amenazas en Veracruz, México. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 7(2): e934 (923-928).
- Cope, E.D. (1865): *Claudius angustatus* sp. nov. pp. 187-188. In: Cope, E.D.: Third contribution to the herpetology of tropical America. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 17: 185-198.
- Dathe, F. (1998): Die Haltung von Schlammschildkröten, Kinosternidae, im Tierpark Berlin-Friedrichsfelde von 1956 bis 1998. *Milu* 9: 526-532.
- Dodd, C.K. (1978): A note on the defensive posturing of turtles from Belize, Central America. *Herpetological Review* 9(1): 11-12.
- Espejel Gonzales, V.E. (2004): Aspectos biológicos del manejo del Chopontil, *Claudius angustatus* (Testudines: Staurotypinae). Xalapa (Instituto de Ecología, A.C. – INECOL): 62 pp.
- Ettmar, S. (2020): Small, but full of attitude: The narrow-bridged mud turtle (*Claudius angustatus* Cope, 1865). *Tropical Edu Magazine* 2: 44-53.
- Flores-Villela, O.A. (1980): Contribución al conocimiento de los anfibios y reptiles de importancia económica. Ciudad de México (Universidad Nacional Autónoma de México): 278 pp.
- Flores-Villela, O.A. & G.R. Zug (1995): Reproductive biology of the Chopontil, *Claudius angustatus* (Testudines, Kinosternidae) in Southern Veracruz, Mexico. *Chelonian Conservation & Biology* 1(1): 181-186.
- González-Porter, G.P. (2011): Manejo y crianza de tortugas en cautiverio: manual de capacitación. Ciudad de México (SEMARNAT, Dirección General de Vida Silvestre): 42 pp.
- Grychta, U. & R. Grychta (1994): Haltung, Paarungsverhalten, Eiablage und Nachzucht der Großkopfschlamm Schildkröte *Claudius angustatus* Cope, 1865. *Sauria* 16(4): 11-14.
- Grychta, U. (1996): *Claudius angustatus* Cope. *Sauria Supplement* 18: 353-356.
- Hackethal, U. (1991): Auswertung der Tierbestandsliste der AG. Rundschreiben der AG Schildkröten & Panzerechsen 1991: 1.
- Heimann, E. (2014): Bericht zum 25. Dresdner Herbsttreffen der Schildkrötenfreunde. *Minor* 13(1): 10-15.
- Hendrichsk, G., G. Abraham & U. Manthey (1980): Haltung von Wasserschildkröten. *Sauria* 2(4): 26-39.
- Hennig, A.S. (2018): Ernährung von Schlamm Schildkröten in der Natur. *Marginata* 15(2): 16-33.
- Hennig, A.S. (2018): Lebendfutter für Schlamm- und andere Wasserschildkröten – selbst gefangen, selbst gezüchtet, selbst gekauft *Marginata* 15(2): 34-39.
- Hersche, H. (2000): Schildkrötenausstellung Ausstellungskatalog (Schildkrötenportraits). *Fachmagazin Schildkröte* 2(3): 10-60.
- Holman, J.A. (1963): Observations on dermatemyd and staurotypine turtles from Veracruz, Mexico. *Herpetologica* 19(4): 277-279.
- Iverson, J.B. & J.F. Berry (1980): *Claudius* Cope. Narrow-bridged musk turtle, *Claudius angustatus* Cope. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 236: 1-2.
- Ji, Y., Y. Li, F. Liu & D. Li (2020): Assessment of current trade of exotic pets on the internet in China. *Biodiversity Science* 28(5): 644–650.
- Johnson, J.D., V. Mata-Silva, E. García Padilla & L.D. Wilson (2015): The herpetofauna of Chiapas, Mexico: composition, distribution, and conservation. *Mesoamerican Herpetology* 2(3): 272-329.

- Johnson, J.D., V. Mata-Silva, E. García Padilla & L.D. Wilson (2015): A conservation reassessment of the Central American herpetofauna based on the EVS measure. *Amphibian and Reptile Conservation* 9(2): 1-94.
- Klawonn, O. (2018): *Claudius angustatus* – Handliche Monster. *Radiata* 27(1): 37-54.
- Klawonn, O. (2019): Die Großkopfschlammschildkröte (*Claudius angustatus*) – Pflege und Nachzucht einer ausgefallenen Art *Reptilia* 24(5): 50-56.
- Knirr, M., W. Sachsse & R. Wicker (2004): Spezielle Hinweise zur Inkubation: Schildkröten. Pp. 113-122. In: Gunther Köhler (ed.): *Inkubation von Reptilieneiern: Grundlagen, Anleitungen, Erfahrungen*. Offenbach (Herpeton): 254 pp.
- Ledig, J. (1988): Haltung und Zucht von *Claudius angustatus*. *Elaphe* 10(2): 24.
- Leenders, T. (2019): Family Kinosternidae. Pp. 62-69. In: Leenders, T. (ed.): *Reptiles of Costa Rica*. Ithaca (Cornell University Press): 531 pp.
- Legler, J.M. & R.C. Vogt (2013): *Claudius angustatus*. Pp. 82-88. In: Legler, J.M. & R.C. Vogt (eds.): *The Turtles of Mexico: Land and Freshwater Forms*. Berkeley (University of California Press): 416 pp.
- Llebaria, J. (2012): Experiencias en el mantenimiento de *Claudius angustatus* y *Staurotypus salvinii*. In: López Sánchez, J.M. (ed.): *Jornadas Quelonios 2012*. Valencia, (Sociedad Herpetológica Valenciana).
- López Gómez, M.A. (2009): Uso de las tortugas de agua dulce en Tlacotalpan Veracruz y propuesta para su conservación. Xalapa (Universidad Veracruzana): 55 pp.
- Luison, A. & S. Redaelli (2009): Entrevista a Brad Morris die claudius-r-us.com. *Testudo magazine* 4(13): 14-18.
- Marsili, M. (2011): Tecniche fai da te: acquario per *Claudius angustatus*. *Testudo magazine* 6(21): 21-26.
- Marsili, M. & M. Salvadori (2012): Lesione del ponte in *Claudius angustatus*. *Testudo magazine* 7(23): 41-44.
- Méndez Sánchez, C.A. & C.E. Zenteno Ruiz (2019): Establecimiento de las unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA). Pp. 363-369. In: Cruz Angón, A. (ed.): *La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III*. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.
- Montuy Pozo, G., H.K. de la Cruz Félix & C.C. Guzmán Aguirre (2019): Uso tradicional de los vertebrados silvestres. Pp. 309-317. In: Cruz Angón, A. (ed.): *La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. I*. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 372 pp.
- Morales Mávil, J.E. & S.J. Suárez Castillo (2010): Conocimiento y uso de las tortugas de agua dulce por pescadores y lancheros de Sontecomapan, Veracruz, México. Pp. 193-220. In: Guerra-Roa, M.M., S. Calmé, S. Gallina & E.J. Naranjo (eds.): *Uso y manejo de la fauna silvestre en el norte de Mesoamérica*. San Cristóbal de las Casas (Secretaría de Educación de Veracruz): 460 pp..
- Munscher, E.C., T. Pop, L. Pearson, H. Barrett, G. Knauss, J. Marlin, C. McAvinchey, M. Morrison, J. Pignatelli, J. Stein, A. Tuggle & A. Walde (2022): Range Extension and First Verified Observation of the Narrow-bridged Musk Turtle (*Claudius angustatus*) from the Toledo District of Southern Belize. *Herpetology Notes* 15: 735-740.
- Ocampo-González, P., J. Rodas-Trejo, J. Hernández-Nava, D. Solis-Marroquin & D. Chang-Gutierrez (2018): Consumo cultural y percepcion social hacia las tortugas dulceacuicolas en el area de proteccion de flora y fauna Laguna de Términos, Campeche, Mexico. *Agro Productividad* 11(6): 60-65.
- Pauler, I. (1981): Zur Pflege und Zucht von *Claudius angustatus*. *Herpetofauna* 3(16): 6-8.
- Pempelfort, H. (2018): Schlammschildkröten – Eine Einführung. *Radiata* 27(1): 4-9.

- Pempelfort, H. (2018): Die Aufzucht juveniler Schlammschildkröten. *Sacalia* 16(3): 28-41.
- Pfau, B., A. Consul, C. Koch, E. Reyes-Grajales & C. Stanford (2021): Schildkrötenschutz und Schildkrötenhandel in Mexiko – und die Entwicklung DNA-basierter Werkzeuge zur Feststellung der Herkunft konfiszierter Tiere. *Radiata* 30(3): 4-35.
- Pfau, B. & J.M. Wiechert (2003): Gedanken zur Fütterung von Wasserschildkröten. *Emys* 10(4): 4-50.
- Pineda-Vázquez, M., A. Ortega-Argueta, M.A. Mesa-Jurado & G. Escalona-Segura (2019): Evaluating the sustainability of conservation and development strategies: The case of management units for wildlife conservation in Tabasco, Mexico. *Journal of Environmental Management* 248: 109260.
- PROFEPA (2020): Profepa asegura precautoriamente más de 15 mil tortugas que pretendían exportarse de manera ilegal a China. Comunicado (Procuraduría Federal de Protección al Ambiente 12 de mayo de 2020). <https://www.gob.mx/profepa/prensa/profepa-asegura-precautoriamente-mas-de-15-mil-tortugas-que-pretendian-exportarse-de-manera-ilegal-a-china?idiom=es> (Letzter Zugriff: 17.06.2024).
- Ravell-Ley, J.A., J.A. Ortiz-Medina & J.B. Chablé-Santos (2017): Distribution Notes: *Claudius angustatus* (Cope, 1865). *Mesoamerican Herpetology* 4(1): 203-204.
- Reynoso, V.H., M.L. Vázquez Cruz & C. Rivera Arroyo (2016): Estado de conservación, uso, gestión, comercio y cumplimiento de los criterios de inclusión a los apéndices de la CITES Para las especies *Claudius angustatus* y *Staurotypus triporcatus* [Conservation status, use, management, trade and compliance with the criteria for inclusion in the CITES appendices for the species *Claudius angustatus* and *Staurotypus triporcatus*], Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología. Informe final del Proyecto MM009: 191 pp.
- Reynoso, V.H. (2021): Elaboración de una propuesta de enmienda a los Apéndices de la CITES para incluir a *Claudius angustatus* y *Staurotypus triporcatus*, con base en los criterios establecidos en la Resolución Conf.9.24 (Rev.CoP17) de la CITES y en el Método de Evaluación de Riesgo de la NOM-059-SEMARNAT-2010. Ciudad de México (Universidad Nacional Autónoma de México. Instituto de Biología. Informe final SNIB-CONABIO, proyecto No. SE002): 48 pp.
- Ríos-Solís, J.A., M.C. Lavariega, E. García-Padilla & V. Mata-Silva (2021): Noteworthy records of freshwater turtles on Oaxaca, Mexico. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 4(2): 184-191.
- Rivera Arroyo, R.C. (2016): Filogeografía de la tortuga chopontil (*Claudius angustatus*) a partir de genes mitocondriales y nucleares. Ciudad de México (Universidad Nacional Autónoma de México): 95 pp.
- Ruiz López, Y. (2011): Situación de la Unidad de Manejo para la conservación y aprovechamiento sustentable de la vida silvestre (UMA), de tortugas en el poblado Tucta, Nacajuca, Tabasco. Villahermosa (Universidad Juárez Autónoma de Tabasco): 60 pp.
- Sachse, W. (2000): Zur Schildkrötenfamilie Kinosternidae – ein Erfahrungsbericht. Pp. 74-78. In: Artner, H. & E. Meier (eds.): Grosses Schildkrötensymposium. 5. Jahrestagung der Schildkrötenfreunde Österreich, Salzburg. Münster (Natur und Tier Verlag): 183 pp.
- Schilde, M. (2001): Schlammschildkröten. *Kinosternon, Sternotherus, Claudius und Staurotypus*. Münster (Natur und Tier Verlag) 133 pp.
- Schilde, M. (2002): Die Schlammschildkröten. *Reptilia* 7(3): 26-31.
- Schilde, M. (2025): Schlammschildkröten – Mud and Musk Turtles. Leipzig (Hennig Editions): In Press.
- Scholz, G. (1990): Die Haltung und Zucht der Großkopf-Schlammschildkröte *Claudius angustatus* Cope 1865. *Sauria* 12(4): 7-9.

- SEMARNAT (2019): MODIFICACIÓN del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, publicada el 30 de diciembre de 2010. Diario Oficial de la Federación, 14 de noviembre de 2019, Ciudad de México, México, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.
- Spyder Ña (2013): Granja de Tortugas de Nacajuca Tabasco. Youtube. <https://www.youtube.com/watch?v=yhNmreLHqEE> (Letzter Zugriff: 15.06.2024).
- Tippmann, H. (1996): Nachzuchten der Mitglieder der AG Schildkröten und Panzerechsen 1995. Journal der AG Schildkröten & Panzerechsen 1996(3): 19-22.
- Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group (1996): *Claudius angustatus*, Narrow-bridged Musk Turtle. IUCN Red List of Threatened Species: e.T4959A97378762.
- Vásquez-Cruz, V. & A. Reynoso-Martínez (2020): Contributions to the knowledge of the natural history of *Claudius angustatus* (Testudines: Kinosternidae) in Veracruz, Mexico. Phyllomedusa 19(1): 113-116.
- Velázquez Nucamendi, I.A. (2019): Conocimiento local sobre las tortugas (Testudines) de la comunidad de Playón de la Gloria, Chiapas, México. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas (Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas): 67 pp.
- Vogt, R.C. (1986): *Claudius angustatus* (Chopontil). Coloration. Herpetological Review 17(3): 64.
- Vogt, R.C. (1997): *Claudius angustatus*. Pp. 480-481. In: González Soriano, E., R. Dirzo & R.C. Vogt (eds.): Historia natural de Los Tuxtlas. Ciudad de México (Universidad Nacional Autónoma de México): 647 pp.
- Vogt, R.C. & O. Flores-Villela (1992): Effects of incubation temperature on sex determination in a community of neotropical freshwater turtles in southern Mexico. Herpetologica 48(3): 265-270.
- Voss, M.L. (2017): Erlebnisse mit Eiern von Kinosterniden. Sacalia 15(2): 14-17.
- Weisgram, J. (1985): Feeding mechanics of *Claudius angustatus* Cope 1865. Fortschritte der Zoologie 30: 257-260.
- Zenteno Ruiz, C.E., C.A. Méndez Sánchez, D.I. Triana Ramírez & A.S. Sánchez (2021): Cultural, Economic and Environmental Impact of Conservation and Sustainable Exploitation Management Areas (UMA) of Freshwater Turtles in Tabasco, Mexico. Pp. 163-168. In: Keswani, C. (ed.): Agri-Based Bioeconomy. Reintegrating Trans-disciplinary Research and Sustainable Development Goals. London (Routledge): 330 pp.

Maik Schilde und Ole Klawonn (22.08.2024)

Wir danken Eduardo Reyes-Grajales für den Review.

Kinosternon Spix, 1824

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Kinosternon abaxillare</i>	Baur in Stejneger, 1925	Chiapas-Klappschildkröte	Central Chiapas Mud turtle Casquito pardo, tortuga cantado	selten
<i>Kinosternon acutum</i>	Gray, 1831	Spitzschnauzen-Klappschildkröte	Tabasco Mud turtle Tortuga pecho quebrado de Tabasco, tortuga de pantano de Tabasco, pochitoque jaguactero o negro, montera, chechagua de monte	ja
<i>Kinosternon alamosae</i>	Berry & Legler, 1980	Alamos-Klappschildkröte	Alamos Mud turtle Casquito de Álamos, casquito de noroeste, tortuga pecho quebrado de Álamos, tortuga de agua	selten
<i>Kinosternon albogulare</i>	Duméril & Bocourt 1870 ⁶	Weißkehl-Klappschildkröte	White-throated Mud turtle	ja
<i>Kinosternon angustipons</i>	Legler, 1965	Zentralamerikanische Klappschildkröte	Narrow bridged Mud turtle, Central American mud turtle Tortuga de pantano Centroamericana, tortuga de barro de puente estrecho	ja
<i>Kinosternon baurii</i>	Garman, 1891	Dreistreifen-Klappschildkröte	Striped Mud turtle Tortuga del fango es-triada, tortuga de barro rayada	ja
<i>Kinosternon chimalhuaca</i>	Berry, Seidel & Iverson, 1997	Jalisco-Klappschildkröte	Jalisco Mud turtle Tortuga de pantano jalisciense	ja

⁶ Nach der Revision von *Kinosternon scorpioides* revalidierte Art (Iverson & Berry 2024). Entsprechend Rhodin et al. 2021, also der für das Proposal Nr. 29 verwendeten taxonomischen Referenz, handelt es sich bei *K. scorpioides* um einen Artenkomplex, der jedoch erst nach der CITES CoP19 in eigene Arten aufgegliedert wurde. Daher wird dieser Art im CITES-Zusammenhang noch unter *K. scorpioides* geführt.

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Kinosternon cora</i>	Loc Barragán, Reyes-Velasco, Woolrich-Piña, Grünwald, Venegas de Anaya, Rangel-Mendoza & López-Luna, 2020	Cora-Schlammschildkröte	Cora Mud turtle Casquito cora, chacuanita cora	selten
<i>Kinosternon creaseri</i>	Hartweg, 1934	Creaser's Klapp-schildkröte, Yucatán-Klappschildkröte	Creaser's Mud turtle Casquito de Creaser, tortuga de pantano yucateca	ja
<i>Kinosternon cruentatum</i>	Duméril & Bibron in Duméril & Duméril, 1851 ⁷	Rotwangen-Klapp-schildkröte	Red-cheeked Mud turtle	ja
<i>Kinosternon dunni</i>	Schmidt, 1947	Dunn's Klappschildkröte	Dunn's Mud turtle Tortuga de pantano Colombiana	selten
<i>Kinosternon durangoense</i>	Iverson, 1979d	Durango-Klappschildkröte	Durango Mud turtle Casquito de Durango, casquito de los presones	selten
<i>Kinosternon flavescens</i>	Agassiz, 1857	Gelbliche Klapp-schildkröte	Yellow Mud turtle Casquito amarilla	ja
<i>Kinosternon herrerae</i>	Stejneger, 1925	Herrera-Klappschildkröte	Herrera's Mud turtle Tortuga casquito pecho quebrado, tortuga pecho quebrado de Herrera, casquillo de herrera, galapago, pochitoque	ja
<i>Kinosternon hirtipes</i>	Wagler, 1830	Raufuß-Klappschildkröte	Rough-footed Mud turtle Tortuga pecho quebrado pata rugosa	ja
<i>Kinosternon integrum</i>	Le Conte, 1854	Mexikanische Klapp-schildkröte	Mexican Mud turtle Tortuga pecho quebrado mexicana, casquito de burro, tortuga de agua, tortuga de río	ja

⁷ Nach der Revision von *Kinosternon scorpioides* revalidierte Art (Iverson & Berry 2024). Entsprechend Rhodin et al. 2021, also der für das Proposal Nr. 29 verwendeten taxonomischen Referenz, handelt es sich bei *K. scorpioides* um einen Artenkomplex, der jedoch erst nach der CITES CoP19 in eigene Arten aufgegliedert wurde. Daher wird dieser Art im CITES-Zusammenhang noch unter *K. scorpioides* geführt.

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Kinosternon leucostomum</i>	Duméril & Bibron in Duméril & Duméril, 1851	Weißlippen-Klapp-schildkröte	White-lipped Mud turtle Tortuga pecho quebrado labios blancos, tortuga can-dado amarilla, abaniquillo de Hidalgo, pochitoque septentrional, tortuga del fango boca blanca, tortuga cofre, tapaculo, tacán Indigene Namen: Der Wounann (Bajo San Juan): Tapacul	ja
<i>Kinosternon mexicanum</i>	LeConte, 1854 ⁸	Pazifik-Rotwangen-Klappschildkröte	Pacific Coast Red-cheeked Mud turtle	unklar
<i>Kinosternon oaxacae</i>	Berry & Iverson, 1980	Oaxaca-Klappschildkröte	Oaxaca Mud turtle Tortuga pecho quebrado oaxaqueña, casquito de Oaxaca	ja
<i>Kinosternon scorpioides</i>	(Linnaeus, 1766) ⁹	Skorpionsklappschildkröte	Scorpion Mud turtle Tortuga pecho quebrado escorpión, tortuga barrosa, tortuga estuche, muçuã, tapaculo, tacán Indigener Name der Warao (Delta del Orinoco): Joni-guaku	ja
<i>Kinosternon sonoriense</i>	LeConte, 1854	Sonora-Klappschildkröte	Sonora Mud turtle, Sonoyta mud turtle Tortuga pecho quebrado sonorensen, tortuga pecho quebrado de Sonoyta	selten
<i>Kinosternon steindachneri</i>	Siebenrock, 1906	Florida-Klappschildkröte	Florida Mud turtle	ja

⁸ Nach der Revision von *Kinosternon scorpioides* validierte Art (Iverson & Berry 2024), in Schilde (2001) als „Pazifik-Population“ innerhalb von *K. cruentatum* bezeichnet.

⁹ Die bisherigen Unterarten wurden nach der Revision als eigene Arten anerkannt (Iverson & Berry 2024). Entsprechend Rhodin et al. 2021, also der für das Proposal Nr. 29 verwendeten taxonomischen Referenz, handelt es sich bei *K. scorpioides* um einen Artenkomplex, der jedoch erst nach der CITES CoP19 in eigene Arten aufgegliedert wurde.

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
			Tortuga pecho quebrado de Florida	
<i>Kinosternon stejnegeri</i>	(Hartweg, 1938)	Arizona-Klappschildkröte	Arizona Mud turtle Casquito de suroeste, tortuga de los charcos	selten
<i>Kinosternon subrubrum</i>	(Bonnaterre, 1789)	Gewöhnliche Klappschildkröte, Mississippi-Klappschildkröte	Eastern Mud turtle, Common Mud turtle, Pennsylvania Mud turtle, Mississippi Mud turtle Tortuga de lodo oriental, tortuga de pantano común	ja
<i>Kinosternon vogti</i>	López Luna, Cupul-Magaña, Escobedo-Galván, González-Hernández, Centenero-Alcalá, Rangel-Mendoza, Ramírez-Ramírez & Cazares-Hernández, 2018	Vallarta-Klappschildkröte	Vallarta Mud turtle Chacuanita de Puerto Vallarta, casquito de Vallarta	selten

Morphologie und Taxonomie

Die verbindliche Nomenklatur für CITES-Listungen ist Fritz & Havaš (2007), die 18 *Kinosternon*-Arten unterscheiden. Für die Erstellung des Listungsvorschlags wurde jedoch bereits die 9. Auflage der taxonomischen Checkliste der Schildkröten der Welt herangezogen (Rhodin et al. 2021). Auf den CITES-Anhängen I und II sind entsprechend dieser Checkliste 22 Arten aufgeführt. Die Aufnahme von *Kinosternon* spp. in Anhang II (mit Ausnahme der Arten *K. cora* und *K. vogti*, die in Anhang I aufgeführt sind) erfolgte auf Gattungsebene, was automatisch alle Arten einschließt. Ein besonderer Schutz für einzelne Unterarten in den Herkunftsländern ist jedoch generell nicht durch das Übereinkommen abgedeckt.

Nach der CITES CoP19 bzw. der Veröffentlichung der Artenliste für die Anhänge wurde *Kinosternon scorpioides* revidiert (Hurtado-Gómez et al. 2024, Iverson & Berry 2024). Die bisherigen Unterarten *K. s. albugulare* und *K. s. cruentatum* (nur die Populationen auf der Atlantik-Seite des Verbreitungsgebiets) wurden in den Artrang erhoben, die bisher mit *K. s. cruentatum* synonymisierte *K. mexicanum* (von der Pazifik-Seite) wurde erneut, als die vierte eigenständige Art, revalidiert (s. unten: Verbreitung).

Das herausragende morphologische Merkmal der Gattung ist der spezielle Aufbau des Plastrons. Es ist die einzige Schildkröten-Gattung, welche zwei Quergelenke in Bauchpanzer besitzt. Die meisten Arten haben die Möglichkeit, mit den beiden beweglichen vorderem und hinterm Plastral-Lappen den Panzer vollständig zu verschließen.

Die Arten unterscheiden sich vor allem durch die Form des Bauchpanzers, aber auch durch Färbung und Habitus. Zur Unterscheidung der Arten siehe Schilde (2001, 2025). Ein Bestimmungsschlüssel für adulte Tiere der bis dahin bekannten Arten ist auch im Annex IV von Proposal 29 enthalten (CITES 2022).

Bei manchen Arten treten auffällige Färbungen auf: So gibt es bei *Kinosternon cruentatum* in beiden Geschlechtern Exemplare mit leuchtend rotem Kopf, und die meisten (aber eben nicht alle!) *K. cruentatum* haben rote oder rötliche Muster an den Seiten des Kopfes. Wie bei vielen Wasserschildkröten hängt auch die Färbung von den Lebensbedingungen ab: Tiere, die über hellem Untergrund oder mit schwacher Beleuchtung gehalten werden, sind heller und meist weniger kontrastreich gefärbt als die Schildkröten im natürlichen Lebensraum, und die rote Kopffärbung der Schildkröten aus dem *K. scorpioides*-Artenkomplex kann durch die Fütterung Carotinoid-reicher Futtersorten intensiviert werden (Pfau & Wiechert 2003, May 2003, May 2009). Die Färbung kann nicht zur Artbestimmung herangezogen werden.

Arthybriden wurden in der Natur nicht beobachtet, und auch in Menschenobhut sind nur selten Mischlinge zweiter Arten gezüchtet worden – *K. baurii* x *K. subrubrum* (Farkas & Sasvari 1993, Fritz 1995) oder *K. subrubrum* x *K. flavescens* (Philippen 2003). Ab und zu wird in den sozialen Medien über Mischlinge nordamerikanischer *Kinosternon*-Arten mit verschiedenen *Sternotherus*-Arten berichtet.

Verbreitung und Lebensraum

Verbreitung

Kinosternon abaxillare: Auf das zentrale Tal von Chiapas in Mexiko, dem Becken des Grijalva-Flusses, und den angrenzenden Nordwesten Guatemala begrenzt. Typuslokalität: Tuxtla (Gu-tierrez), nahe dem Chiapas-Fluss, Chiapas, Mexiko (Baur in Stejneger 1925).

Kinosternon acutum: Zentral-Veracruz, Tabasco über den Süden der Halbinsel Yucatán (Mexiko) bis Belize und den Norden von Guatemala verbreitet. Typuslokalität: Nicht bekannt; Gray (1844) gab später „Central America“ an; Schmidt (1941) schränkte sie auf „British Honduras“, und Smith & Taylor (1950) gaben schließlich „Cosamaloapam, Veracruz“, Mexiko, dafür an.

Kinosternon alamosae: In Mexiko von Hermosillo, Sonora, im pazifischen küstennahen Tiefland bis Guasave, Sinaloa verbreitet. Terra typica: Rancho Carrizal, 7,2 km nördlich und 11,5 km westlich von Alamos, Sonora, Mexiko, 27° 05' N, 109° 03' W.

Kinosternon angustipons: Im karibischen Tiefland von Río San Juan an der Grenze von Nicaragua und Costa Rica südwärts bis zur Bocas-del-Toro-Provinz in Panama verbreitet. Terra typica: Los Diamantes, Limón Province, Costa Rica.

Kinosternon baurii kommt von den Florida Keys über die ganze Halbinsel Florida und entlang der Atlantikküste bis Maryland, USA vor. Typenfundort: Brackwassertümpel auf Key West, Monroe County, Florida, USA.

Kinosternon chimalhuaca kommt in Jalisco und Colima (Mexiko) südlich vom Río San Nicolas und östlich bis zum Río Cihuatlán entlang der Pazifikküste (ca. 150 km) vor. Typenfundort: Ein klarer Teich 30 m südöstlich des Mexico Highway 80, 1,9 km nordöstlich von Barra de Navidad, Jalisco, Mexiko (19° 15' N, 104° 43' S [sic]).

Kinosternon cora lebt in der pazifischen Küstenebene der mexikanischen Bundesstaaten Sinaloa und Nayarit. Terra typica: Sinaloa: Ejido La Concepción (La Concha), Municipio de Escuinapa (22.531758°, -105.450767 auf 10 m NN).

Kinosternon creaseri ist in Nord- und Zentral-Yucatán, Mexiko, verbreitet. Terra typica: Eine Meile südlich der Hacienda, Chichen Itza, Yucatán.



Abb. 28: Nordamerikanische Schlammschildkröten

- a *Kinosternon baurii*, Florida Keys (M. Schilde)
- b *K. subrubrum hippocrepis* (M. Schilde)
- c *K. subrubrum subrubrum* (M. Herz)
- d *K. subrubrum* ohne Angabe zur Unterart (S. Ettmar)
- e *K. flavescens* (M. Schilde)
- f *K. subrubrum* ohne Angabe zur Unterart, Paarung (X. Wapelhorst)
- g *K. baurii*, ♂ (rechts) und ♀ (links) (X. Wapelhorst)
- h *K. baurii*, Schlüpfling (R. Hentschel).



Abb. 29: Mittelamerikanische Schlammschildkröten

- a *Kinosternon acutum* (M. Schilde)
- b *K. creaseri* (M. Schilde)
- c *K. scorpioides* (M. Schilde)
- d *K. cruentatum*, Guatemala-Lokalform bei einem Züchter in Europa (B. Pfau)
- e *K. leucostomum*, Veracruz, ungewöhnlich rötliche Färbung der hellen Kopfstreifen (M. Schilde)
- f *K. oaxacae* (M. Schilde)
- g *K. herrerae* (M. Schilde)
- h *K. integrum* (M. Schilde)
- i *K. cruentatum*, Guatemala-Lokalform, ♂ (links) und ♀ (rechts) (B. Pfau)
- j *K. cora*, gerade eben aus dem Ei geschlüpft (H. Prokop).



Abb. 30: Schlammschildkröten aus tropischen Gebieten

- a *Kinosternon durangoense* (J.B. Iverson)
- b *K. hirtipes tarascense* (M. Schilde)
- c *K. sonoriense* (S. Ettmar)
- d *K. stejnegeri* (M. Schilde)
- e *K. alamosae* (J.B. Iverson)
- f *K. sonoriense*, man beachte die hellen Barteln (S. Ettmar).

Kinosternon dunni kommt nur im kolumbianischen Bezirk del Choco vom Río San Juan bis zum Río Baudo entlang der Pazifikküste vor, möglicherweise sogar weiter südwärts bis zum Valle de Cauca. Diese Schildkröten leben in Bächen und Sümpfen in den Einzugsgebieten des Rio Docampadó, Rio San Juan und Rio Atrato. Ein Exemplar aus Acandi, Chocó, könnte eine natürliche Population auf der Atlantikseite Kolumbiens repräsentieren (Rentería-Moreno et al. 2012) Terra typica: Pizarro, Choco, Kolumbien.

Kinosternon durangoense: Die Art kommt in isolierten Populationen in Süd-Chihuahua, West-Coahuila und Ost-Durango (Mexiko) vor. Terra typica: 8 km von Ceballos, Lago de los Palomas, Durango, Mexiko.

Kinosternon flavescens: Vorkommen überwiegend in den USA: Nordwest-Illinois, Ost-Iowa, Nordost-Missouri, Nebraska südlich bis Texas, New Mexico, Südost-Arizona bis zum Río-Panuco-Becken in Veracruz (Mexiko). Terra Typica: Waco, Texas. Die früher besonders geschützte Unterart *K. f. spooneri* aus Illinois wird heute zur Nominat-Unterart gerechnet.

Kinosternon herrerae: Mexiko, von Süd-Tamaulipas, Nord-Veracruz, Ost-San Luis Potosí, Hidalgo und Puebla. Vorkommen vom Río Tamesi und Río Panuco in Tamaulipas bis zum Río Acton in Veracruz. Terra typica: Xochimilco, Tal von Mexiko“ (in error [= versehentliche Falschangabe]); auf „La Laja, Veracruz“, Mexiko, von Smith & Taylor (1950), später in „Tampico“, Tamaulipas, Mexiko, von Smith & Brandon (1968) korrigiert.

Kinosternon hirtipes: Südwest-Texas (USA) und Nord-Chihuahua über Chapala, Zapotlán, San Juanico, Pátzcuaro bis ins Tal von Mexiko. Terra typica: „Mexiko“; eingegrenzt von Schmidt (1953) auf „lakes near Mexiko City“ (= Seen nahe Mexiko-Stadt). *K. h. hirtipes*: Mexiko (Valley of Mexico, Distrito Federal, Mexico, Morelos). *K. h. chapalaense*: Mexiko (Jalisco und Michoacán). *K. h. magdalense*: Mexiko (Magdalena-Tal in Michoacán). *K. h. megacephalum*: Mexiko (Coahuila) – ausgestorben. *K. h. murrayi*: USA (Big Bend-Gebiet in Texas), Mexiko (Coahuila, östliches Chihuahua, Zacatecas, nördliches Jalisco, nördliches Michoacán, Sinaloa). Die Unterart *K. h. tarascense* aus Mexiko (Umgebung des Pátzcuaro-Sees in Michoacán) konnte mit Hilfe einer Genom-Analyse nicht von *K. h. murrayi* unterschieden werden, so dass das Vorkommensgebiet dieser Unterart jetzt auch das südliche Mexikanische Plateau über das Einzugsgebiet des Río Lerma hinaus umfasst (Weaver et al. 2022).

Kinosternon integrum: Süd-Sonora, Süd-Chihuahua, Sinaloa auf dem Zentralplateau von Durango südwärts bis Zentral-Oaxaca und Südwest-Tamaulipas, Mexiko. Terra typica: „Mexiko“, später von Smith & Taylor (1950) auf „Acapulco, Guerrero“, Mexiko, begrenzt.

Kinosternon leucostomum: Das riesige Verbreitungsgebiet erstreckt sich auf der atlantischen Seite Mittelamerikas von Zentral-Veracruz bis Kolumbien und auf der pazifischen Seite von Costa Rica bis Ecuador. Terra typica: „N. Orleans; Mexique; Río Sumasinta (Amer. Centr.)“, von Schmidt (1941) eingegrenzt auf den Río Usumacinta, El Peten, Guatemala. *K. l. leucostomum* kommt entlang des Golfs von Mexiko und auf der Atlantikseite von Belize, Guatemala, Honduras und Mexiko bis Nicaragua vor. An der Südgrenze Nicaraguas bzw. der Nordgrenze von Costa Rica befindet sich eine Übergangszone zu *K. l. postinguinale*, die dann von ganz Costa Rica südwärts bis Ecuador vorkommt.

Kinosternon oaxacae: Flusssysteme des Río Colotepec und Río Tonameca an der Pazifikküste von Oaxaca, Mexiko. Terra typica: 11,6 km nördlich von Pochutla (San Pedro Pochutla) entlang des Mexican Highway 175 (ca. 235 m NN), Oaxaca, Mexiko (15° 46' N, 96° 28' W).

Kinosternon scorpioides: Von Mexiko bis Nord-Peru über weite Teile Südamerikas bis Nord-Argentinien. Terra typica: Surinam. Eine genetische Analyse (Hurtado-Gómez et al. 2024) ergab, dass einige der früher beschriebenen Unterarten eigenständige Arten sein müssten. Iverson & Berry (2024) haben zunächst die nördlichen Populationen analysiert: Der Artnamen *Kinosternon scorpioides* blieb für diese Schildkröten aus Panama, Kolumbien, Ecuador, Französisch Guayana, Guyana, Brasilien, Argentinien, Paraguay, Bolivien, Peru und Surinam sowie Trinidad erhalten, wobei einige Populationen durchaus noch als eigene Arten ausgegliedert werden könnten. Die nun eigenständige *Kinosternon albogulare* kommt von Nicaragua, El Salvador, Honduras, Costa Rica, Panama und der vorgelagerten Isla Cañas, bis zu der zu Kolumbien gehörenden Isla San Andrés vor. *Kinosternon cruentatum* kommt in drei getrennten Populationen vor: In der Gegend von Tampico im Norden der Golfküste Mexikos, um Veracruz

weiter südlich, sowie auf der gesamten Halbinsel Yucatán, d. h. auch in Belize und Teilen von Guatemala. Die ursprünglich zu *K. c. cruentatum* gestellte, aber jetzt sogar als eigene Art anerkannte *K. mexicanum* lebt an der Pazifik-Küste Mexikos, etwa von der Provinz Oaxaca südwärts bis nach El Salvador.

Kinosternon sonoriense: Colorado River und Bill Williams River in Arizona und Kalifornien östlich bis zum Gila River in New Mexiko (USA) und südlich bis zum Río Yaqui-Becken in Mexiko. Terra typica: Tucson, in Sonora (Arizona, USA). *K. s. sonoriense* kommt in Mexiko und in den USA (Arizona und Neu-Mexiko) vor, in Kalifornien gilt sie als ausgestorben. *K. s. longifemorale* lebt nur in einem kleinen Wüstenfluss, dem Sonoyta, im Grenzgebiet von Arizona (USA) und Sonora (Mexiko).

Kinosternon steindachneri: Florida, USA, südlich des Suwannee River und Jacksonville bis zur Südspitze der Halbinsel, jedoch nicht auf den Florida Keys. Terra typica: Orlando (Orange Co.), Florida, USA.

Kinosternon stejnegeri: Sonora, Mexiko und in Südwest-Arizona, USA. Es gibt gemeinsame Vorkommen mit *Kinosternon sonoriense longifemorale* in den Quitobaquito Springs, Arizona, und einige wenige Fundorte zusammen mit *Kinosternon alamosae* in Sonora (Legler & Vogt 2013). Terra typica: Llano, Sonora.

Kinosternon subrubrum: Die Art ist über weite Teile der USA verbreitet. Ihr nördlichstes Vorkommen liegt auf Long Island, New York, und das Areal erstreckt sich bis nach Florida und an die Golfküste. Westlich kommt sie bis nach Texas, Indiana und Illinois vor. Eine isolierte Population befindet sich in Nordwest-Indiana. Terra typica: Ursprünglich unbekannt; Schmidt (1953) legt sie auf „in der Nähe von Philadelphia, Pennsylvania (USA)“, fest. *K.s. subrubrum* kommt im östlichen Teil des Verbreitungsgebiets der Art bis östlich des Mississippi vor, während *K. s. hippocrepis* am Mississippi und westlich davon verbreitet ist. Die Intergradationszone der beiden Unterarten zieht sich von etwas St. Louis südwärts bis zum Golf von Mexiko, und bis etwa Pensacola in den Panhandle von Florida.

Kinosternon vogti: Jalisco, Mexiko, soweit bisher bekannt beschränkt auf das Stadtgebiet von Puerto Vallarta. Terra Typica: „urban stream in Puerto Vallarta, Jalisco, Mexiko (WSG84, 20°38'24.99"N, 105°13'55.57"W), auf 10 m ü. NN“.

Lebensraum

Klappschildkröten sind aktive Jäger und Opportunisten, welche am Gewässergrund nach Nahrung suchen. Ihr Nahrungsspektrum umfasst vor allem tierische Komponenten, wie Arthropoden, Weichtiere, Fische, Würmer usw. Aber auch pflanzliche Nahrung wird gelegentlich aufgenommen.

Schlammschildkröten kommen überwiegend in Sumpfgebieten, flachen, temporären oder permanenten Teichen vor, sie können aber auch in langsam fließenden Bächen und Flüssen und in künstlichen Stauseen leben. Einige Arten kommen in den Gewässern innerhalb wüstenartiger bzw. sandiger Graslandgebiete vor, andere leben in Gewässern innerhalb immergrüner oder laubabwerfender Wälder. Die meisten Arten leben in Höhenlagen von 0 bis 1.700 m NN, nur einige Populationen von *K. sonoriense*, *K. integrum* und *K. hirtipes* wurden im Gebirge in Höhenlagen bis etwa 2.000 m ü. NN gefunden.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 29).

Guyana hat am 23.02.2023 einen Vorbehalt gegen die Aufnahme der *Kinosternon*-Arten auf CITES-Anhang II angemeldet, d. h. dieses Land setzt den CITES-Beschluss aktuell nicht um. Für die einheimische Art *Kinosternon scorpioides* hat Guyana am 23. September 2023 eine Exportquote von 250 Tieren gemeldet.

Verordnung (EG) Nr. 338/97 *Kinosternon cora* und *K. vogti*: Anhang A, alle anderen *Kinosternon* spp: Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV für *Kinosternon cora* und *K. vogti*: Streng geschützt entsprechend Artikel 7 (2) No 14 a, alle anderen *Kinosternon* spp.: Besonders geschützt nach Artikel 7 (2) No 13 BNatSchG.

In Frankreich sind die *Kinosternon*-Arten (mit Ausnahme von *K. subrubrum* und *K. flavescens*) Sachkunde-Zertifikats- und Genehmigungs-pflichtig (République Française 2024).

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Kinosternon abaxillare: Gefährdet – VU (Vulnerable A2cd+4cd, assessed 15 December 2020)

Kinosternon acutum: Gering gefährdet – NT (Lower Risk/near threatened, assessed 01 August 1996)

Kinosternon alamosae: Keine ausreichenden Daten – DD (Data Deficient, assessed 01 March 2007)

Kinosternon angustipons: Gefährdet – VU (Vulnerable B1+2c, assessed 01 August 1996)

Kinosternon baurii: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 August 2010)

Kinosternon chimalhuaca: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)

Kinosternon cora: Bisher keine Einstufung auf der Roten Liste der IUCN, TFTSG Provisional Red List (2020): Gefährdet – VU

Kinosternon creaseri: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)

Kinosternon dunni: Gefährdet – VU (Vulnerable B1+2c, assessed 01 August 1996)

Kinosternon durangoense: Keine ausreichenden Daten – DD (Data Deficient, assessed 01 March 2007)

Kinosternon flavescens: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 August 2010)

Kinosternon herrerae: Gering gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 01 March 2007)

Kinosternon hirtipes: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)

Kinosternon integrum: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)

Kinosternon leucostomum: Bisher keine Einstufung auf der Roten Liste der IUCN

Kinosternon oaxacae: Keine ausreichenden Daten – DD (Data Deficient, assessed 01 March 2007)

Kinosternon scorpioides: Bisher keine Einstufung auf der Roten Liste der IUCN

Kinosternon sonoriense: Gering gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 21 March 2011)

Kinosternon sonoriense longifemorale: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered A3c, assessed 10 March 2016)

Kinosternon steindachneri: Nicht gefährdet – LC (als Unterart von *K. subrubrum*, assessed 23 March 2011)

Kinosternon stejnegeri: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 March 2007)

Kinosternon subrubrum: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 23 March 2011)

Kinosternon vogti: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered A4cde, assessed 11 March 2022).

Für viele amerikanische Schildkrötenarten wurde 2024 eine Neubewertung erstellt (Einladung zu den Workshops siehe IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 2023 und Stanford & Rhodin 2023). Folgende Gefährdungseinschätzungen sollen 2025 publiziert werden (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024):

Kinosternon acutum: NT

Kinosternon alamosae: NT

Kinosternon angustipons: VU

Kinosternon baurii: NT

Kinosternon chimalhuaca: LC

Kinosternon cora: EN

Kinosternon creaseri: NT

Kinosternon dunni: EN

Kinosternon durangoense: NT

Kinosternon flavescens: LC

Kinosternon herrerae: NT

Kinosternon hirtipes: VU

Kinosternon integrum: LC

Kinosternon oaxacae: LC

Kinosternon scorpioides (sensu lato): LC

Kinosternon sonoriense: VU

Kinosternon steindachneri: DD

Kinosternon stejnegeri: NT

Kinosternon subrubrum: LC.

Die Einordnung in die Roten Listen der Herkunftsgebiete ist im CITES CoP19 Proposal 29 ausführlich dargestellt (CITES 2022).

Nutzung und Schutz in den Herkunftsländern

Kinosternon spp. werden in großem Stil für den Handel innerhalb der Vorkommensgebiete und für den Verzehr gefangen. Auf die wirtschaftliche, soziale und kulturelle Bedeutung gehen Legler & Vogt (2013) ausführlicher ein. Im gesamten Verbreitungsgebiet der Arten in Mittel- und Südamerika gibt es auch Farmen, in denen sie für den legalen Handel gezüchtet werden. Sie sind eine wichtige Proteinquelle für die Landbevölkerung und gelten allgemein als Fruchtbarkeits-fördernd (CITES 2022).

Brasilien

K. scorpioides wird vor allem von der ärmeren Landbevölkerung gezüchtet und dann verzehrt, wobei meist mit Abfällen aus der Fruchtkonservenindustrie und aus Schlachthöfen bzw. aus der Meeresfrüchteverarbeitung gefüttert wird (Zusammenfassung in Pfau & Pempelfort 2018).

Costa Rica

Nur Tiere aus registrierten Zuchtbetrieben dürfen in den Handel gelangen. 2021 gab es 33 registrierte Betriebe, die meist *K. angustipons*, *K. leucostomum* und *K. scorpioides* (wahrscheinlich die inzwischen als eigene Art anerkannte *K. albogulare*) hielten, überwiegend zum Zweck der Umweltbildung (26 %) und in Zoos bzw. Tiergärten (24 %). Einige Betriebe (10 %) züchten auch und bringen die Jungtiere in den Handel (Arias Ortega et al. 2016), wobei sehr wahrscheinlich auch Tiere aus illegalen Absammlungen im Habitat mit verkauft werden. Über die Nutzung als Nahrungsmittel ist nichts bekannt. Der Export ist verboten.

El Salvador

Die Nutzung aller Wildtiere unterliegt dem Wildlife Conservation Act des Ministeriums für Umwelt und Bodenschätze. Zwischen 2013 und 2020 wurden 46 *K. scorpioides* (wahrscheinlich jedoch die inzwischen revalidierte *K. mexicanum*, oder *K. albogulare*) von hier exportiert, davon 76 % in die USA und der Rest nach Ostasien (CITES 2022).

Französisch-Guayana

Der Fang ist seit 1986 verboten (CITES 2022).

Guatemala

Haltung und Nachzucht ist erlaubt, ebenso der Fang und die Vermarktung von Schildkröten aus Wildpopulationen – jeweils aber genehmigungspflichtig. Für die Wildpopulationen gibt es Managementpläne, die eine übermäßige Nutzung verhindern sollen. Zur Maya-Kultur gehört auch der Verzehr von Schildkrötensuppe, aber ob ausgerechnet die relativ kleinen einheimischen *Kinosternon* spp. heute noch in großen Mengen verzehrt werden, ist nicht bekannt.

Viele der in Europa gehaltenen *K. cruentatum* stammen von Tieren ab, die ursprünglich aus Guatemala exportiert wurden. Ob auch *K. mexicanum* in Guatemala gezüchtet werden, und ob diese Art von dort ebenfalls exportiert wurde, lässt sich nicht nachvollziehen.

Mexiko

Bereits vor 1980 wurden verschiedene *Kinosternon*-Arten in Mexiko kommerziell genutzt, vor allem das Fleisch und die Eier von *Kinosternon hirtipes* (Flores-Villela 1980). 2022 gab es lt. Proposal 29 (CITES 2022) 31 Unidades de Manejo (UMAs), die bei der DGVS SEMARNAT als Zuchtbetriebe registriert waren: 21 für *K. leucostomum*, 6 für *K. integrum*, 3 für *K. acutum*, 3 für *K. scorpioides* und je 1 für die folgende Arten: *K. abaxillare*, *K. creaseri*, *K. flavescens*, *K. herrerae*, *K. hirtipes*. Ob hier für alle der genannten Arten nennenswerte Zuchterfolge zu verzeichnen sind, ist nicht bekannt.

Außer diesen genannten lizenzierten UMAs gibt es in Mexiko 20 Einrichtungen, die Wildtiere außerhalb ihres natürlichen Lebensraumes halten (PIMVS): 8 davon halten *K. leucostomum*, 7 *K. integrum*, 4 *K. scorpioides*, 2 *K. acutum* und je 1 *K. alamosae*, *K. chimalhuaca*, *K. flavescens* bzw. *K. hirtipes*. Hier wird meist nicht selbst gezüchtet, die Betriebe können aber Jungtiere von den UMAs beziehen. Die Haltung und Nachzucht der verschiedenen *Kinosternon*-Arten, deren Jungtiere in den UMAs und PIMVS verkauft werden, in Privathaushalten wird meist toleriert, und es gibt auch Zoogeschäfte und Märkte, die meist Jungtiere verschiedener Schildkrötenarten verkaufen (Pineda-Vázquez et al. 2022). In der Woche vor Ostern werden im Süden Mexikos verschiedene Gerichte aus gekochten, oder seltener gegrillten, *Kinosternon* spp. angeboten – entweder in den gastronomischen Einrichtungen der UMAs, wo meist selbst nachgezüchtete *K. leucostomum* zubereitet werden, oder in spezialisierten Restaurants, wo

häufig illegale Wildfänge, z. B. von *K. hirtipes*, verwendet werden. Die entsprechenden Fotos und Rezepte sind in den sozialen Medien leicht zu finden.

In Mexiko wird also im großen Umfang legal mit den verschiedenen *Kinosternon*-Arten gehandelt, daneben findet aber auch illegaler Handel, oft mit großen Mengen wild gefangener Tiere, statt. In der IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group gab es immer wieder Diskussionen über Beschlagnahmen von Schildkröten, so zum Beispiel über die fast 15.000 Schildkröten, überwiegend Kinosterniden, die, bereits für den Transport nach China in Transportbehälter verpackt auf einem mexikanischen Flugplatz beschlagnahmt wurden, oder die knapp 14.000 Reptilien und Vögel, darunter viele Schlammschildkröten, die, verkaufsfertig verpackt, in einem Haus im Süden Mexikos entdeckt worden waren, oder diese etwa 250 Schildkröten, die in Koffern und Säcken aus einem verunfallten Kleinlastwagen geborgen werden konnten. Cantú & Sanchez (2024) geben an, dass zwischen 2019 und 2023 *Kinosternon leucostomum* das am häufigsten beschlagnahmte Reptil, mit insgesamt 13,718 Exemplaren, war, und *K. herrerae* mit 3,723 die vierthäufigst beschlagnahmte Reptilienart; *K. scorpioides* steht mit 269 Exemplaren in dieser Statistik auf Platz sieben.

Pfau et al. (2021) diskutieren eine aktuelle Fälle und die Möglichkeiten, den Schmugglern auf die Spur zu kommen und die Arten zu bestimmen, sowie ihre Herkunft und Lokalform mit forensischen Methoden zu analysieren. Es gibt inzwischen auch gut organisierte, regelrechte Banden, die vor Allem im Süden Mexikos Tiere der besonders begehrten, weil seltenen, Arten sammeln oder billig von der Landbevölkerung kaufen und sie dann nach Ostasien schmuggeln (Felbab-Brown 2022).

Für *K. vogti* und *K. cora*, die beiden direkt auf CITES-Anhang I gelisteten Schlammschildkröten, sind, nach Angaben aus dem Proposal 29, bisher keine kommerziellen Zuchtbetriebe lizenziert.

Inzwischen wurde jedoch für *K. vogti* das „Proyecto Casquito de Vallarta“ gegründet, das neben Erforschungs- und Schutzmaßnahmen im natürlichen Vorkommensgebiet (Loc-Barragan et al. 2022, Praschag 2023 a, b) sowohl in-situ-Zucht in der Universität von Guadalajara (CUC) zur Verstärkung der natürlichen Population, als auch die ex-situ-Nachzucht in Österreich zur Erforschung der Besonderheiten der Fortpflanzungsbiologie, umfasst (Blanck & Praschag 2024).

Auch für *K. cora* wurde in der CICODEC-Gesellschaft (Ciencia y Conservación para el Desarrollo de las Comunidades A.C.) ein Forschungsprojekt gegründet, das zunächst die Lebensweise der bisher bekannten 47 freilebenden Tiere dieser Art genauer erfassen soll, und das, in Zusammenarbeit mit der lokalen Bevölkerung, auch die weiteren geeignet erscheinenden Lebensräume in der Küstenebene von Nayarit und Sinaloa untersuchen wird, um die notwendigen Erhaltungsmaßnahmen für diese Art besser planen und umsetzen zu können (Loc-Barragán 2024).

Nicaragua

Regelungen zum Schutz oder Handelsbeschränkungen für *Kinosternon*-Arten sind nicht bekannt. Géczy et al. (2017) weisen explizit darauf hin, dass die von ihnen untersuchten so genannten *Kinosternon cruentatum* (wahrscheinlich jedoch in Wirklichkeit *K. albogulare*), sowie die ebenfalls von dort stammende *K. leucostomum* frische Wildfänge seien.

Peru

Peru hat 2019/2020 insgesamt 239 lebende *K. scorpioides* exportiert, die aus Zuchtbetrieben in der Region Loreto stammten (CITES 2022).

USA

Die Regelungen der Bundesstaaten unterscheiden sich stark, meist ist der Fang für den Handel verboten oder genehmigungspflichtig bzw. nur außerhalb festgelegter Schonzeiten erlaubt, und manche Arten dürfen in einigen Bundesstaaten auch nicht gezüchtet werden, oder es gibt Beschränkungen in der Anzahl der Individuen, die privat gehalten werden dürfen, und manchmal ist sogar der Transport lebender oder auch toter Tiere genehmigungspflichtig.

In Arizona ist die nur dort vorkommende Unterart *K. sonoriense longifemorale* im Endangered Species Act (ESA) als Gefährdet eingestuft und damit besonders geschützt. Es gab für den Erhalt dieser Art auch ein grenzüberschreitendes Schutzprojekt des Naturparks in Arizona und zweier Naturparks in Mexiko (Long 2018), das aber jetzt durch den Bau des Grenzzauns so nicht weitergeführt werden kann, weil die direkte Zusammenarbeit der Personale ohne Grenzübergang nicht mehr möglich ist. Das einzigartigen Quellbiotop in diesen Parks wird durch die Entnahme großer Mengen von Wasser stark geschädigt – das Wasser wird für den Beton für die Fundamente des Grenzzauns benötigt (Olivera 2023). Die Aussichten für den Erhalt dieser Schildkröten in den USA sind nicht gut, und auch in Mexiko müssten große Anstrengungen unternommen werden, damit diese Schildkröten (und andere, ebenfalls bedrohte Arten dieses Lebensraums) nicht aussterben (Grageda Garcia 2023).

Es wird immer wieder von Festnahmen bzw. Verurteilungen berichtet, wenn Tierhändler versucht haben, wild gefangene *Kinosternon baurii* als Nachzuchten zu deklarieren und nach Europa und Ostasien zu exportieren (siehe z. B. U.S. Attorney's Office, Southern District of Florida 2024). Ob diese Tiere tatsächlich nach Europa geschickt wurden, erscheint zweifelhaft, denn es gab hier in den letzten Jahren keinerlei Hinweise auf *Kinosternon* spp. unklarer Herkunft, und die Preise für gesunde Nachzuchten und auch für adulte Tiere sind nicht so hoch, dass sich der Schmuggel rechnen würde (siehe unten).

In Ostasien dagegen sind *Kinosternon* spp. sehr gesucht (zu etwas höheren Preisen als in Europa), aber eine wirkliche Übersicht über den dortigen Markt ist kaum zu bekommen. Easter & Carter (2024) haben die LEMIS-Datenbank ausgewertet, sie geben zwischen 1999 und 2018 nur insgesamt 10 im Export beschlagnahmte Exemplare von *Kinosternon* spp. an, und auch sehr kleine Anzahlen von Tieren, die legal nach Europa exportiert wurden, während die Zahlen für den legalen Export nach Ostasien sehr viel höher lagen.

Eine neuere Auswertung des legalen, internationalen Exports aus den USA, aus der LEMIS-Datenbank in den Jahren 2020–2023 (UNEP-WCMC 2024), ergab, in diesem Zeitraum 92.581 lebende *K. baurii* überwiegend nach Ostasien exportiert worden waren, 37 % davon waren als gerannt und 29 % als Nachzuchten eingetragen worden. Für *K. flavescens* gibt es insgesamt 17.089 Exporteinträge, fast ausschließlich nach Ostasien, davon 65 % Wildfänge. *K. sonoriense* wurde nur 2015 und 2016 exportiert, insgesamt 23 lebende Tiere, davon 91 % Nachzuchten, sie gingen meist nach Ostasien, einige wenige auch nach Deutschland. Die Anzahl exportierter *K. subrubrum*, fast ausschließlich nach Ostasien, nahm ab 2020 sehr deutlich zu, insgesamt 82 % dieser Tiere waren als Wildfänge eingetragen. Für *K. hirtipes*, *K. steindachneri* und *K. stejnegeri* konnte kein Datenbankeintrag gefunden werden.

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohung stellt der Verlust der Lebensräume (Abholzung, Abbrennen zur Gewinnung von Weideland, Zersiedelung der Landschaft und Lebensraumzerschneidung durch Straßenbau, und natürlich auch die Austrocknung und/oder Verschmutzung der Gewässer)

aus. Speziell die bereits sehr seltene *Kinosternon vogti* ist durch den Bau einer Straße, die ihren kleinen verbliebenen Lebensraum durchschneidet, und durch ein geplantes Hotelprojekt (Praschag 2023) bedroht, aber auch andere Arten leiden unter ähnlichen Bauprojekten. Außerdem spielt das Absammeln zur Verwendung als Nahrungsmittel oder traditionelle Medizin, oder in geringerem Ausmaß auch für die Schmuckherstellung bzw. die lokale Heimtierhaltung, eine Rolle, und vor Allem bei den neu beschriebenen Arten trägt auch der gezielte Fang für den illegalen Handel zum Seltenwerden vieler Arten bei.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Kinosternon</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Adulte ♂♂ mit deutlich größerem Schwanz. Bei vielen Arten haben die ♂♂ Haftpolster (vergrößerte, raue Schuppen) an der Hinterseite der Hintergliedmaßen.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	Nordamerikanische Arten: mit ca. 4–7 Jahren Mexikanische-aride und tropische Arten mit ca. 5–8 Jahren.
Paarung und Eiablagestellen	Nordamerikanische Arten: Verpaarung im Herbst vor der Winterruhe oder nach Beendigung der Winterruhe im Frühjahr Mexikanisch-aride und tropische Arten: Verpaarung vor Beginn der Trockenruhe oder nach Beendigung der Trockenruhe.
Fortpflanzungs-saison	Nordamerikanische Arten: April bis Oktober, meist jedoch im Frühjahr Mexikanisch-aride Arten: Mai bis September Tropische Arten: September bis Juni.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	Nordamerikanische Arten: 1–9 Eier/ Gelege, bis zu vier Gelege/Jahr Mexikanisch-aride Arten: 1–9 Eier/Gelege, bis zu zwei Gelege/Jahr Tropische Arten: 1–9 Eier/Gelege, bis zu vier Gelege/Jahr.
Eigröße / Schlupfgröße	Nordamerikanische Arten: Eier: ca. 22–32 x 13–19 mm, Schlüpfling: ca. 20–30 mm Mexikanisch-aride Arten: Eier: ca. 25–35 x 13–19 mm, Schlüpfling: ca. 20–30 mm Tropische Arten: Eier: ca. 25–35 x 13–19 mm, Schlüpfling: ca. 20–30 mm.
Entwicklungsdauer	Nordamerikanische Arten: In der Natur 80–130 Tage Mexikanisch-aride Arten: 120–345 Tage, je nachdem ob eine embryonale Diapause eingelegt wird oder nicht Tropische Arten: 120–345 Tage, je nachdem ob eine embryonale Diapause eingelegt wird oder nicht.
Geschlechtsbestimmung	TSD Ia und TSD II.
Spermien-speicherung	Nordamerikanische Arten: ja Mexikanisch-aride Arten: vermutlich ja Tropische Arten: ja.

Haltung und Nachzucht **A–B / A–C**

Bei den *Kinosternon*-Arten lassen sich drei Artengruppen unterscheiden, die bei Haltung und Nachzucht sehr ähnliche Bedingungen stellen:

Nordamerikanische Klappschildkröten: *K. baurii*, *K. flavescens*, *K. subrubrum*, *K. steindachneri*. Einschätzung der Schwierigkeit: Haltung **A** Nachzucht **A**

Mexikanische Klappschildkröten aus ariden Gebieten: *K. alamosae*, *K. durangoense*, *K. hirtipes*, *K. sonoriense*, *K. stejnegeri*. Einschätzung der Schwierigkeit: Haltung **B** Nachzucht **C**

Tropische Klappschildkröten: *K. abaxillare*, *K. acutum*, *K. angustipons*, *K. chimalhuaca*, *K. cora*, *K. creaseri*, *K. dunni*, *K. herrerae*, *K. integrum*, *K. leucostomum*, *K. oaxacae*, *K. scorpioides*, *K. vogti*. Einschätzung der Schwierigkeit: Haltung **A** Nachzucht **C**.

Die häufigsten Arten, die in Europa gehalten und regelmäßig nachgezüchtet werden, sind *Kinosternon acutum*, *K. baurii*, *K. leucostomum*, Arten aus dem *K. scorpioides*-Artenkomplex sowie *Kinosternon integrum*. Auch alle anderen *Kinosternon*-Arten werden ebenfalls, nur nicht ganz so häufig, in menschlicher Obhut nachgezogen.

Wenn in der folgenden Tabelle die Artengruppe nicht angegeben ist, gilt die entsprechende Angabe für alle *Kinosternon* spp.

Thema	Angaben für <i>Kinosternon</i> spp.
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Nordamerikanische Arten: 2–3 Monate Winterruhe bei ca. 10 °C Mexikanisch-aride Arten: 2–3 Monate Trockenruhe Tropische Arten: Ruhezeit nicht bei allen Arten notwendig.
Haltungsansprüche	Nordamerikanische Arten: Ansprüche gering, Wassertemperatur 20–25 °C, Sonnenplatz 35–40 °C Mexikanisch-aride Arten: Hohe Temperaturen, Wasser 26–28 °C, Sonnenplatz bis 45 °C; Wichtig: mehrmonatige Ästivation Tropische Arten: Wassertemperatur 23–28 °C, Sonnenplatz bis 35–40 °C.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Unverträglich, besser nur zur Paarung zusammensetzen. Nordamerikanische und tropische Arten: ♂♂ immer einzeln halten, ♀♀ evtl. Gruppenhaltung möglich. Bei den mexikanischen Arten aus Trockengebieten sollten auch die ♀♀ grundsätzlich einzeln gehalten werden.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Gering, Jungtiere bei relativ niedrigem Wasserstand halten und Klettermöglichkeiten (Unterwasserpflanzen, Wurzeln etc.) bieten, damit sie leicht zur Wasseroberfläche gelangen können.
Lebenserwartung in Haltung	Nordamerikanische Arten: regelmäßig 50 Jahre und mehr, kein Nachlassen der Reproduktionsfähigkeit beobachtet Mexikanisch-aride Arten: Keine genauen Erfahrungswerte – langlebig Tropische Arten: Nicht von allen Arten liegen Erfahrungswerte vor, Einzeltiere verschiedener Arten aus dieser Gruppe haben in Menschenobhut > 80 Jahre gelebt.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Haltung in Zoos selten, da die Tiere sehr unauffällig und manchmal auch unverträglich mit anderen Arten sind. Nordamerikanische Arten in Privathaltung: häufig gehalten und manchmal auch gezüchtet – wegen der langen Inkubationszeit wird die Zucht aber nicht immer angestrebt. <i>K. baurii</i> ist seit 1991 regelmäßig in der Nachzuchtstatistik der AG Schildkröten vertreten. In der Nachzuchtstatistik der NBSV sind bis 2020 477 Jungtiere dieser Art enthalten, von <i>K. flavescens</i> 45, <i>K. subrubrum</i> 146 und von <i>K. steindachneri</i> 4.

	Mexikanisch-aride und tropische Arten: Die meisten Arten werden eher selten gehalten, aber dann oft auch gezielt nachgezogen. Die Arten <i>K. acutum</i>, <i>K. leucostomum</i> und die Arten aus dem <i>K. scorpioides</i>-Artenkomplex werden häufig gehalten und gezüchtet: <i>K. acutum</i> taucht seit 1990 regelmäßig in der Nachzuchtstatistik der AG Schildkröten auf, wobei immer neue Züchter hinzukamen. In der Nachzuchtstatistik der NBSV sind bis 2020 enthalten: <i>K. acutum</i> 40 Jungtiere, <i>K. cruentatum</i> 127, <i>K. leucostomum</i> 89, <i>K. scorpioides</i> 58, und <i>K. sonoriense</i> wurde dort 2022 zum ersten Mal gezüchtet, 6 Jungtiere sind geschlüpft. Für andere europäische Länder liegen keine Nachzuchtstatistiken vor, es gibt aber einen regen Austausch zwischen den Züchtern in verschiedenen Ländern. Von besonderem Interesse sind die Angaben für die beiden Arten, die direkt auf CITES Appendix I gesetzt wurden: Während von <i>K. vogti</i> vor dem Import für den Zuchtversuch nur ein ♂ bekannt war, das etwa zehn Jahre in Europa lebte, bevor es nach Ostasien abgegeben wurde, lebten ab ca. 1980 mehrere Exemplare von <i>K. cora</i> (unter verschiedenen Phantasienamen) in Europa, die allerdings zunächst nur sehr selten nachgezogen wurden, weil die Bedingungen für die erfolgreiche Inkubation noch nicht bekannt waren. Erst ab ca. 2020, als die Art wissenschaftlich beschrieben wurde und damit auch der genaue Herkunftsort bekannt war, gelang die Nachzucht regelmäßiger.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Nordamerikanische und tropische Arten: Einfach, ggfs. Diapause erforderlich Mexikanisch-aride Arten aus Trockengebieten: Schwierig durch ausgeprägte Diapause des Embryos und oft anschließende Ästivation im Ei, d. h. während der Inkubation ist die benötigte Substrat- bzw. Luftfeuchtigkeit nicht konstant.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Gering.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Nordamerikanische Arten: ja, häufig. Mexikanisch-aride Arten aus Trockengebieten und tropische Arten: Meist unbekannt, für einige <i>K. hirtipes</i>-Unterarten jedoch bereits publiziert. Aufgrund häufiger taxonomischer Änderungen anhand der älteren Publikationen ist vor Allem die publizierte bzw. überlieferte Nachzucht über mehrere Generationen für die tropischen Arten nicht immer eindeutig einer heute gültigen Art zuzuordnen.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Nordamerikanische Arten: Wenige kommerzielle Züchter, z. B. in Alabama Mexikanisch-aride Arten aus Trockengebieten: Einige wenige registrierte Zuchtbetriebe in Mexiko Tropische Arten: Für einige Arten in den Herkunftsländern.
Befragungen	Für fast alle Arten konnten mehrere erfahrene Privatzüchter in ganz Europa befragt werden, für <i>K. vogti</i> nur ein ebenfalls erfahrener Privatzüchter in der EU. Außerdem haben einige Privatpersonen mit langjähriger Haltungserfahrung, die jedoch keine Zuchtgruppen zusammenstellen konnten, zu dieser Informationssammlung beigetragen. Zusätzliche Angaben stammen aus Diskussionen in den Arbeitskreisen und aus der Literatur (siehe unten). Viele <i>Kinosternon</i>-Arten werden offensichtlich auch in China in großer Zahl und in verschiedenen Farbmorphen gezüchtet, aber die Züchter konnten nicht persönlich über Facebook kontaktiert werden. .

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Acuña-Mesén, R.A. (1993): Las tortugas continentales de Costa Rica. San José, Costa Rica (Editorial ICER): 58 pp.
- Acuña-Mesén, R.A. (1994): Conservación y ecología de las tortugas terrestres, semiacuáticas y acuáticas (de agua dulce y marinas) de Costa Rica. San José, Costa Rica (Universidad Estatal a Distancia): 52 pp.
- Agassiz, L. (1857): *Plathyra flavescens*. P. 430, Pl. 5, fig.12-15. In: Agassiz, L.: Contributions to the Natural History of the United States of America. First Monograph. Vol. I. Part I. Essay on Classification. Part II. North American Testudinata. Boston (Little, Brown and Co., Vol. I): 1-452.
- Aguirre-Leon, G. & O. Aquino-Cruz (2004): Hábitos alimentarios de *Kinosternon herrerae* Stejneger, 1925 (Testudines: Kinosternidae) en el centro de Veracruz, México. Acta Zoológica Mexicana 20(3): 83-98.
- Anderson, N.J. & B.D. Horne (2009): Observations on the Nesting Ecology of the Mississippi Mud Turtle, *Kinosternon subrubrum hippocrepis* Gray. Southeastern Naturalist 8(3): 563-565.
- Andrade, P.C.M. (2008): Criação e Manejo de Quelônios no Amazonas. Seminário de Criação e Manejo de Quelônios da Amazônia Ocidental. Manaus/AM (ProVárzea/FAPEAM/SDS): 117 pp.
- Andrade, P.C.M. (2015): Projeto Pé-de-pincha: Conservação e Manejo de Quelônios. Manual para Gestores Ambientais. Manaus/AM (Fundação de Apoio Institucional Rio Solimões (UNISOL)/ Universidade Federal do Amazonas (UFAM)) 152 pp.
- Antonio Guzmán, J.A. (2016): El tráfico ilegal de fauna silvestre en la Ciudad de México. Ciudad de México (Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Unidad Casco): 105 pp.
- Aparicio, Á., I. Enríquez Mercado, A. Montiel Ugalde, E. Gaona-Murillo, T. Butterfield & R. Macip-Ríos (2018): Ecological Observations of the Mexican Mud Turtle (*Kinosternon integrum*) in the Pátzcuaro Basin, Michoacán, México. Chelonian Conservation & Biology 17(2): 284-290.
- Araújo, J.C. (2014): Produção e nutrição de Muçuãs (*Kinosternon scorpioides*) em cativeiro: estudos preliminares para o desenvolvimento de um sistema zootécnico. Lavras (Universidade Federal de Lavras) 195 pp.
- Arias-Balderas, S.F., O. Ramírez-Icaza & G. Esquivel-Pineda (2021): Use of the turtles *Kinosternon integrum* (Le Conte, 1854) and *Kinosternon hirtipes* (Wagler, 1830) in two arid communities in the state of Hidalgo, México. Arido-Ciencia 6(2): 21-22.
- Arias-Ortega, J., F. Bonilla Murillo & M. Sasa, M. (2016): Desarrollo de la herpetocultura en Costa Rica: Situación actual de herpetarios y manejo ex situ de reptiles y anfibios. Revista de Ciencias Ambientales 50(1): 1-23.
- Artner, H. (2004): Beobachtungen in freier Wildbahn und bei der Pflege und Nachzucht der Yukatan-Klappschildkröte *Kinosternon creaseri* Hartweg, 1934. Emys 11(3): 4-22.
- Artner, H. (2006): Erstnachzucht der Oaxaca-Klappschildkröte *Kinosternon oaxacae* Berry & Iverson, 1980 unter Berücksichtigung von Erkenntnissen aus Beobachtungen im natürlichen Biotop. Emys 13(2): 4-17.
- Artner, H. (2009): First breeding of Herrera's Mud turtle *Kinosternon herrerae* Stejneger, 1925. Implementing results of observations in its natural habitat in San Luis Potosí and Veracruz, Mexico. Emys 16(1): 4-18.
- Bakowskie, R. (2010): Über eineiige Zwillinge bei der Dreistreifen Klappschildkröte *Kinosternon baurii*. Sacalia 8(1): 25-29.
- Bakowskie, R. & C.D. May (2018): Bemerkungen zu verschiedenen Lokal-Formen der Dreistreifenklappschildkröte (*Kinosternon baurii*) in Florida. Radiata 27(1): 27-36.

- Barkalow, F.S. (1948): Notes on the Breeding Habits of the Turtle *Kinosternon s. subrubrum*. Copeia 1948(2): 130.
- Bartels, H.-J. (1994): Verbesserte Methoden der mikrobiologischen Wasserreinigung für die Haltung von Wasserschildkröten. Salamandra 30(1): 33-42.
- Bartels, H.-J. (1999): Vergleich von Kreislaufanlagen für Nutzfische und von Gesellschaftsaquarien der Süßwasseraquaristik mit einer Kreislaufanlage für Wasserschildkröten. Salamandra 35(2): 97-112.
- Basho, A.Y. & F.B. Molina (2000): „Ex-situ“ conservation of neotropical chelonians: IV. Reproductive biology of the Scorpion mud-turtle, *Kinosternon scorpioides scorpioides* (Reptilia, Testudines, Kinosternidae). Arquivos do Instituto Biológico 67(2): 67.
- Baur, G. (1925): „*Kinosternon abaxillare*“. P. 462. In: Stejneger, L.: New species and subspecies of American turtles. Journal of the Washington Academy of Science 15: 462-463.
- Baur, M. & T. Friz (2009): Physiologie der Ruhephasen bei Reptilien, insbesondere Schildkröten. Teil 1: Winterruhe (Hibernation) – eine Literaturübersicht. Marginata 6(4): 48-56.
- Baur, M. & T. Friz (2010): Physiologie von Ruhephasen bei Reptilien, insbesondere Schildkröten. Teil 2: Trockenruhe (Aestivation) – eine Literaturübersicht. Marginata 7(2): 46-53.
- Berriozabal-Islas, C.S., A. Ramírez-Bautista, A.I. Nava-Jiménez, M. Rojas-Domínguez, E. Reyes-Grajales & J.A. Loc-Barragán (2023): Ni conocidas, ni carismáticas: estado de conservación de las tortugas del género *Kinosternon* (Spix, 1824) (Testudines: Kinosternidae) y sus factores de amenaza [Neither known nor charismatic: conservation status of the tortoises of the genus *Kinosternon* (Spix, 1824) (Testudines: Kinosternidae) and their threat factors]. Cuadernos de Biodiversidad 64: 6-18.
- Berry, J.F. (1978): Variation and systematics in the *Kinosternon scorpioides* and *K. leucostomum* complexes (Reptilia: Testudines: Kinosternidae) of Mexico and Central America. Salt Lake City (University of Utah): 319 pp.
- Berry, J.F. & J.B. Iverson (1980a): A new species of mud turtle, genus *Kinosternon*, from Oaxaca, Mexico. Journal of Herpetology 14(4): 313-320.
- Berry, J.F. & J.B. Iverson (1980b): *Kinosternon herrerae* Stejneger, Herrera's mud turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 239: 1-2.
- Berry, J.F. & J.B. Iverson (2001a): *Kinosternon leucostomum* (Duméril & Bibron) White-lipped Mud Turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 724: 1-8.
- Berry, J.F. & J.B. Iverson (2001b): *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus) Scorpion Mud Turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 725: 1-11.
- Berry, J.F. & J.B. Iverson (2011): *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus 1766) – Scorpion Mud Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(63): 1-8.
- Berry, J.F. & J.M. Legler (1980): A new species of mud turtle (genus *Kinosternon*) from Northwestern Mexico. Contributions in Science, Natural History Museum Los Angeles County 325: 1-12.
- Berry, J.F., M.E. Seidel & J.B. Iverson (1997): A new species of Mud turtle (Genus *Kinosternon*) from Jalisco and Colima, Mexico, with notes on its natural history. Chelonian Conservation & Biology 2(3): 329-337.
- Blanck, T. & P. Praschag (2024): Ein Projekt zur Erhaltung der Vallarta-Schlammschildkröte (*Kinosternon vogti*) – Ein Wettrennen ums Überleben der kleinsten Schildkröte der Welt. Radiata 33(3): 4-9.
- Böhm, S. & R. Nixon (2017): Vorstellung verschiedener Lebensräume der Sonora-Schlammschildkröte (*Kinosternon sonoriense*) und Fund eines flavistischen Exemplars. Sacalia 15(2): 18-34.

- Bonnaterre, P.J. (1789): La tortue rougeâtre, *Testudo subrubra*. In: Bonaterre, P.J.: Tableau Encyclopédique et Méthodique des Trois Règnes de la Nature. Erpétologie. Paris: Panckoucke, Hôtel de Thou, 70 pp.
- Boonstra, J. (2021): *Kinosternon subrubrum* spp. Richtlijnen huisvesting en verzorging. Reeuwijk, NL (Nederlands-Belgische Schildpadden-Vereiniging): 6 pp.
- Bour, R. (2004): Holotype descriptions: *Kinosternon cruentatum* Duméril & Bibron, 1851. *Emys* 11(3): 32-34.
- Braga, B., C. Leal, V. Oliveira-Bahia, M.A. Ferreira, J.R.F. Marques & D.A.A. Guimarães (2024): Characteristics of *Kinosternon scorpioides* turtle embryos through egg candling. *Theriogenology Wild* 4: 100094.
- Brelaz de Oliveira, A., J.R. Garcez & P.C.M Andrade (2021): Boas práticas na criação de quelônios Amazônicos. Manaus (Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Amazonas -IFAM): 25 pp.
- Briceño Zea, J.S. (2022): ¿Son *Kinosternon scorpioides* y *Kinosternon leucostomum* (Testudines: Kinosternidae) complejos de especies? Evaluación usando marcadores mitocondriales y nucleares y un amplio muestreo geográfico. Bogotá (Universidad Nacional de Colombia): 109 pp.
- Buchert, P. & H. Tippmann (1999): Zusammenfassung des Schildkröten-Workshops vom 9./10.9.1999 in München. *Radiata* 8(3): 26-30.
- Buhlmann, K.A. & J.W. Gibbons (2001): Terrestrial habitat use by aquatic turtles from a seasonally fluctuating wetland: Implications for wetland conservation boundaries. *Chelonian Conservation & Biology* 41(1): 115-127.
- Buhlmann, K.A., T. Tuberville & J.W. Gibbons (2008): *Turtles of the Southeast*. Athens, Georgia (University of Georgia Press): 264 pp.
- Burke, V.J., J.W. Gibbons & J.L. Greene (1994): Prolonged Nesting Forays by Common Mud Turtles (*Kinosternon subrubrum*). *American Midland Naturalist* 131(1): 190-195.
- Buskirk, J.R. (2007): *Kinosternon scorpioides* (Scorpion mud turtle). *Behavior. Herpetological Review* 38(3): 332.
- Butterfield, T., M. Olson, D. Beck & R. Macip-Ríos (2020): Morphology, Performance, and Ecology of Three Sympatric Turtles in a Tropical Dry Forest. *Copeia* 108(4): 957-966.
- Caballero, S., J.G. Martínez, M.A. Morales-Betancourt, N. Bolaños & C.A. Lasso (2022): Genomic analyses of the scorpion mud turtle (*Kinosternon scorpioides*) (Linnaeus, 1766) in insular and continental Colombia: Evidence for multiple conservation and taxonomic units. *Frontiers in Conservation Science* 3: 938040.
- Cabrera, M.R. & S.E. Colantonio (1997): Taxonomic revision of the South American subspecies of the turtle *Kinosternon scorpioides*. *Journal of Herpetology* 31(4): 507-513.
- Canseco Márquez, L. & C.G. Ramírez González (2022): Reptiles: actualización taxonómica, endemismos y conservación. La biodiversidad en Oaxaca. Estudio de Estado. Ciudad de México (CONABIO – Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad) 3: 225-239.
- Cantú, J.C. & M.E. Sánchez (2024): Illegal Wildlife Trade in Mexico from 2014-2023. *Bosques de las Lomas México* (Teyeliz A.C.): 55 pp.
- Carr, J.L. & R.B. Mast (1988): Natural history observations of *Kinosternon herrerae* (Testudines: Kinosternidae). *Trianea* 1: 87-97.

- Carrillo, E., S. Aldás, M. Altamirano, F. Ayala, D. Cisneros, A. Endara, C. Márquez, M. Morales, F. Nogales, P. Salvador, M.L. Torres, J. Valencia, F. Villamarín, M. Yáñez & P. Zárate (2005): Lista Roja de los Reptiles del Ecuador. Serie Proyecto PEEPE. Quito (Fundación Novum Milenium, UICN-Sur, UICN-Comité Ecuatoriano, Ministerio de Educación y Cultura): 53 pp.
- Carrillo Lázaro, E. (2018): Propuesta de una guía de requerimientos legales para el establecimiento de las unidades de manejo para la conservación de vida silvestre (Uma's) en el estado de Tabasco. Villahermosa, Tabasco, México (Universidad Juárez Autónoma de Tabasco): 67 pp.
- Cassano, M.J. & L. Alcalde (2022): Diet and Habitat of the Scorpion Mud Turtle (*Kinosternon scorpioides scorpioides*) in the Southern Limit of the Species' Distribution (Argentina) Chelonian Conservation & Biology 21(2): 232-245.
- Castañeda, F.E. & J.M. Mora (2015): *Kinosternon leucostomum*. Sexual Dimorphism. Mesoamerican Herpetology 2(2): 204-205.
- Castillo Centeno, V.E. (1986): Factores ecológicos y de mercado de la reproducción de *Rhinoclemmys pulcherrima* y *Kinosternon scorpioides* (Testudines: Emydidae y Kinosternidae) en Costa Rica. San José, C.R. (Universidad de Costa Rica): 182 pp.
- Castro, A.B. (2006): Biología reprodutiva e crescimento do muçua *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus, 1776) em cativeiro. Belém (Universidade Federal do Pará): 100 pp.
- Chaves, E.P., N.R.C. Aragão, N.M. Piorski, C.P.A. Souza, A.M. Medeiros, L.P. F.A. Chaves, L. Tchaicka & A.L. Sousa (2022): Sexual dimorphism in *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus, 1766) from the Brazilian Amazon. Brazilian Journal of Biology 82(3): e264358.
- Chaves, G., F. Bolaños, J.E. Rodríguez & Y. Matamoros (2014): Actualización de las Listas Rojas Nacionales de Costa Rica. Anfibios y reptiles – Utilizando los lineamientos de las Listas Rojas de la UICN. San José, Costa Rica (Conservation Breeding Specialist Group SSC/IUCN)/CBSG Mesoamerica): 51 pp.
- Chaves, L.P.F.A., D.C. Viana, L. Tchaika, J.M.A. Caldas, A.C.A. Neto, M.A. Miglino & A.L. Sousa (2020): Stages of Embryonic Development of the Amazonian turtle *Kinosternon scorpioides* (Testudines, Kinosternidae). 17 September 2020, Preprint (Version 1). Researchsquare <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-65583/v1> (Letzter Zugriff: 24.01.2024).
- Christiansen, J.L. J.A. Cooper & J.W. Bickham (1984): Reproduction of *Kinosternon flavescens* (Kinosternidae) in Iowa. Southwestern Naturalist 29(3): 349-351.
- Christiansen, J.L., D.R. Davis, E.R. Jacobson & T.J. LaDuc (2020): Carapacial Shell Disease Process Revealed by a Long-term Field Study of the Yellow Mud Turtle, *Kinosternon flavescens*, in Texas. Journal of Herpetology 54(1): 1-8.
- CITES (2022): CoP19 Prop 29. Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Include *Kinosternon cora* and *K. vogti* in Appendix I and all other species of *Kinosternon* spp. in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 29: 29 pp.
- Colodner, D., K. Franklin, C. Ivanyi, J.F. Wiens & S. Poulin (2022): Why Partner with a Zoo or Garden? Selected Lessons from Seventy Years of Regional Conservation Partnerships at the Arizona-Sonora Desert Museum. Journal of Zoological and Botanical Gardens 2022(3): 725-737.
- CONABIO (2023): La tortuga casquito de Puerto Vallarta, endémica de México, en peligro de extinción. Boletín de Prensa 16 de agosto de 2023.
- Conant, R. & J.F. Berry (1978): Turtles of the family Kinosternidae in the southwestern United States and adjacent Mexico; identification and distribution. American Museum Novitates 2642: 1-18.
- CONAP (2021): Listado de Especies Amenazadas de Guatemala, Resolución 04-09-2021. Consejo Nacional de Áreas Protegidas. <https://snib.conap.gob.gt/listas/speciesListItem/list/drt1626198970193> (Letzter Zugriff: 24.01.2024)

- Coote, J. (1978): Captive husbandry and reproduction facilities for the Three Striped Mud Terrapin – *Kinosternon baurii baurii*. BCG Testudo 1(1): 17-19.
- Coote, J. (1990): The three-striped mud turtle and its captive reproduction. SWHS-J. 1990, 4-10.
- Costa, J.S., L.C. Marques, A.S. Matos, C.S. Silva, M.R. Figueiró, R.L. Sales, E.S. Filho, D.A.A. Guimarães & J.R.F. Marques (2017): Características produtivas de *Kinosternon scorpioides* nas fases de acasalamento, postura e eclosão, criados em cativeiro na Amazônia [Productive characteristics of *Kinosternon scorpioides*, during copulation, ovarian activity, and hatching phases, in captivity in Amazon]. Archivos de Zootecnia 66(255): 387-394.
- Cruz Merlo, M., E. Gaona Murillo & R. Macip Ríos (2022): Population ecology of the rough-footed mud turtle (*Kinosternon hirtipes*) in a high-altitude locality in Michoacán, México. Revista Latinoamericana de Herpetología 5(2): 112-122.
- Cunha, O.R. (1970): Uma nova subespécie de Quelônio, *Kinosternon scorpioides carajasensis* da Serra dos Carajás, Pará (Testudinata – Kinosternidae). Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Nova Série Zoologia 73: 1-12.
- Cupul-Magaña, F.G. & A. Rubio-Delgado (2003): Distribución de dos especies de tortugas dulceaquícolas, *Kinosternon chimalhuaca* y *Chelydra serpentina* (Testudines) en Puerto Vallarta, Jalisco, México. Boletín de la Sociedad Herpetológica Mexicana 11(2): 49-50.
- Cupul-Magaña, F.G., A.H. Escobedo-Galván & M.A. López-Luna (2020): *Kinosternon integrum* (Kinosternidae). Revista Latinoamericana de Herpetología 3(1): 124-125.
- Cupul-Magaña, F.G., T. Butterfield, T. Gregory, J.B. Iverson, R. Macip-Ríos & M.A. López-Luna (2022). *Kinosternon vogti*, Vallarta Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2022: e.T215164369A215164374.
- Cupul-Magaña, F.G., N.E. López-González, I.K. Barraza-Soltero, T. Blanck, P. Praschag, S. DiRuzzo, T.G. Butterfield & A.H. Escobedo-Galván (2023): Snake shed skin consumed by *Kinosternon vogti*: a case of interspecific keratophagy. Herpetozoa 36: 259-262.
- Dathe, F. (1998): Die Haltung von Schlammschildkröten, Kinosternidae, im Tierpark Berlin-Friedrichsfelde von 1956 bis 1998. Milu 9: 526-532.
- Davis, D.R., P.S. Robinon & T.J. Laduc (2021): *Kinosternon flavescens* (Yellow Mud Turtle). Reproduction. Herpetological Review 52(2): 391-392.
- De Cristo, S.S., P.C. Baía Júnior, J.S. da Silva, J.R.F. Marques & D.A.A. Guimarães (2017): The trade of *Kinosternon scorpioides* on Marajó island, Brazilian Amazon: from hunting to consumption. Herpetological Journal 27(4) 361-367.
- Deeming, D.C. & M.W.J. Ferguson (eds.) (1991): Egg incubation: its effects on embryonic development in birds and reptiles. Cambridge (Cambridge University Press): 448 pp.
- Díaz García, J.M. & J.R. Luna (2021): *Kinosternon herrerae* (Kinosternidae). Revista Latinoamericana de Herpetología 4(1): 219-220.
- Dikeman, H., S. Richardson, C. Crawford, D. Duncan & E. Fernandez (2017): Species Status Assessment Report for the Sonoyta Mud Turtle. Albuquerque, NM (The U. S. Fish and Wildlife Service. Version 2.0): 135 pp.
- Dodd, C.K. (1983): A review of the status of the Illinois mud turtle *Kinosternon flavescens spooneri* Smith. Biological Conservation 27(2): 141-156.
- Drews, J.-C. (1982): Beitrag zur Pflege einiger Kinosternonarten. Elaphe 4(2): 17-19.
- Dürigen, B. (1891): Sumpfschildkröten im Terrarium. Blätter für Aquarien- und Terrarienkunde 2: 64–66; 146-149; 155-156.

- Duméril, A.M.C. & G. Bibron (1851a): *Cinosternon cruentatum*, C. ensanglanté. Pp. 16-17. In: Duméril, A.M.C. & A.H.A. Duméril: Catalogue Methodique de la Collection des Reptiles (Museum d'Histoire Naturelle de Paris). Paris (Gide and Baudry): 224 pp.
- Duméril, A.M.C. & G. Bibron (1851b): *Cinosternon leucostomum*, C. à bouche blanche. P. 17. In: Duméril, A.M.C. & A.H.A. Duméril: Catalogue Methodique de la Collection des Reptiles (Museum d'Histoire Naturelle de Paris). Paris (Gide and Baudry): 224 pp.
- Duméril, A.H.A. & M.F. Bocourt (1870): *Cinosternon albogulare* n. sp. Pp. 24-25. In: Duméril, A.H.A. & M.F. Bocourt: Observations sur les reptiles et les batraciens de la Region Centrale de l'Amerique. Classe des reptiles. Ordre des chéloniens. In: Duméril, A., Bocourt, M-F., and Mocquard, F. Mission Scientifique au Mexique et dans l'Amerique Centrale. Recherches Zoologiques. Troisième Partie, Première Section. Etude sur les Reptiles. Paris (Imprimerie Impériale): 1-32.
- Easter, T. & N. Carter (2024): Analysis of 20 years of turtle exports from the US reveals mixed effects of CITES and a need for better monitoring. *Conservation Science and Practice* 6(4): e13092.
- Einem, G.E. (1956): Certain aspects of the natural history of the mudturtle, *Kinosternon baurii*. *Copeia* 1956(3): 186-188.
- Ernst, C.H. (1974): *Kinosternon baurii* (Garman). Striped Mud turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 161: 1-2.
- Ernst, C.H., R.W. Barbour, E.M. Ernst & J.R. Butler (1973): Subspecific Variation and Intergradation in Florida *Kinosternon subrubrum*. *Herpetologica* 30(3): 317-320.
- Ernst, C.H., T.R. Creque & T.A. Hansknecht (2001): *Kinosternon subrubrum* (Eastern mud turtle). Early nesting. *Herpetological Review* 32(2): 103-104.
- Ernst, Carl H. & Jeffrey Lovich (2009): *Turtles of the United States and Canada*. Baltimore, Maryland (John Hopkins University Press): 827 pp.
- Ewert, M.A. (2005): *Kinosternon baurii* (Striped Mud Turtle). Size and reproduction. *Herpetological Review* 36(4): 442.
- Ewert, M.A. & C.E. Nelson (1991): Sex determination in turtles: Patterns and some possible adaptive values. *Copeia* 1991(1): 50-69.
- Ewert, M.A. & D.S. Wilson (1996): Seasonal variation of embryonic diapause in the Striped Mud turtle (*Kinosternon baurii*) and general considerations for conservation planning. *Chelonian Conservation & Biology* 2(1): 43-54.
- Farkas, B. & L. Sasvari (1993): Hybriden zwischen *Kinosternon baurii* und *K. subrubrum hippocrepis*. *Salamandra* 29(2): 140-142.
- Felbab-Brown, W. (2022): *China-linked Wildlife Poaching and Trafficking in Mexico*. Washington (Foreign Policy, The Brookings Institution): 50 pp.
- Ferreira, L.K.S, D.A.S. Cunha, S.L. Mesquita, A.V. Coelho, E.C.F. Junior, E.C.B. dos Santos & A.L. de Sousa (2020): Food management of jurará (*Kinosternon scorpioides* Linnaeus, 1766) in intensive system. *Research, Society and Development* 9(8): e976986849.
- Ferreira, P.F.G., E.S. Filho, L.C. Marques, R.P. Leal & J.R.F. Marquesa (2024): Scorpion mud turtle breeding in the Amazon: zootechnical and environmental activity for the species conservation. *Herpetological Journal* 34(4): 256-265.
- Flores-Villela, O.A. (1980): *Contribución al conocimiento de los anfibios y reptiles de importancia económica*. Mexico City (Universidad Nacional Autonoma de Mexico): 278 pp.

- Forero-Medina, G. & O.V. Castaño-Mora (2011): *Kinosternon scorpioides albogulare* (Duméril & Bocourt 1870) – White-Throated Mud Turtle, Swanka Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(64): 1-5.
- Forero-Medina, G., J.B. Iverson, J.L. Carr, O.V. Castaño-Mora, C.A. Galvis-Rizo & L.E. Rentería-Moreno (2012): *Kinosternon dunni* (Schmidt 1947). In: Páez, V.P., M.A. Morales-Betancourt, C.A. Lasso, O.V. Castaño-Mora & B.C. Bock (eds.): Biología y conservación de las tortugas continentales de Colombia. Bogotá, D.C. (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH) V): 327-331.
- Forero-Medina, G., J.B. Iverson, J.L. Carr, O.V. Castaño-Mora, C.A. Galvis-Rizo & L.E. Rentería-Moreno (2015): Tortuga cabeza de trozo – *Kinosternon dunni* (Schmidt, 1947). In: Morales-Betancourt, M.A., C.A. Lasso, V.P. Páez & B.C. Bock (eds.): Libro Rojo de Reptiles de Colombia. Bogotá, Colombia (Instituto de Investigación de los Recursos Biológicos Alexander von Humboldt): 180-182.
- Forero-Medina, G., V.P. Páez, M.F. Garcés-Restrepo, J.L. Carr, A. Giraldo & M. Vargas-Ramírez (2020): Research and Conservation Priorities for Tortoises and Freshwater Turtles of Colombia. Tropical Conservation Science 9(4). <https://doi.org/10.1177/1940082916673708> (Letzter Zugriff: 26.01.2024).
- Fretey, J. (1976): Reproduction de *Kinosternon scorpioides scorpioides* (Linn.). Bulletin de la Société Zoologique de France 101: 732-733.
- Friedel, R. (1973): Provozierter Frühschlupf bei Schildkröten als rationelle Zuchtmethode. Aquarien-Terrarien 20: 376-377.
- Fritz, C. (2014): Die ideale Zwergschildkröte *Kinosternon baurii*. Aqualog News 111: 22-25.
- Fritz, P. (2007): Haltung und Nachzucht der Weißmaulklappschildkröte *Kinosternon leucostomum* Duméril, Bibron & Duméril, 1851. Sauria 29(3): 5-12.
- Fritz, U. (1995): Schildkröten-Hybriden. 2. Halsberger-Schildkröten (Cryptodira). Herpetofauna 17(95): 19-34.
- Fritz, U. & P. Havaš (2007): Checklist of chelonians of the world. Vertebrate Zoology 57(2): 149-368.
- Frost, D., G. Hammerson & H. Gadsden (2007): *Kinosternon alamosae*, Alamos Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T63665A97379006.
- Frost, D., G. Hammerson & H. Gadsden (2007): *Kinosternon arizonense*, Arizona Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T63666A97379712.
- Gad, J. (1993): Untersuchungen zur Deckungswahl (Sichtschutz) der Schildkröten *Kinosternon sub-rubrum* und *Sternotherus odoratus*. Salamandra 29(1): 1-5.
- Garman, S. (1891): On a tortoise found in Florida and Cuba, *Cinosternum baurii*. Bulletin of the Essex Institute 23: 141-144.
- Garrido, J.R., T. Butterfield, A.G. Scoville, R. Macip-Ríos & D.D. Beck (2021): Comparing Semi-Urban and Forest Populations of the Jalisco Mud Turtle (*Kinosternon chimalhuaca*). Herpetological Review 52(4): 725-729.
- Géczy, C., M. Marosán, M. Hoitsy, Á. Zsizsz & Z. Orosi (2017): Diagnostic and therapeutic experiences with wild caught red-cheeked mud turtles (*Kinosternon cruentatum*). Magyar Allatorvosok Lapja 139(7): 405-409.
- Geissel, U. (2004): Das Ökosystem im Schildkröten-Aquarium. Emys 11(4): 19-33.
- Gibbons, J.W., J.L. Greene & K.K. Patterson (1982): Variation in reproductive characteristics of aquatic turtles. Copeia 1982(4): 776-784.

- Ginal, P., J. Stahlberg, A. Rauhaus, P. Wagner, D. Rödder & T. Ziegler (2023): Threatened turtles and tortoises (Testudines) in zoos: A ZIMS database analysis for improved One Plan Approach to Conservation actions. *Salamandra* 59(3): 262-274.
- Giraldo, A., M.F. Garcés-Restrepo & J.L. Carr (2012): *Kinosternon leucostomum* (Duméril & Bibron). Biología y conservación de las tortugas continentales de Colombia. In: Páez, V.P., M.A. Morales-Betancourt, C.A. Lasso, O.V. Castaño-Mora & B.C. Bock (eds.): Biología y conservación de las tortugas continentales de Colombia. Bogotá, D.C. (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH) V): 332-339.
- Giraldo, A., M.F. Garcés Restrepo & J.L. Carr (2013): *Kinosternon leucostomum* (Duméril & Bibron en Duméril & Duméril 1851). Tapaculo, Culitapa. Catálogo de anfibios y reptiles de Colombia 1(1): 45-49.
- Gist, D.H. & J.M. Jones (1989): Storage of sperm in the oviducts of turtles. *Journal of Morphology* 199(3): 379-384.
- Glaser, A.M. (2004): Die Dreistreifen-Klappschildkröte (*Kinosternon baurii*), eine Schildkröte für kleine Aquarien? *Reptilia* 9(3): 56-64.
- Gomez-Alvarez, G., M. Ruiz-Boites, O. Hernandez Ordonez & M. Garza-Castro (2016): Anfibios y reptiles comercializados como animales de compañía y ornato, y algunas consideraciones para su conservación. In: Gutiérrez-Mayén, M.G., A. Ramírez-Bautista & E. Pineda-Arredondo (eds.): Ecología y Conservación de Anfibios y Reptiles de México. Ciudad de México (Sociedad Herpetológica Mexicana): 375-392.
- González-Porter, G.P. (2011): Manejo y crianza de tortugas en cautiverio: manual de capacitación. Mexico (SEMARNAT, Dirección General de Vida Silvestre): 42 pp.
- Goode, J.M. (1994): Reproduction in Neotropical musk and mud turtles (*Staurotypus triporcatus*, *S. salvinii*, and *Kinosternon scorpioides*). Pp. 275-296. In: Murphy, J.B., K. Adler & J.T. Collins (eds.): Captive Management and Conservation of Amphibians and Reptiles. Ithaca (SSAR Contributions in Herpetology): 408 pp.
- Grageda Garcia, M.A. (2023): Conservation Status and Human Impacts on Two Endangered Subspecies in the Pinacate Biosphere Reserve in Sonora, Mexico: The Sonoran Pronghorn (*Antilocapra americana sonoriensis*) and the Sonoyta Mud Turtle (*Kinosternon sonoriense longifemorale*). Tucson AZ (University of Arizona): 159 pp.
- Gray, J.E. (1831): *Kinosternon scorpioides acuta*. Pp. 34-35, Tab. 7. in: Gray, J.E.: Synopsis Reptilium; or Short Descriptions of the Species of Reptiles. Part I. – Cataphracts. Tortoises, Crocodiles, and Enaliosaurians. London (Treuttel, Wurz, and Co.): 85 pp.
- Grychta, U. (1996): Haltung und Nachzucht der Mexiko-Klappschildkröte *Kinosternon integrum* Leconte, 1854. *Sauria* 18(3): 13-15.
- Guimarães, C.D.O., A.S.L. da Silva, J.C. Araújo & M.D.C. Palha (2016): Afecções traumáticas em muçuãs (*Kinosternon scorpioides*) mantidos em cativeiro [Traumatic affections in scorpion mud turtle (*Kinosternon scorpioides*) kept in captivity]. *Publicações em Medicina Veterinária e Zootecnia* 10(1): 21-28.
- Guimarães, C.D.O., A.S.L. da Silva, J.C. Araújo & M.D.C. Palha (2017): Incubação de ovos e desenvolvimento pós-natal de *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus, 1766) (Testudines, Kinosternidae) cativos [Egg incubation and postnatal development of *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus, 1766) (Testudines, Kinosternidae) captive]. *Pubvet* 11(12): 1188-1297.
- Hartweg, N. (1934): Description of a new kinosternid from Yucatan. *Occasional Papers of the Museum of Zoology, University of Michigan* 277: 1-2.

- Hartweg, N. (1938): *Kinosternon flavescens stejnegeri*, a new turtle from northern Mexico. Occasional Papers of the Museum of Zoology, University of Michigan 371: 1-5.
- Hedrick, A. & J.B. Iverson (2017): *Kinosternon flavescens* (Yellow Mud turtle). Female growth and longevity. Herpetological Review 48(1): 178-179.
- Heiz, B. (2024): Vallarta-Schlammschildkröte. Testudo (SIGS) 33(1): 4-13.
- Hennig, A.S. (2004): Haltung von Wasserschildkröten. Münster (Natur und Tier Verlag): 128 pp.
- Hennig, A.S. (2012): Aquaterrarien. Beispiele aus der Praxis. Terraria 7(1): 32-34.
- Hennig, A.S. (2018): Ernährung von Schlammschildkröten in der Natur. Marginata 15(2): 16-33.
- Hennig, A.S. (2018): Lebendfutter für Schlamm- und andere Wasserschildkröten – selbst gefangen, selbst gezüchtet, selbst gekauft. Marginata 15(2): 34-39.
- Hennig, A.S. (2019): *Kinosternon leucostomum leucostomum* Duméril & Bibron in Duméril & Duméril 1851. Nördliche Weißmaul-Klappschildkröte. Marginata 16(3): 57-60.
- Hennig, A.S. (2020): *Kinosternon subrubrum hippocrepis* Gray, 1856, Hufeisen-Klappschildkröte, Mississippi-Klappschildkröte. Marginata 17(4): 41-43.
- Hennig, A.S. (2021): Klappschildkröten – die Gattung *Kinosternon*. Marginata 18(2): 10-17.
- Hennig, A.S. (2022): Ein freudiges Ereignis in der Schildkrötenhaltung – die Eiablage. Marginata 19(3): 10-17.
- Hennig, A.S. (2022): Landteile für die Eiablage von Wasserschildkröten. Marginata 19(3): 18-25.
- Hennig, A.S. (2023): *Kinosternon acutum*, Spitzschnauzen-Klappschildkröte. Marginata 20(2): 36-39.
- Hofer, A. (1999): Welterstnachzucht der Weißkehl-Klappschildkröte *Kinosternon scorpioides albogulare* Duméril & Bocourt, 1870. Emys 6(3): 20-26.
- Hofer, A. (2004): Haltung und Nachzucht der Florida-Klappschildkröte *Kinosternon subrubrum steindachneri* Siebenrock, 1906. Emys 11(3): 23-31.
- Hofer, A. (2006): Keeping and breeding the Florida musk turtle *Kinosternon subrubrum steindachneri* (Siebenrock, 1906). Turtles. pp. 244-249. In: Artner, H., B. Farkas & V.J.T. Loehr (eds.): Proceedings: International Turtle & Tortoise Symposium Vienna 2002. Frankfurt am Main (Edition Chimaira): 618 pp.
- Hong, X., X. Zhang, X. Liu, Y. Wang, L. Yu, W. Li, F. Chen & X. Zhu (2022): Status and Analysis of Artificial Breeding and Management of Aquatic Turtles in China. biology 11(9): 1368.
- Horne, B.D. (2007): The ecology of developmental timing in a neotropical turtle, *Kinosternon leucostomum*. Athens (Ohio University): 136 pp.
- Houseal, T.W. & J.L. Carr (1983): Notes on the Reproduction of *Kinosternon subrubrum* (Testudines: Kinosternidae) in East Texas. Southwestern Naturalist 28(2): 237-239.
- Hulse, A.C. (1982): Reproduction and population structure in the turtle, *Kinosternon sonoriense*. Southwestern Naturalist 27(7): 447-456.
- Hurtado-Gómez, J.-P., M. Vargas-Ramírez, J.B. Iverson, W. Joyce, J.R. McCranie & U. Fritz (2024): Diversity and biogeography of South American Mud Turtles elucidated by multilocus DNA sequencing (Testudines: Kinosternidae). Molecular Phylogenetics and Evolution in press: 108083. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2024.108083> (Letzter Zugriff: 28.04.2024).
- IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group (2023): Taller de Lista Roja de la UICN para la actualización del estado de riesgo de extinción global de las tortugas continentales de mesoamericanas. Ciudad de México (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales): 7 pp.

- Iverson, J.B. (1976a): The genus *Kinosternon* in Belize (Testudines: Kinosternidae). *Herpetologica* 32(3): 258-262.
- Iverson, J.B. (1976b): *Kinosternon sonoriense*. Sonora mud turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 176: 1-2.
- Iverson, J.B. (1977a): Reproduction in fresh water and terrestrial turtles of north Florida. *Herpetologica* 33(2): 205-212.
- Iverson, J.B. (1977b): *Kinosternon subrubrum* (Lacépède) Mud turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 193: 1-4.
- Iverson, J.B. (1978a): Distributional problems of the genus *Kinosternon* in the American southwest. *Copeia* 1978(3): 476-479.
- Iverson, J.B. (1978b): Variation in striped mud turtles, *Kinosternon baurii* (Reptilia, Testudines, Kinosternidae). *Journal of Herpetology* 12(2): 135-142.
- Iverson, J.B. (1979a): On the validity of *Kinosternon arizonense* Gilmore. *Copeia* 1979(1): 175-177.
- Iverson, J.B. (1979b): On the identity of *Kinosternon punctatum* Gray, 1855. *Florida Scientist* 42(4): 250-252.
- Iverson, J.B. (1979c): The female reproductive cycle in north Florida *Kinosternon baurii* (Testudines: Kinosternidae). *Brimleyana* 1(1): 37-46.
- Iverson, J.B. (1979d): *Kinosternon flavescens durangoense*. P. 217. In: Iverson: A taxonomic reappraisal of the yellow mud turtle, *Kinosternon flavescens* (Testudines: Kinosternidae). *Copeia* 1979(2): 212-225.
- Iverson, J.B. (1980a): *Kinosternon acutum* Gray, Tabasco mud turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 261: 1-2.
- Iverson, J.B. (1980b): *Kinosternon angustipons* Legler, Narrow-bridged mud turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 262: 1-2.
- Iverson, J.B. (1981a): *Kinosternon dunni* Schmidt, Dunn's mud turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 278: 1-2.
- Iverson, J.B. (1981b): Biosystematics of the *Kinosternon hirtipes* species group (Testudines: Kinosternidae). *Tulane Studies in Zoology and Botany* 23(1): 1-74.
- Iverson, J.B. (1983a): *Kinosternon creaseri* Hartweg, Creaser's mud turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 312: 1-2.
- Iverson, J.B. (1983b): *Kinosternon oaxacae* Berry & Iverson, Oaxaca Mud Turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 338: 1-2.
- Iverson, J.B. (1985a): *Kinosternon hirtipes* (Wagler), Mexican rough-footed mud turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 361: 1-4.
- Iverson, J.B. (1985b): Geographic variation in sexual dimorphism in the mud turtle, *Kinosternon hirtipes*. *Copeia* 1985(2): 388-393.
- Iverson, J.B. (1986): Notes on the natural history of the Oaxaca mud turtle, *Kinosternon oaxacae*. *Journal of Herpetology* 20(1): 119-123.
- Iverson, J.B. (1988): Distribution and status of Creaser's mud turtle (*Kinosternon creaseri*). *Herpetological Journal* 1(7): 285-291.
- Iverson, J.B. (1989a): Natural history of the Alamos mud turtle, *Kinosternon alamosae* (Kinosternidae). *Southwestern Naturalist* 34(1): 134-141.

- Iverson, J.B. (1989b): The Arizona mud turtle, *Kinosternon flavescens arizonense* in Arizona and Sonora. *Southwestern Naturalist* 34(3): 356-368.
- Iverson, J.B. (1990a): Nesting and parental care in the mud turtle, *Kinosternon flavescens*. *Canadian Journal of Zoology* 68(2): 230-233.
- Iverson, J.B. (1990b): *Kinosternon alamosae* Berry & Legler. Alamos mud turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 460: 1-2.
- Iverson, J.B. (1991): Life history and demography of the yellow mud turtle, *Kinosternon flavescens*. *Herpetologica* 47(4): 373-395.
- Iverson, J.B. (1999): Reproduction in the Mexican mud turtle *Kinosternon integrum*. *Journal of Herpetology* 33(1): 144-148.
- Iverson, J.B. (2008): *Kinosternon scorpioides abaxillare*. Size, growth and reproduction. *Herpetological Review* 39(2): 217-218.
- Iverson, J.B. (2010): Reproduction in the Red-Cheeked Mud Turtle (*Kinosternon scorpioides cruentatum*) in Southeastern Mexico and Belize, with Comparisons Across the Species Range. *Chelonian Conservation & Biology* 9(2): 250-261.
- Iverson, J.B. (2022a): *Kinosternon steindachneri* (Florida Mud Turtle). Reproductive output. *Herpetological Review* 53(2): 311-312.
- Iverson, J.B. (2022b): Climate-Mediated Recruitment Failure in a Turtle Population and Its Bearing on Northern Limits of Distribution. *Chelonian Conservation & Biology* 21(2): 181-186.
- Iverson, J.B. (2022c): *Kinosternon flavescens* (Yellow Mud Turtle). Reproductive output. *Herpetological Review* 53(4): 669-670.
- Iverson, J.B., E.L. Barthelmess, G.R. Smith & C.E. DeRivera (1991): Growth and reproduction in the Mud turtle *Kinosternon hirtipes* in Chihuahua, Mexico. *Journal of Herpetology* 25(1): 64-72.
- Iverson, J.B. & J.F. Berry (1979): The mud turtle genus *Kinosternon* in northeastern Mexico. *Herpetologica* 35(4): 318-324.
- Iverson, J.B. & J.F. Berry (1998): *Kinosternon chimalhuaca* Berry, Seidel & Iverson. Jalisco mud turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 651: 1-2.
- Iverson, J.B. & J.F. Berry (2024): Morphometric variation in the Red-Cheeked Mud Turtle (*Kinosternon cruentatum*) and its taxonomic implications *Chelonian Conservation & Biology* 23(1): 13-22.
- Iverson, J.B., J.L. Carr, O.V. Castaño-Mora, C.A. Galvis-Rizo, L.E. Rentería-Moreno & G. Forero-Medina (2012): *Kinosternon dunni* Schmidt 1947 – Dunn’s Mud Turtle, Cabeza de Trozo. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): *Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group* 5(67): 1-5.
- Iverson, J.B. & J.L. Christiansen (2023): *Kinosternon flavescens* (Agassiz 1857) – Yellow Mud Turtle, Casquito Amarillo. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): *Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group* 5(121): 1-26.
- Iverson, J.B. & M.J. Packard (1982): Morphology of shell formation in eggs of the turtle *Kinosternon flavescens*. *American Zoologist* 22(4): 886.
- Iverson, J.B. & R.C. Vogt (2011): *Kinosternon acutum* Gray 1831 – Tabasco Mud Turtle, Montero, Chechagua de Monte. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): *Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group* 5(62): 1-6.

- Iverson, J.B., C.A. Young & J.F. Berry (1998): *Kinosternon integrum* Leconte. Mexican mud turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 662: 1-6.
- Javier-Vázquez, E., V. Vázquez-Cruz & R. Luna-Reyes (2022): *Kinosternon abaxillare* (Central Chiapas Mud Turtle). Diet. Herpetological Review 53(1): 121-122.
- Johnson, J.D., V. Mata-Silva & L.D. Wilson (2015): A conservation reassessment of the Central American herpetofauna based on the EVS measure. Amphibian and Reptile Conservation 9(2): 1-94.
- Johnston, G.R., C.K. Dodd & D.S. Wilson (2021): *Kinosternon baurii* (Garman 1891) – Striped Mud Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(116): 1-18.
- Jungnickel, J. (2012): Das 23. Dresdener Herbsttreffen der Schildkrötenfreunde. Minor 11(1): 14-16.
- Knirr, M., W. Sachsse & R. Wicker (2004): Spezielle Hinweise zur Inkubation: Schildkröten. Pp. 113-122. In: Köhler, G. (ed.): Inkubation von Reptilieneiern: Grundlagen, Anleitungen, Erfahrungen. Offenbach (Herpeton Verlag): 254 pp.
- Lardie, R.L. (1975): Courtship and mating behavior in the yellow mud turtle, *Kinosternon f. flavescens*. Journal of Herpetology 9(2): 223-227.
- Lardie, R.L. (1979): Eggs and young of the plains yellow mud turtle. Bulletin of the Oklahoma Herpetological Society 4(2): 24-32.
- LeConte, J. (1854): *Kinosternon integrum*. P. 183. *Kinosternon mexicanum*. Pp. 182-183. *Kinosternon sonoriense*. P. 184. In: LeConte, J.: Description of four new species of *Kinosternum*. Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia 7: 180-190.
- Leenders, T. (2019): Family Kinosternidae. Pp. 62-69. In: Leenders, T. (ed.): Reptiles of Costa Rica. Ithaca (Cornell University Press): 640 pp.
- Legler, J.M. (1965): A new species of turtle, genus *Kinosternon*, from Central America. University of Kansas Publications of the Museum of Natural History 15(13): 617-625.
- Legler, J.M. (1966): Notes on the natural history of a rare Central American turtle, *Kinosternon angustipons* Legler. Herpetologica 22(2): 118-122.
- Legler, J.M. & R.C. Vogt (2013): The Turtles of Mexico: Land and Freshwater Forms. Berkeley (University of California Press): 416 pp.
- Ligon, D.B. & C.C. Peterson (2002): Physiological and Behavioral Variation in Estivation among Mud Turtles (*Kinosternon* spp.). Physiological and Biochemical Zoology 75(1): 57-65.
- Linnaeus, C. (1766): *Testudo scorpioides*. P. 352. In: Linnaeus, C.: Systema Naturae. Editio Duodecima, Reformata. Tomus I, Pars I, Regnum Animale. [12th Ed.]. Stockholm (Holmiae, Laurentii Salvii): 532 pp.
- Loc-Barragán, J.A. (2017): *Kinosternon integrum*. Carapace and plastron coloration. Mesoamerican Herpetology 4(4): 942-943.
- Loc-Barragán, J.A. (2024): Assessing population, habitat use, and threats of Critically Endangered Cora Mud Turtle (*Kinosternon cora*). Tepic, Nayarit, Mexico (Ciencia y Conservación para el Desarrollo de las Comunidades (CICODEC) A.C.): unpublished report, 4 pp.
- Loc-Barragán, J.A., J. Reyes-Velasco, G.A. Woolrich-Piña, C.I. Grünwald, M.V. de Anaya, J.A. Rangel-Mendoza & M.A. López-Luna (2020): A New Species of Mud Turtle of Genus *Kinosternon* (Testudines: Kinosternidae) from the Pacific Coastal Plain of Northwestern Mexico. Zootaxa 4885(4): 509-529.

- Loc-Barragán, J.A., G.A. Woolrich-Piña & J.B. Iverson (2022): Monitoring and Conservation Status of Cora Mud Turtle (*Kinosternon cora*) from Mexico. Tucson (20th Annual Symposium on the Conservation & Biology of Tortoises & Freshwater Turtles): abstract.
- Long, D.R. (1985): Lipid utilization during reproduction in female *Kinosternon flavescens*. *Herpetologica* 41(1): 58-65.
- Long, D.R. (1986): Clutch formation in the turtle, *Kinosternon flavescens* (Testudines, Kinosternidae). *Southwestern Naturalist* 31(1): 1-8.
- Long, M. (2018): 3 Parks: 1 Partnerschaft – Maßnahmen zur Bestandserhaltung der Sonoyta-Klapp-schildkröte, *Kinosternon sonoriense longifemorale*. *Radiata* 27(4): 4-19.
- López-Luna, M.A., F.G. Cupul-Magaña, A.H. Escobedo-Galván, A.J. González-Hernández, E. Centenero-Alcalá, J.A. Rangel-Mendoza, M.M. Ramírez-Ramírez & E. Cazares-Hernández (2018): A Distinctive New Species of Mud Turtle from Western México. *Chelonian Conservation & Biology* 17(1): 2-13.
- López-Luna, M.A., A.H. Escobedo-Galván & F.G. Cupul-Magaña (2020): Ampliación del ámbito geográfico y de la talla máxima de *Kinosternon chimalhuaca* (Testudines: Kinosternidae) [Extension of geographic range and maximum size of *Kinosternon chimalhuaca* (Testudines: Kinosternidae)]. *Revista Acta Biologica Colombiana* 25(3): 431-433.
- López-Luna, M.A., M. Venegas-Anaya, F.G. Cupul-Magaña, J.A. Rangel-Mendoza & A.H. Escobedo-Galván (2021): Mitochondrial Data Support the Recognition of the Mud Turtle, *Kinosternon vogti* (Cryptodira: Kinosternidae). *Chelonian Conservation & Biology* 20(1): 97-102.
- Lovich, J.E., S.V. Madrak, C.A. Drost, A.J. Monatesti, D. Casper & M. Znari (2012): Optimal egg size in a suboptimal environment: reproductive ecology of female Sonora mud turtles (*Kinosternon sonoriense*) in central Arizona, USA. *Amphibia-Reptilia* 33(2): 161-170.
- Luison, A. (2012): Biologie, Haltung und Vermehrung von *Kinosternon scorpioides scorpioides* (Linnaeus, 1766) unter menschlicher Obhut. *Schildkröten im Fokus* 9(3): 1-12.
- Luison, A. & S. Redaelli (2009): Captive maintenance and breeding of the striped mud turtle *Kinosternon baurii* Garman, 1891. *Emys* 16(1): 19-25.
- Luison, A. & S. Redaelli (2014): Haltung, Vermehrung und Aufzucht der Dreistreifen-Klappschildkröte *Kinosternon baurii* Garman, 1891 [Keeping, breeding and rearing of the striped mud turtle *Kinosternon baurii* Garman, 1891]. *Schildkröten im Fokus* 11(2): 3-16.
- Lunsford, R. (2007): 3-Striped mud turtle. Austin's Turtle Page: 4pp. https://www.austinsturtlepage.com/Care/caresheet-3_striped_mud.htm (Letzter Zugriff: 28.01.2024).
- Macip-Ríos, R., M.L.A. Cisneros, X.S. Aguilar-Miguel & G. Casas-Andreu (2009): Population ecology and reproduction of the Mexican mud turtle (*Kinosternon integrum*) in Tonatico Estado De México. *Western North American Naturalist* 69(4): 501-510.
- Macip-Ríos, R., C.A. Merchant, E.G. Murillo, A.M. Ugalde & M. de la Cruz-Merlo (2021): Population Viability Analysis of *Kinosternon hirtipes murrayi* in Central México, with Notes on the Conservation Status of the Other Three Subspecies of the Lineage. *Chelonian Conservation & Biology* 20(1): 50-59.
- Mali, I., M.W. Vandewege, S.K. Davis & M.R.J. Forstner (2014): Magnitude of the Freshwater Turtle Exports from the US: Long Term Trends and Early Effects of Newly Implemented Harvest Management Regimes *PLoS ONE* 9(1): e86478.
- Maran, J. (1999): Le Cinosterne ensanglanté, *Kinosternon scorpioides cruentatum* (Duméril & Bibron in Duméril & Duméril, 1851). *Terrariophyllie* 7: 7-12.
- Marolt, M. (1996): Literaturangaben im Vergleich mit eigenen Erfahrungen: Die Dreistreifen-Klapp-schildkröte *Kinosternon baurii*. *Emys* 3(2): 32.

- Masés-García, C.A., M. Briones-Salas & J.E. Sosa-Escalante (2021): Assessment of wildlife crime in a high-biodiversity region of Mexico. *Journal for Nature Conservation* 59: 125932.
- Massey, A.D. (2021): The Effects of Commercial Harvest on the Density and Demography of Aquatic Turtles in Arkansas. Fayetteville (University of Arkansas): 71 pp.
- May, C.D. (1985): Some notes on *Kinosternon scorpioides cruentatum* in captivity. *Notes from NOAH* 12(5): 11-13.
- May, C.D. (2008): Die Suche nach der goldenen Klappschildkröte. *Schildkröten im Fokus* 5(3): 3-18.
- May, C.D. (2009): Die Rotwangen-Klappschildkröte, *Kinosternon scorpioides cruentatum*, in menschlicher Obhut. *Schildkröten im Fokus* 6(3): 3-13.
- McKay, J.L. & O. Milenkaya (2020): Wildpaarung bei der Mexikanischen Klappschildkröte *Kinosternon integrum* LeConte, 1854. *Sauria* 41(2): 63-69.
- Medem, F. (1961): Contribuciones al conocimiento sobre la morfología, ecología, y distribución geográfica de la tortuga *Kinosternon dunni* K.P. Schmidt. *Novedades Colombianas* 1(6): 446-476.
- Méndez, E. & A. Olivera (2022): Merciless Markets: How Wildlife Trafficking Threatens Mexico's Biodiversity. La Paz (Center for Biological Diversity): 25 pp.
- Méndez Sánchez, C.A. & C.E. Zenteno Ruiz (2019): Establecimiento de las unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA). Pp. 363-369. *In*: Cruz-Angon, A. (ed.): La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III Ciudad de México (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.
- Merchán, M. & R. Fournier (2004): Periodo de puesta y tamaño de los huevos de *Kinosternon scorpioides cruentatum* en Costa Rica. *Boletín de la Asociación Herpetológica Española* 15(1): 23-25.
- Meshaka, W.E. & E. Blind (2001): Seasonal movements and reproduction in the Striped Mud Turtle (*Kinosternon baurii*) from the southern Everglades, Florida. *Chelonian Conservation & Biology* 4(1): 75-80.
- Meshaka, W.E. & J.W. Gibbons (2006): *Kinosternon subrubrum* – Eastern Mud Turtle. Pp. 189-196. *In*: Meylan, P.A. (ed.): Biology and Conservation of Florida Turtles. *Chelonian Research Monographs* 3: 376 pp.
- Meshaka, W.E., J.W. Gibbons, D.F. Hughes, M.W. Klemens & J.B. Iverson (2017): *Kinosternon subrubrum* (Bonnaterre 1789) – Eastern Mud Turtle. *In*: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(101): 1-16.
- Mimila-Manzur, F.D., A. Ramírez-Bautista, R. Macip-Ríos & C.A. Díaz-Marín (2023): Reproductive ecology and natural history of *Kinosternon herrerai* (Testudines: Kinosternidae) at the center of its distribution. *Phyllomedusa* 22(2): 171-179.
- Ministerio del Ambiente de Ecuador (2017): Guía para la identificación de especies de fauna silvestre sujetas al tráfico y comercio ilegal de carne de monte – Recomendaciones para su manejo emergente. Quito, Ecuador (MAE, WCS, GEF, PNUD): 224 pp.
- Mistelbauer, E. (2008): Die Weißmaul-Klappschildkröte *Kinosternon leucostomum* Duméril, Bibron & Duméril, 1851, im Fokus. *Schildkröten im Fokus* 5(4): 23-34.
- Moll, D. (1979): Subterranean feeding by the Illinois mud turtle, *Kinosternon flavescens spooneri*. *Journal of Herpetology* 13(3): 371-373.
- Montes-Correa, A.C., L.P. Saboyá-Acota, V.P. Páez & J.M. Renjifo (2017): *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus 1766). Tapaculo, Bisagra, Casquito, Guachupe, Pecho quebrado, Swanka. *Catálogo de anfibios y reptiles de Colombia* 3(1): 17-24.

- Morales, H.A. (2005): Fauna silvestre en condiciones de cautividad doméstica en Costa Rica: problemática y soluciones. *Revista Biocenosis* 19(2): 31-37.
- Morales-Betancourt, M.A., C.A. Lasso, V. Páez & B.C. Bock (2015): Libro rojo de reptiles de Colombia. Bogotá (JAVEGRAF-Fundación Cultural Javeriana de Ates Gráficas): 258 pp.
- Nagle, R.D., V.J. Burke & J.D. Congdon (1998): Egg components and hatchling lipid reserves: parental investment in kinosternid turtles from the southeastern United States. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* 120(1): 145-152.
- NBSV (2024): Nederlands-Belgische Schildpadden Vereniging Kweekresultaten 08 mei 2024. <https://www.trionyx.nl/index.php/mega-menu/kweekarchief/kweekresultaten> (Letzter Zugriff: 03.06.2024).
- Nickl, S. (2009): Haltung und Zucht der Rotwangen-Klappschildkröte *Kinosternon scorpioides cruentatum* (Duméril, Bibron & Duméril 1851). *Radiata* 18(3): 24-32.
- Nickl, S. (2011): Pflege und Vermehrung der Rotwangen-Klappschildkröte, *Kinosternon scorpioides cruentatum*. *Marginata* 8(3): 44-50.
- Nickl, S. (2012): Einrichtungsvorschläge für Wasserschildkrötenbecken. *Terraria* 7(1): 28-31.
- Nijs, J. (1999): Een geval van embryonale diapauze in een legsel van de Gestreepte Modderschildpad, *Kinosternon baurii* (Garman, 1891). *Lacerta* 57(6): 199-202.
- Nijs, J. & C. Navez (1990): Delayed Fertilization in the Striped Mud Turtle, *Kinosternon baurii*. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 25(8): 146.
- Nijs, J., H. Zwarteporte & J. Boonstra (1996): Divergent incubation times in clutches of *Chelonia* incubated under the same temperature conditions. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 31(10): 187.
- Olivera, A. (2022): U.S. Border Wall Endangers Mexican World Heritage Site. Paris (Center for Biological Diversity Press Release February 16, 2023).
- Ophorst, G. (1986): De verzorging en kweek van enkele Noordamerikaanse waterschildpadden (*Clemmys guttata*, *Kinosternon bauri*, *Sternotherus odoratus* en *S. minor*). *Lacerta* 45(12): 174-180.
- Packard, M.J. J.B. Iverson & G.C. Packard (1984): Morphology of shell formation in eggs of the turtle *Kinosternon flavescens*. *Journal of Morphology* 181(1): 21-28.
- Pauly, S. & J. Stumpel (2008): Studbook *Kinosternon* spp. Mud Turtles. *Kinosternon baurii*, *K. cruentatum*, *K. leucostomum*, *K. subrubrum*. Report 2007. Schalkwijk, the Netherlands (European Studbook Foundation): 3 pp.
- Pellegrin, N. (2012): Haltung, Pflege und Nachzucht der Dreistreifen-Klappschildkröte, *Kinosternon baurii*. *Marginata* 9(2): 53-58.
- Pempelfort, H. (2017): Konkret und aus der Praxis: Beckengröße für die artgerechte Haltung von Wasserschildkröten am Beispiel der Unterfamilien der Eigentlichen Schlamm Schildkröten (Kinosterninae) und der Schmuckschildkrötenartigen (Deirochelyinae). *Marginata* 14(3): 18-23.
- Pempelfort, H. (2018): Schlamm Schildkröten – Eine Einführung. *Radiata* 27(1): 4-9.
- Pempelfort, H. (2018): Die Aufzucht juveniler Schlamm Schildkröten. *Sacalia* 16(3): 28-41.
- Perez-Higareda, G. (1981): Oviposition of *Kinosternon l. leucostomum* in captivity (Testudines: Kinosternidae). *Bulletin of the Maryland Herpetological Society* 17(2): 80-82.
- Pfau, B. (2024): „Züchterkniffe“ zur Pflege und Zucht von Schildkröten. Teil III: Sex & Crime. *Radiata* 33(4): 4-36.

- Pfau, B., A. Consul, C. Koch, E. Reyes-Grajales & C. Stanford (2021): Schildkrötenschutz und Schildkrötenhandel in Mexiko – und die Entwicklung DNA-basierter Werkzeuge zur Feststellung der Herkunft konfiszierter Tiere. *Radiata* 30(3): 4-35.
- Pfau, B. & H. Pempelfort (2018): Die Produktion von Skorpions-Klappschildkröten in Brasilien. *Radiata* 27(1): 16-26.
- Pfau, B. & J.M. Wiechert (2003): Gedanken zur Fütterung von Wasserschildkröten. *Emys* 10(4): 4-50.
- Philippen, H.-D. (2003): Aktuelle Checkliste der bis heute bekannt gewordenen Schildkrötenhybriden – eine Literaturstudie, inklusive unveröffentlichter Hinweise. Teil 2. *Schildkröten* 10(1): 12-23; 25.
- Philippen, H.-D. & K. Kunz (2004): Rat & Tat: *Kinosternon cruentatum*. *Marginata* 1(1): 55.
- Pineda-Vázquez, M., A. Ortega-Argueta, M.A. Mesa-Jurado & G. Escalona-Segura (2019): Evaluating the sustainability of conservation and development strategies: The case of management units for wildlife conservation in Tabasco, Mexico. *Journal of Environmental Management* 248: 109260.
- Pineda-Vázquez, M., A. Villegas, N. Pacheco-Coronel, J.A. Escutia-Sánchez & G. Gómez-Álvarez (2022): Herpetofauna como animales ornamentales y de compañía en tres mercados de la Ciudad de México [Trade of Herpetofauna as Ornamental and Companion Animals in Three Markets in Mexico City]. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 5(4): 51-60.
- Platt, S.G., D.J. Miller, T.R. Rainwater & J.L. Smith (2016): Notes on the reproductive ecology of the rough-footed mud turtle (*Kinosternon hirtipes*) in Texas, USA. *Acta Herpetologica* 11(2): 221-225.
- Poglayen, I. (1965): Observations on Herrera's mud turtle. *International Zoo Yearbook* 5(1): 171-173.
- Praschag, P. (2023a): Die Vallarta-Schlammschildkröte | Mexico. Turtle Island: Projekte. <https://turtle-island.org/de/die-vallarta-schlammschildkroete-mexiko/>
- Praschag, P. (2023b): Small turtle – big time. Another world-first breeding success at Turtle Island. Graz (Press Release Graz, 6th March 2023) <https://turtle-island.org/de/presse-kontakt/>.
- Praschag, R. (1983): Zur Fortpflanzungsbiologie von *Kinosternon baurii* (Garman, 1891) mit Bemerkungen über eine abnorme Geleghäufigkeit und die Embryonalentwicklung. *Salamandra* 19(3): 141-150.
- Pritchard, P.C.H. & P. Trebbau (1984): The Turtles of Venezuela. Oxford, Ohio (SSAR Contributions in Herpetology 2): 414 pp.
- Rafferty, A.R. & R.D. Reina (2012): Arrested embryonic development: a review of strategies to delay hatching in egg-laying reptiles. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 279(1737): 2299-2308.
- Ramírez-Ramírez, M.M., M.A. López-Luna, A.H. Escobedo-Galván & F.G. Cupul-Magaña (2019): *Kinosternon vogti* (Vallarta Mud Turtle). Diet. *Herpetological Review* 50(3): 558-559.
- République Française (2024): NOR: DEVN0913796A, JORF n°0168 du 23 juillet 2009. Arrêté du 2 juillet 2009 fixant les conditions simplifiées dans lesquelles le certificat de capacité pour l'entretien des animaux d'espèces non domestiques. <https://www.legifrance.gouv.fr/loda/id/JORFTEXT000020887078/2024-02-02/>
- Reyes-Grajales, E. (2019): Aspectos de la ecología poblacional y análisis morfológico de *Kinosternon abaxillare* (Baur in Stejneger 1925) en la localidad de Villa Hidalgo, municipio de Villaflores, Chiapas, México. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas (Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas): 93 pp.
- Reyes-Grajales, E. & C. Guichard-Romero (2021): *Kinosternon abaxillare*, Central Chiapas Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2021: e.T192712123A192712129.
- Reyes-Grajales, E. & J.B. Iverson (2020): *Kinosternon abaxillare* Baur in Stejneger 1925. Central Chiapas Mud Turtle. *Catalogue of American Amphibians and Reptiles* 927: 1-16.

- Reyes-Grajales, E., N.P. López-León, L.A. Muñoz Alonso, A.D. Walde & T.S. Akre (2024): Range extension of *Kinosternon leucostomum leucostomum* (Duméril & Bibron in Duméril & Duméril, 1851) (Kinosternidae) in the Central Depression of Chiapas, Mexico. *Check List* 20(6): 1385-1390.
- Reyes-Grajales, E. & R. Macip-Ríos (2023): Home Range and Movement Patterns of the Central Chiapas Mud Turtle (*Kinosternon abaxillare*). *Herpetological Conservation and Biology* 18(3): 500-507.
- Reyes-Grajales, E., R. Macip-Ríos, J.B. Iverson & W.A. Matamoros (2021): Population Ecology and Morphology of the Central Chiapas Mud Turtle (*Kinosternon abaxillare*). *Chelonian Conservation & Biology* 20(1): 18-26.
- Reyes-Velasco, J., J.B. Iverson & O. Flores-Villela (2013): The Conservation Status of Several Endemic Mexican Kinosternid Turtles. *Chelonian Conservation & Biology* 12(1): 203-208.
- Rhodin, A.G.J., J.B. Iverson, R. Bour, U. Fritz, A. Georges, H.B. Shaffer & P.P. van Dijk (2021): Turtles of the World: Annotated Checklist and Atlas of Taxonomy, Synonymy, Distribution, and Conservation Status (9th Ed.). In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): *Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group* 8: 472 pp.
- Ricardez, V., C.J. Franklin & S. Scibetta (2021): *Kinosternon flavescens* (Yellow Mud Turtle). Allergic reaction to musk. *Herpetological Review* 52(2): 310-311.
- Richmond, N.D. (1945): Nesting Habits of the Mud Turtle. *Copeia* 1945(4): 217-219.
- Riedle, J.D., P.C. Rosen, R.T. Kazmaier, P. Holm & C.A. Jones (2012): Conservation Status of an Endemic Kinosternid, *Kinosternon sonoriense longifemorale*, in Arizona. *Chelonian Conservation & Biology* 11(2): 182-189.
- Rödel, M.-O. (1989): Haltung und Zucht der Weißlippen-Schlammschildkröte. *DATZ* 42(4): 214-218.
- Rodrigues, J.F.M. & D.M. Borges-Nojosa (2013): Does *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus, 1766) (Testudines: Kinosternidae) prefer to reproduce in clean water? *Herpetology Notes* 6: 519-521.
- Rodrigues, J.F.M. & D.M. Borges-Nojosa (2014): Do male *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus, 1766) select and monopolize females? *Herpetozoa* 26(3): 74.
- Rosales-Martínez, C.S., C.D. Bello-Sánchez, E. Centenero-Alcalá & F.G. Cupul Magaña (2020): *Kinosternon vogti* (Kinosternidae). *Revista Latinoamericana de Herpetología* 4(2): 232-233.
- Rosales-Martínez, C.S., C.D. Bello-Sánchez, M.A. López-Luna, A.H. Escobedo-Galván & Fabio G. Cupul Magaña (2022): First observations on courtship and nesting behavior of *Kinosternon vogti* (Testudines: Kinosternidae). *Cuadernos de Herpetología* 36(1): 95-99.
- Rosen, P.C. (1987): Variation in female reproduction among populations of Sonoran mud turtles (*Kinosternon sonoriense*). Tempe (Arizona State University): 81 pp.
- Rosen, P.C. & P.A. Stone (2017): *Kinosternon sonoriense ssp. longifemorale*, Sonoyta Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2017: e.T96710001A91328680
- Rouot, S. & M. Maurer (2020): *Kinosternon integrum* LeConte, 1854. Beobachtungen während der Trockenzeit in Sonora, (Mexiko). *Sacalia* 18(3): 6-13.
- Ruano Fajardo, E.G., J. M. Quiñonez Guzmán, J.Y. Yara Galdino, K.J.G. Duchez Meyer, J.L. Echeverría Tello & L.M. Ojeda Cabrera (2022): Lista de Especies Amenazadas Guatemala. Guatemala, C.A. (Consejo Nacional de Áreas Protegidas – CONAP–. Publicación técnica No. 02-2022): 118 pp.
- Rudloff, H.-W. (1982a): Die Nachzucht von *Kinosternon leucostomum*. *Elaphe* 4(2): 19-23.
- Rudloff, H.-W. (1982b): Beitrag zur Kenntnis der Spitzschnauzen-Klappschildkröte, *Kinosternon acutum*. *Elaphe* 4(4): 52-54.

- Rudloff, H.-W. (1986): Schlammschildkröten – Terrarientiere der Zukunft (1-3). Aquarien-Terrarien 33: 133-134; 166-169; 206-207.
- Ruiz López, Y. (2011): Situación de la Unidad de Manejo para la conservación y aprovechamiento sostenible de la vida silvestre (UMA), de tortugas en el poblado Tucta, Nacajuca, Tabasco. Villahermosa (Universidad Juárez Autónoma de Tabasco): 60 pp.
- Sachsse, W. (1977): Normale und pathologische Phänomene bei Zuchtversuchen mit Schildkröten, hier anhand von *Kinosternon bauri* (Reptilia, Testudines, Kinosternidae). Salamandra 13(1): 22-35.
- Sachsse, W. (1980): Zur Biologie von *Kinosternon leucostomum* in Gefangenschaft. I: Eine rationelle Haltungsmethode, Fortpflanzung und Entwicklung. Salamandra 16(4): 185-194.
- Sachsse, W. (2000): Zur Schildkrötenfamilie Kinosternidae – ein Erfahrungsbericht. Pp 74-78. In: Artner, H. & E. Meier (eds.): Grosses Schildkrötensymposium. 5. Jahrestagung der Schildkrötenfreunde Österreich, Salzburg. Münster (Natur und Tier Verlag): 181 pp.
- Schaffer, G. (2004): *Kinosternon acutum* (Gray, 1831), die Spitzschnauzen-Klappschildkröte Erfahrungen bei der Haltung und Zucht. Sacalia 2(4): 19-36.
- Schaffer, G. (2007): Haltung und Nachzucht der Pennsylvania-Klappschildkröte *Kinosternon subrubrum* (Lacepede, 1789) und deren Unterarten. Sacalia 5(1): 22-43.
- Schaffer, G. & T. Blanck (2005): Schildkröten-Hybriden Teil 1. Sacalia 3(1): 35-39.
- Schaffer, G. & T. Blanck (2009): Schildkröten-Hybriden Teil 2. Sacalia 7(2): 31-34.
- Schilde, M. (1990): Beitrag zur Pflege von *Kinosternon* „HLB“. Elaphe 12(2): 27-28.
- Schilde, M. (2001): Schlammschildkröten. *Kinosternon*, *Sternotherus*, *Claudius* und *Staurotypus*. Münster (Natur und Tier Verlag): 133 pp.
- Schilde, M. (2002a): Die Schlammschildkröten. Reptilia 7(3): 26-31.
- Schilde, M. (2002b): Die Haltung und Zucht der Weissmaul-Klappschildkröte *Kinosternon leucostomum*. Reptilia 7(3): 32-35.
- Schilde, M. (2015): Die Spitzschnauzen-Klappschildkröte – Eine kleine Wasserschildkröte für das Terrarium. Marginata 13(3): 16-21.
- Schilde, M. (2018): Bemerkungen zur Haltung und Zucht der Herreras Klappschildkröte, *Kinosternon herrerae* Stejneger, 1925. Radiata 27(1): 10-15.
- Schilde, M. (2021aa): Bemerkungen zur Haltung und Zucht der Herrera-Klappschildkröte, *Kinosternon herrerae* Stejneger, 1925. Marginata 18(2): 18-21.
- Schilde, M. (2021b): Haltung und Nachzucht der Oaxaca-Klappschildkröte, *Kinosternon oaxacae* Berry & Iverson, 1980. Marginata 18(2): 22-25.
- Schilde, M. (2025): Schlammschildkröten – Mud and Musk Turtles. Leipzig (Hennig Editions): In Press.
- Schildkrötenfreunde Österreich (1998): Die Rotwangen-Klappschildkröte (*Kinosternon cruentatum*), Merkblatt zur Haltung und Nachzucht. Beilage zu Emys 5(4): 2 pp.
- Schipperijn, A.J.M. (1987): Een ongewilde kruising tussen de modderschildpadden *Kinosternon subrubrum* en *K. flavescens*. Lacerta 45: 62-67.
- Schmidt, K.P. (1947): A new kinosternid turtle from Colombia. Fieldiana Zoology 31(13): 109-112.
- Schroer, F.H. (1998): Haltung und Zucht der Dreistreifen-Klappschildkröte *Kinosternon bauri* (Garman, 1891). Journal der AG Schildkröten 7(3): 16-20.
- Schuster, B. (1980): Zur Biologie von *Kinosternon leucostomum* in Gefangenschaft. II: Eine alternative Zuchtmethode und das Auftreten melanistischer Jungtiere. Salamandra 16(4): 195-202.

- Seidel, M.E. (1978): *Kinosternon flavescens* (Agassiz). Yellow Mud turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 216: 1-4.
- SEMARNAT (2019): MODIFICACIÓN del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, publicada el 30 de diciembre de 2010. Diario Oficial de la Federación, 14 de noviembre de 2019, Ciudad de México, México (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales).
- SERFOR (2022): Guía para la exportación de Quelonios (tortugas terrestres y acuáticas) con fines comerciales. Lima, Perú (Servicio Forestal y de Fauna Silvestre – SERFOR): 130 pp.
- Sexton, O.J. (1960): Notas sobre la reproducción de una tortuga Venezolana, la *Kinosternon scorpioides*. Memoria de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle 20: 189-197.
- Siavichay Pesántez, F.R. & D.S. Alvarado Montesdeoca (2008): Propuesta de herramientas para el manejo del tráfico de fauna silvestre en Quito, Guayaquil y Cuenca. Cuenca, Ecuador (Universidad del Azuay): 133 pp.
- Siebenrock, F. (1906): Eine neue *Cinosternum*-Art aus Florida. Zoologischer Anzeiger 30: 727-728.
- Smith, J.L., S.G. Platt, R.L. Martin & W.J. Boeing (2018): *Kinosternon hirtipes* (Rough-footed Mud Turtle). Nesting behavior and nest sites. Herpetological Review 49(1): 109-110.
- Somma, L.A. (2023): *Kinosternon scorpioides* (Linnaeus, 1766). Nonindigenous Aquatic Species Database. U.S. Geological Survey. Gainesville, FL.
- Spix, J.B. (1824): Genus III. *Kinosternon*. Pp. 17-19. In: Spix, J.B.: Animalia nova sive species novae testudinum et ranarum: quas in itinere per Brasiliam annis 1817-1820 jussu et auspiciis Maximiliani Josephi I. Bavariae regis. München (Monachii, F.S. Hübschmanni): 53 pp.
- Staljanssens, P. & J. Nijs (2016): Het houden en kweken van de Gestreepte modderschildpad, *Kinosternon baurii* (Garman, 1891) in gevangenschap. Lacerta 74(1): 4-17.
- Stanford, C.B. & A.G.J. Rhodin (2023): Chelonian Conservation News – Newsletter of the IUCN SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group Issue Number 1: 13 pp.
- Stark, K. (1984): Haltung und Nachzucht der Rotwangen-Klappschildkröte, *Kinosternon cruentatum*. Elaphe 6(3): 41-42.
- Steen, D.A., J.P. Gibbs, K.A. Buhlmann, J.L. Carr, B.W. Compton, J.D. Congdon, J.S. Doody, J.C. Godwin, K.L. Holcomb, D.R. Jackson, F.J. Janzen, G. Johnson, M.T. Jones, J.T. Lamer, T.A. Langen, M.V. Plummer, J.W. Rowe, R.A. Saumure, J.K. Tucker & D.S. Wilson (2012): Terrestrial habitat requirements of nesting freshwater turtles. Biological Conservation 150(1): 121-128.
- Stejneger, L. (1925): *Kinosternon herrerae*, new species. P. 462. In: Stejneger, L.: New species and sub-species of American turtles. Journal of the Washington Academy of Science 15: 462-463.
- Stone, M.E.B., L.M. Bates-Albers, J.M. Gillespie, S.D. Moore & B.D. Rising (2010): *Kinosternon sonoriense* (Sonoran Mud Turtle). Hatchling behavior. Herpetological Review 41(2): 214-215.
- Stone, P.A., J.D. Congdon & C.L. Smith (2014): Conservation triage of Sonoran Mud turtles (*Kinosternon sonoriense*). Herpetological Conservation and Biology 9(3): 448-453.
- Stone, P.A., J.D. Congdon, M.E.B. Stone, J.N. Stuart, J.B. Iverson & P.C. Rosen (2022): *Kinosternon sonoriense* (LeConte 1854) – Sonora Mud Turtle, Desert Mud Turtle, Sonoyta Mud Turtle, Casquito de Sonora. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(119): 1-22.

- Strommer, C. (1994): *Kinosternon baurii* – Haltungsbericht. *Emys* 1(2): 9.
- Stumpel, J. (2008): Siamesische Zwillinge bei der Dreistreifen-Klappschildkröte (*Kinosternon baurii*, Garman, 1891). *Schildkröten im Fokus* 5(4): 16-17.
- Sy, E.Y. & A.N. Lorenzo (2023): Online Trade of Live Freshwater Turtles and Tortoises in the Philippines. *Philippine Journal of Science* 152(6A): 2111-2128.
- Thieme, U. (1973): Eiablage bei *Kinosternon subrubrum hippocrepsis*. *Aquarien-Terrarien* 20: 384.
- Thornton, O.W. & J.R. Smith (1996): Notes on the incubation of eggs of the Yellow mud turtle, *Kinosternon flavescens flavescens*. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 31(11): 204-205.
- Török, J. (2009): Keeping and breeding the Southern white-lipped mud turtle, *Kinosternon leucostomum postinguinale* Cope, 1887. *Emys* 16(3): 20-29.
- Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group (1996a): *Kinosternon acutum*, Tabasco Mud Turtle. IUCN Red List of Threatened Species: e.T11010A97378920.
- Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group (1996b): *Kinosternon angustipons*, Narrow-bridged Mud Turtle. IUCN Red List of Threatened Species: e.T11005A97379617.
- Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group (1996c): *Kinosternon dunni*, Dunn's Mud Turtle. IUCN Red List of Threatened Species: e.T11008A97380532.
- Trebbau, P. & P.C.H. Pritchard (1984): Venezuela y Sus Tortugas. Caracas (Oscar Todtmann Editores): 184 pp.
- Tryon, B.W. (1978): Some aspects of breeding and raising aquatic chelonians Part I. *Herpetological Review* 9(1): 15-18.
- Tuma, M.W. (1993): *Kinosternon flavescens* (Yellow Mud turtle). Multiple Nesting. *Herpetological Review* 24(1): 60.
- Turner, B., C. Lechowicz, P. Meylan, P. Moler & T. Thomas (2011): Biological Status Review for the Striped Mud Turtle (Lower Keys Population) (*Kinosternon baurii*). Tallahassee (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission): 15 pp.
- Turner, B., C. Lechowicz, P. Meylan, P. Moler & T. Thomas (2011): Supplemental Information for the Striped Mud Turtle (Lower Keys Population) Biological Status Review Report, Florida Fish and Wildlife Conservation Commission: 20 pp.
- Turtle Survival Alliance (2023): Mexico: A Global Turtle Diversity Hotspot in Need of Conservation Actions. *Impact Report 2023*: 12-15.
- U.S. Attorney's Office, Southern District of Florida (2024): Lee County, Florida Man Sentenced to Prison for Conspiring to Smuggle Turtles to Germany and Hong Kong and Falsely Labeling the Turtles on Related Paperwork. Miami (Press Release Tuesday, May 28, 2024).
- UNEP-WCMC (2009): Review of non-CITES reptiles that are known or likely to be in international trade. Brussels, Belgium (The European Commission, Directorate General Environment, Directorate E – Global & Regional Challenges, LIFE ENV.E.2. – Global Sustainability, Trade & Multilateral Agreements): 86 pp.
- UNEP-WCMC (2024): Overview of international trade in United States turtle species 2000-2023. Cambridge (UNEP-WCMC Technical Report): 59 pp.
- USFWS (2017): Endangered and Threatened Wildlife and Plants; Endangered Species Status for Sonoyta Mud Turtle. *Federal Register* 82(181): 43897-43907.
- van Dijk, P.P. (2007): *Kinosternon durangoense*, Durango Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T63668A97380600.

- van Dijk, P.P. (2011a): *Kinosternon baurii*, Striped Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T163429A97379931.
- van Dijk, P.P. (2011b): *Kinosternon flavescens*, Yellow Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T163421A97380845.
- van Dijk, P.P. (2011c): *Kinosternon sonoriense*, Sonoyta Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T11011A97382186.
- van Dijk, P.P. (2011d): *Kinosternon subrubrum*, Eastern Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T163435A97382608.
- van Dijk, P.P. & L. Canseco-Marquez (2007): *Kinosternon oaxacae*, Oaxaca Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T11009A97381952.
- van Dijk, P.P., G. Hammerson, P. Lavin & F. Mendoza Quijano (2007): *Kinosternon herrerae*, Herrera's Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T63669A97381307.
- van Dijk, P.P., G. Hammerson, J. Vazquez Diaz, G.E. Quintero Diaz, G. Santos & O. Flores-Villela (2007a): *Kinosternon hirtipes*, Rough-footed Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T63670A97381507.
- van Dijk, P.P., G. Hammerson, J. Vazquez Diaz, G.E. Quintero Diaz, G. Santos & O. Flores-Villela (2007b): *Kinosternon integrum*, Mexican Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T63671A97381758.
- van Dijk, P.P., J. Lee & R. Calderón Mandujano (2007): *Kinosternon creaseri*, Creaser's Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T11006A97380420.
- van Dijk, P.P., C. Ponce Campos, P. & A. Garcia Aguayo (2007): *Kinosternon chimalhuaca*, Jalisco Mud Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2007: e.T63667A97380278.
- Valenzuela, N. & V.A. Lance (2005): Temperature-Dependent Sex Determination in Vertebrates. Washington (Smithsonian Institution Scholarly Press): 200 pp.
- Vázquez Gómez, A.G., M. Harfush & R. Macip-Ríos (2015): Notes on the reproductive ecology of the Oaxaca Mud Turtle (*Kinosternon oaxacae*) in the vicinity of Mazunte, Mexico. Acta Herpetologica 10(2): 121-124.
- Vinke, T. & S. Vinke (2004): Fund eines Schlüpfings von *Kinosternon scorpioides scorpioides* in Paraguay. Radiata 13(4): 19-22.
- Vinke, T. & S. Vinke (2012): Legaler Wildtierhandel [Legal Trade of wild animals]. Schildkröten im Fokus 9(1): 21-35.
- Vogt, R.C., J.J. Bull, C.J. McCoy & T. W. Houseal (1982): Incubation temperature influences sex determination in kinosternid turtles. Copeia 1982(2): 480-482.
- Vogt, R.C. & O. Flores-Villela (1992): Effects of incubation temperature on sex determination in a community of neotropical freshwater turtles in southern Mexico. Herpetologica 48(3): 265-270.
- Vogt, R.C. & S.G. Guzman (1988): Food partitioning in a neotropical freshwater turtle community. Copeia 1988(1): 37-47.
- Vogt, R.C. & S.M.L. de Souza (2018): *Kinosternon scorpioides* (Red-cheeked Mud Turtle). Coloration. Herpetological Review 49(2): 320-321.
- Voss, M.L. (2017): Erlebnisse mit Eiern von Kinosterniden. Sacalia 15(2): 14-17.
- Voss, M.L. (2020): Haltung und Nachzucht von *Kinosternon subrubrum hippocrepis*. Radiata 29(4): 27-32.

- Wagler, J.G. (1830): *Cinosternon hirtipes*. P. 137. In: Wagler, J.G.: Natürliches System der Amphibien, mit vorangehender Classification der Säugthiere und Vögel. München (In der J.G. Cotta'schen Buchhandlung): 354 pp.
- Weaver, S., S.E. McGaugh, T.J.Y. Kono, R. Macip-Rios & A.G. Gluesenkamp (2022): Assessing genomic and ecological differentiation among subspecies of the Rough-footed Mud Turtle, *Kinosternon hirtipes*. *Journal of Heredity* 113(5): 538-551.
- Wilkinson, L.R. & J.W. Gibbons (2005): Patterns of Reproductive Allocation: Clutch and Egg Size Variation in Three Freshwater Turtles. *Copeia* 2005(4): 868-879.
- Wildlife Conservation Society (2020): Diagnóstico del Tráfico Ilegal de Vida Silvestre en Guatemala, Estrategia Nacional Contra el Tráfico Ilegal de Vida Silvestre y Plan de Acción 2020–2029. Proyecto Fortalecimiento de la capacidad y el compromiso para combatir el tráfico de la vida silvestre en América Latina. Guatemala (WCS Guatemala & Consejo Nacional de Áreas Protegidas -CONAP-; Publicación técnica No. 7-2020): 78 pp.
- Wilson, D.S. (1998): Nest-site selection: microhabitat variation and its effects on the survival of turtle embryos. *Ecology* 79(6): 1884-1892.
- Wilson, D.S., H.R. Mushinsky & E.D. McCoy (1999): Nesting behavior of the striped mud turtle, *Kinosternon baurii* (Testudines: Kinosternidae). *Copeia* 1999(4): 958-968.
- Wilson, D.S., H.R. Mushinsky & E.D. McCoy (2006): *Kinosternon baurii* – Striped Mud Turtle. Pp. 180-188. In: Meylan, P.A. (ed.): *Biology and Conservation of Florida Turtles*. Chelonian Research Monographs 3: 376 pp.
- Winzeler, M.E., M.T. Hamilton, T.D. Tuberville & S.L. Lance (2015): First case of ranavirus and associated morbidity and mortality in an eastern mud turtle *Kinosternon subrubrum* in South Carolina. *Diseases of Aquatic Organisms* 114(1): 77-81.
- Zariquiey, C., Y. Murillo, N. Cavero & G. Chávez (2016): Guía de Reconocimiento. Herramienta para el control del tráfico ilegal de tortugas terrestres y de agua dulce del Perú. Lima, Perú (Wildlife Conservation Society – WCS): 52 pp.
- Zenteno Ruiz, C.E., C.A. Méndez Sánchez, J.A. Hernández Velázquez & C.M. Burelo Jiménez (2019): Unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA). Pp. 251-257. In: Cruz-Angón, A. (ed.): *La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III Ciudad de México* (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.

Maik Schilde (25.07.2024)

Ich danke John Iverson für den Review.

Staurotypus Wagler, 1830

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Staurotypus salvinii</i>	Gray, 1864	Salvin's Kreuzbrustschildkröte	Chiapas Giant Musk turtle Guao de Tres Lomos, crucilla, tortuga almizclera crucilla	ja
<i>Staurotypus triporcatus</i>	(Wiegmann, 1828)	Große Kreuzbrustschildkröte	Mexican Giant Musk turtle Guao	ja

Morphologie und Taxonomie

Die kennzeichnenden Merkmale der Schildkröten der Gattung *Staurotypus* sind einerseits der stark reduzierte Bauchpanzer, der nur kreuzförmig ausgebildet und durch Bindegewebe locker verbunden ist, sowie andererseits die drei deutlichen Längskiele auf dem Rückenpanzer.

Es werden nur zwei Arten unterschieden, welche sich als Adulti durch Endgröße und Färbung leicht identifizieren lassen: *Staurotypus salvinii* bleibt kleiner (♂♂ der großen Form von der Pazifikküste Mexikos können bis ca. 25 cm CL erreichen, ♀♀ bleiben kleiner; die kleinere Form aus Guatemala bis El Salvador erreicht auch im männlichen Geschlecht nur bis etwa 20 cm) und hat einen braunen oder grauen Kopf mit, bei jüngeren Tieren, kleinen, orangefarbenen Tupfen, und ohne Streifen an den hellen Kieferschneiden (selten blasse Flecken), *S. triporcatus* wird deutlich größer (bis ca. 38 cm CL) und hat einen fast schwarzen Kopf mit größeren, sehr hellen Tupfen, und gefleckte oder gestreifte Kieferschneiden. Kleine Jungtiere von *S. triporcatus* sind am Körper und auf dem Carapax kontrastreich schwarzweiß gefärbt, wohingegen *S. salvinii* Jungtiere eher dunkel sind.

Die Unterscheidungsmerkmale der beiden Arten werden im CITES CoP19 Proposal 30 detailliert dargestellt (CITES 2022).

Verbreitung und Lebensraum

Kreuzbrustschildkröten sind vor allem aktive Jäger und Opportunisten, besonders Schnecken und Muscheln werden gefressen. Das Nahrungsspektrum umfasst Arthropoden, Weichtiere, Fische, Würmer usw. Aber auch pflanzliche Nahrung wird gelegentlich aufgenommen, wobei *S. salvinii* im Freiland bis zu 25 % pflanzliche Stoffe im Magen haben kann (Dean 1980), während Mageninhaltsuntersuchungen im Freiland bei der noch wehrhafteren und größeren *S. triporcatus*, die mit ihren starken Kiefern auch Mollusken knacken kann, kaum möglich sind (Vogt & Guzman 1988).

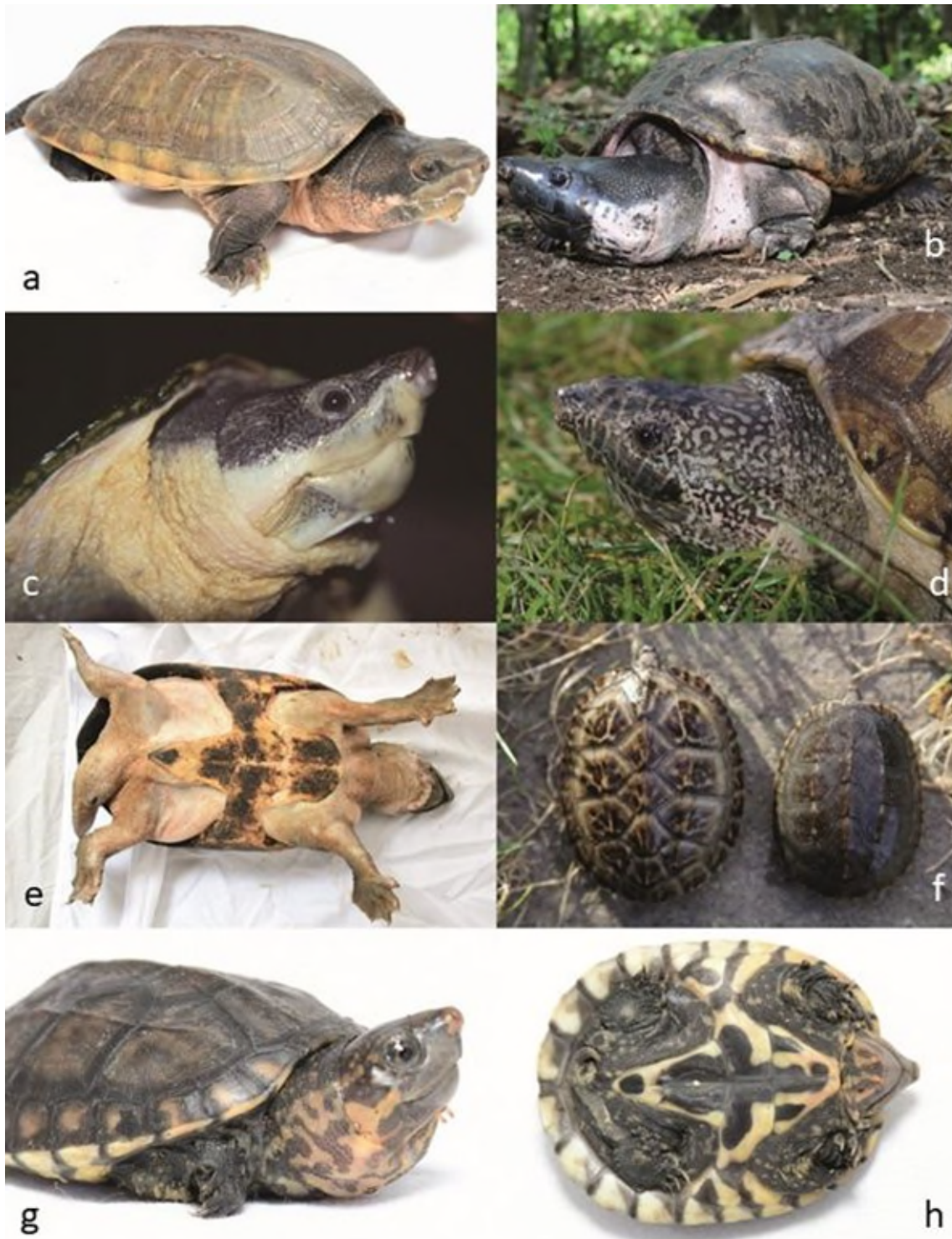


Abb. 31: Unterscheidungsmerkmale der *Staurotypus*-Arten

- a *Staurotypus salvinii* aus einem Mangrovegebiet in Chiapas, Tannin-bedingte rötliche Färbung der Haut (E. Reyes-Grajales)
- b *S. triporcatus* im Freiland (E. Reyes-Grajales)
- c *S. salvinii* (M. Schilde)
- d *S. triporcatus* mit deutlich gemusterter Kopfzeichnung und gestreiften Kiefern-schneiden (M. Schilde)
- e Plastron von *S. salvinii* (E. Reyes-Grajales)
- f Jungtiere von *S. triporcatus*, links und *S. salvinii*, rechts (M. Schilde)
- g *S. salvinii*, Jungtier (E. Reyes-Grajales)
- h *S. salvinii*, Jungtier, Bauchseite (E. Reyes-Grajales).

Staurotypus salvinii: Diese Art ist im Flachland der pazifischen Seite von Mittelamerika von Ost-Oaxaca über Chiapas (Mexiko) durch Süd-Guatemala bis El Salvador verbreitet. Typuslokalität angegeben als „Huamuchal, Guatemala“ (heutiger Name der Stadt ist „Huamúchil, Oaxaca, Mexiko“).

Staurotypus triporcatus: Das Verbreitungsgebiet erstreckt sich von Zentral-Veracruz, Tabasco, Campeche, den südlichsten Teil der Yucatán-Halbinsel über Belize, den Norden von Guatemala bis Nordwest-Honduras. Terra typica: „Río Alvarado“, Veracruz (Mexiko).

Von *Staurotypus salvinii* werden stehende und langsam fließende Gewässer aller Art bewohnt. Weicher, schlammiger oder sandiger Bodengrund und reichlich Vegetation zeichnen die bevorzugten Habitate aus. Es werden sowohl permanente als auch temporäre Gewässer besiedelt. Das Wasser ist eher trüb oder durch gelöste Tannine sehr dunkel gefärbt.

Staurotypus triporcatus bevorzugt permanente Gewässer wie größere Seen, Lagunen, Kanäle, Mangrovensümpfe, Flüsse und deren Altarme. Diese Art kommt auch im Brackwasser vor.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 30).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Besonders geschützt.

In einigen europäischen Ländern, z. B. Frankreich, sind auch *Staurotypus* spp. als „gefährlich“ eingestuft und daher Sachkunde-Zertifikats- und genehmigungspflichtig.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Staurotypus salvinii: Potenziell gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 01 August 1996)

Staurotypus triporcatus: Potenziell gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 01 August 1996).

Für viele mittelamerikanische Schildkrötenarten wurde 2024 eine Neubewertung erstellt (Einladung zu den Workshops siehe IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 2023 und Stanford & Rhodin 2023). Die Gefährdungseinschätzung für die Rote Liste der IUCN 2025 hat sich geändert (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024): Die *Staurotypus*-Arten werden dann in folgende Kategorien eingeordnet:

Staurotypus salvinii: EN

Staurotypus triporcatus: VU.

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Guatemala

Staurotypus salvinii: Categoria 2 – Stark gefährdet (En peligro, CONAP 2021)

Staurotypus triporcatus: Categoria 2 – Stark gefährdet (En peligro, CONAP 2021).

Mexiko

Staurotypus salvinii: Unter besonderem Schutz (Pr– Sujeta a protección especial, SEMARNAT 2019)

Staurotypus triporcatus: Gefährdet (Amenazada, SEMARNAT 2019).

Nutzung und Schutz in den Herkunftsländern

Vor Allem die großen *Staurotypus triporcatus* werden von der lokalen Bevölkerung immer noch im Freiland gefangen und gegessen, sie stellen eine traditionelle Osterspeise dar. Dadurch sind die Wildpopulationen in den gut zugänglichen Gebieten im deutlichen Rückgang – ob dies auch innerhalb der Schutzgebiete der Fall ist, ist nicht bekannt. Auch *S. salvinii* hat bei der Landbevölkerung eine große Bedeutung als Fleischlieferant und Naturmedizin (Ávila-Nájera et al. 2018).

Für das Einkommen der lokalen Bevölkerung ist auch der Fang für den Handel mit lebenden Tieren von Bedeutung, wie die immer wieder publizierten Beschlagnahmen deutlich machen (CITES 2022). Die Gesetze und Verordnungen zum Schutz der Wildpopulationen sind schwer durchzusetzen (Masés-García 2021, Felbab-Brown 2022, Méndez & Olivera 2022), und es gibt relativ häufig Beschlagnahmen von großen Anzahlen von Wildfängen, hauptsächlich von *S. triporcatus*, die für den illegalen Export bestimmt sind (CITES 2022). Cantú & Sanchez (2024) geben an, dass zwischen 2019 und 2023 insgesamt 931 *S. triporcatus* und 211 *S. salvinii* in Mexiko beschlagnahmt wurden, das ist Platz sechs und acht in ihrer Statistik der dort am häufigsten beschlagnahmten Reptilienarten.

Ein erster Hinweis auf die Zucht von *S. triporcatus* in Mexiko (Tejeda 2002) weist noch darauf hin, dass dies illegal sei und dass die meisten angeblichen Zuchttiere doch direkt gegessen würden, weil sich die Zucht nicht lohne. Bereits 2009 fand ein Workshop über die Zucht mexikanischer Süßwasserschildkröten in den UMA's (Unidades de Manejo de Vida Silvestre) statt, bei dem auf die Zuchtmethoden für die ökonomisch wertvollsten Arten eingegangen wurde (Zenteno Ruiz 2009), später wurden die Anforderungen an die Zuchtzentren genauer spezifiziert (Carrillo Lázaro 2018) und inzwischen sind die sechs größten Zuchtbetriebe für *S. triporcatus* in Tabasco gut dokumentiert (Zenteno Ruiz et al. 2019b) und für *S. salvinii* wurde zwischenzeitlich auch ein Zuchtbetrieb in Chiapas genannt (Contreras-Hernández et al. 2021). Bis 2022 waren insgesamt 14 UMA/PIMVS für die Zucht von *S. triporcatus* lizenziert, für *S. salvinii* konnten keine neueren Angaben gefunden werden (CITES 2022). Die Tiere werden für die kommerzielle Zucht mit Schlachtabfällen, Fischfleisch, Forellenpellets und Früchten gefüttert, und die großen Tiere werden in kleinen Becken einzeln oder (zeitweise) paarweise gehalten. Über die Inkubation in diesen Zuchtbetrieben ist nichts bekannt. Die Jungtiere werden in größeren Gruppen bis zur Verkaufsreife aufgezogen, wie aus dem entsprechenden Youtube-Video geschlossen werden kann (Spyder Ña 2013).

Die legalen Exporte von lebenden Tieren gehen meist nach China (86 %), dann folgen Hong Kong SAR (11 %), Japan (2 %) und die USA (1 %) (CITES 2022). Die meisten legalen Exporte der beiden Arten bestehen inzwischen wohl aus Nachzuchten aus diesen Zuchtbetrieben oder von nicht lizenzierten Privatzüchtern. Auf Fotos der im Internet offen angebotenen Importe nach Europa lassen sich keine Hinweise auf Wildfänge erkennen (vgl. Stärk et al. 2018).

Im Proposal 30 (CITES 2022) wird noch davon ausgegangen, dass diese Arten in Südostasien nicht nachgezüchtet werden (siehe auch Reynoso et al. 2021), und auch in der großen Übersicht (Tian et al. 2016), findet sich kein Hinweis. Inzwischen wird aber zumindest die begehrtere der beiden Arten, *Staurotypus triporcatus*, in China farmmäßig gezüchtet (Hong et al. 2022), und auch Malaysia und Südkorea sind Exportländer für diese Art. *Staurotypus triporcatus* wird inzwischen auch zu relativ moderaten Preisen im Online-Handel in China angeboten (Ji et al. 2020).

Gefährdungsfaktoren

Die hauptsächliche Gefährdung für *S. triporcatus* ist der Wegfang großer, also bereits reproduktiver, Tiere für den direkten Verzehr und den Verkauf des Fleisches auf den lokalen Märkten. Die Tiere werden zu Beginn und Ende der Regenzeit bei niedrigem Wasserstand leicht gefangen (Reynoso Rosales 2021).

Für beide Arten stellt auch der Lebensraumverlust durch die Nutzung der natürlichen Vorkommensgebiete für Ackerbau und Viehzucht eine große Gefährdung dar. Besonders das Abbrennen der alten Vegetation vor der Bodenbearbeitung oder der Beweidung stellt eine große Gefahr für beide Arten dar. In landwirtschaftlich genutzten Gebieten können die Tiere noch eine Zeit lang überleben, wenn die Gewässer erhalten bleiben, aber durch den Straßenbau zur Erschließung der Gebiete verschwinden viele Gewässer (CITES 2022) und die Tiere fallen häufig dem Verkehr und den eingesetzten Bodenbearbeitungsmaschinen zum Opfer.

Für *S. salvinii* ist die Beseitigung großer Mangrovegebiete zur Schaffung des direkten Zugangs zum Meer für große Hotelneubauten eine besondere Bedrohung. An der Pazifikküste Mexikos sind schon einige Populationen in solchen Gebieten erloschen (Reyes-Grajales 2023, pers. Mitt.).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Staurotypus</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Adulte ♂♂ mit deutlich größerem Schwanz.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	In Menschenobhut bei beiden Arten mit ca. 6–8 Jahren, in der Natur bei <i>S. triporcatus</i> manchmal schon ab 4–5 Jahren, ♂♂ ab 18 cm, ♀♀ ab 22 cm.
Paarung und Eiablagestellen	Verpaarung von August bis September. Eiablage in sandigen Boden, keine besonderen Ansprüche.
Fortpflanzungs-saison	<i>S. salvinii</i> : Eiablage ab Oktober <i>S. triporcatus</i> : Vitellogenese Mai–Juni, Eiablage August–März.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>S. salvinii</i> 2–12 Eier je Gelege, bis zu 3 Gelege/Jahr <i>S. triporcatus</i> 3–22 Eier je Gelege (ø 9,8), bis zu 6 Gelege/Jahr.
Eigröße / Schlupfgröße	<i>S. salvinii</i> ca. 38–43 x 18–21 mm, Schlupf im Habitat März/April, zum Ende der Trockenzeit <i>S. triporcatus</i> ca. 42 x 24 mm, länglich-oval, 12–17 g, Schlupf im Habitat ab Juni mit Einsetzen der Regenzeit, Schlüpflinge 8–12 g und 51–58 mm CL.
Entwicklungsdauer	<i>S. salvinii</i> 80–224 Tage <i>S. triporcatus</i> 108–260 Tage bis zum Schlupf. Initiale Diapause (wenn die Eier in der Natur in sehr nassen Boden abgelegt wurden und wenig Sauerstoff zur Verfügung haben) bis zu 80 Tage, dann Einsetzen der Embryonalentwicklung.

Geschlechtsbestimmung	Genetisch, X/Y Geschlechtschromosomen. Bei <i>S. salvinii</i> wurde in einer Zuchtgruppe auch ein Temperatureffekt beobachtet (Ewert & Nelson 1991), aber ob es sich um die Nachkommen eines Tieres nach Geschlechtsumwandlung, oder ob es sich bei dieser Zuchtgruppe um die kleinere Form aus Guatemala gehandelt hatte, wurde von dieser Forschergruppe nicht genauer untersucht.

Spermien-speicherung	Möglich, aber nicht beobachtet.

Haltung und Nachzucht **B/B**

Beide Arten werden etwa gleich gehalten, lediglich adulte *S. triporcatus* brauchen aufgrund ihrer Größe größere Becken als adulte *S. salvinii*.

Thema	Angaben für <i>Staurotypus</i> spp.
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Jahresrhythmus mit Trockenruhe wie im Herkunftsgebiet empfehlenswert.
Haltungsansprüche	Wasserstand ca. 40 cm, Wassertemperaturen 26–28 °C, Sonnenplatz nicht notwendig.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Oft sehr unverträglich, Einzelhaltung empfohlen, besser nur unter Aufsicht zur Paarung zusammensetzen.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Gering, Jungtiere bei relativ niedrigem Wasserstand halten und Klettermöglichkeiten (Unterwasserpflanzen, Wurzeln etc.) bieten, damit sie leicht zur Wasseroberfläche gelangen können.
Lebenserwartung in Haltung	50 Jahre und mehr.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	In Privathaltung ziemlich häufig, Haltung in Zoos aber eher selten, da hier die Einzelhaltung erforderlich ist. Im Zoo Dortmund ist 2020 und 2021 je ein Jungtier von <i>S. salvinii</i> geschlüpft (KiZooDo 2020).
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Anspruchsvoll durch ausgeprägte Diapause des Embryos und oft anschließender Ästivation im Ei.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Gering.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Ja, bei beiden Arten häufig.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	<i>S. triporcatus</i> wird in Mexiko häufig gefarmt, <i>S. salvinii</i> seltener.
Befragungen	> 15 erfahrene Züchter in der EU haben sich persönlich an der Informationssammlung beteiligt. Alle hatten bereits über mehrere Jahre hinweg Zuchterfolge mit mindestens einer der beiden Arten. Zusätzlich haben auch 4 Privatpersonen, die derzeit Jungtiere für eigene Zuchtgruppen aufziehen, ihre Erfahrungen für diese Zusammenfassung beigetragen.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Acuña-Mesén, R.A. (1993): Las tortugas continentales de Costa Rica. San José, Costa Rica (Editorial ICER): 58 pp.
- Aguilar-López, J.L., L. Ortiz-Lozada, J. Pelayo-Martínez, C. Mota-Vargas, L.E. Alarcón-Villegas & A.P. Demeneghi-Calatayud (2020): Diversidad y conservación de anfibios y reptiles en un área protegida privada de una región altamente transformada en el sur de Veracruz, México [Amphibian and reptile conservation in a privately protected area from a highly transformed region in southern Veracruz, Mexico]. *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)* 36: 1-14.
- Ávila-Nájera, D.M., G.D. Mendoza, O. Villarreal & R. Serna-Lagunes (2018): Uso y valor cultural de la herpetofauna en México: una revisión de las últimas dos décadas (1997–2017). *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)* 34: 1-15.
- Bakowskie, R. & R. Bakowskie (2011): Über Ökologie, Haltung und Vermehrung der größten Kinosternide der Welt, der Großen Kreuzbrustschildkröte *Staurotypus triporcatus* (Wiegmann, 1828). *Radiata* 20(1): 38-56.
- Baldovinos de la Rosa, J.P. & E. Reyes-Grajales (2023): El inmovilizador para tortugas dulceacuícolas (INTOD): una herramienta para el manejo seguro de especies temperamentales. *Lum* 4(2): 76-80.
- Barragán-Vázquez, M.R., L. Ríos-Rodas, L.A. Fucsko, L.W. Porras, V. Mata-Silva, A. Rocha, D.L. DeSantis, E. García-Padilla, J.D. Johnson & L.D. Wilson (2022): The herpetofauna of Tabasco, Mexico: composition, distribution, and conservation status. *Amphibian & Reptile Conservation* 16(2): 1-61.
- Bruoth, M. & G. Schaffer (2004): Erfahrungen bei der Haltung und Zucht der kleinen Form von *Staurotypus salvinii* (Gray, 1864). *Sacalia* 2(1): 32-46.
- Bull, J.J., R.G. Moon & J.M. Legler (1974): Male heterogamety in kinosternid turtles (genus *Staurotypus*). *Cytogenetics and Cell Genetics* 13: 419-425.
- Buskirk, J.R. (1997): New locality records for freshwater turtles from the Yucatan peninsula, Mexico. *Chelonian Conservation & Biology* 2(3): 415-416.
- Cantú, J.C. & M.E. Sánchez (2024): Illegal Wildlife Trade in Mexico from 2014-2023. *Bosques de las Lomas México* (Teyeliz A.C.): 55 pp.
- Carlino, D. (2012a): Erfahrungen mit der Haltung und Vermehrung von Salvins Kreuzbrustschildkröte, *Staurotypus salvinii* Gray, 1864. *Radiata* 21(2): 23-67.
- Carlino, D. (2012b): *Staurotypus salvinii*: Allevamento e riproduzione. *Testudo magazine* 7(22): 21-30.
- Carrillo Lázaro, E. (2018): Propuesta de una guía de requerimientos legales para el establecimiento de las unidades de manejo para la conservación de vida silvestre (Uma's) en el estado de Tabasco. Villahermosa (Universidad Juárez Autónoma de Tabasco): 67 pp.
- Casteñeda, F.E., J.R. McCranie & L.A. Herrera (2013): *Staurotypus triporcatus* (giant musk turtle, guao do tres filas). Predation. *Herpetological Review* 44(2): 309.
- Cázares Hernández, E. (2015): Monitoreo de poblaciones de tortugas dulceacuícolas como parte del proces de restauración de un humedal del sitio RAMSAR La Mancha y El Llano, Veracruz, México. Xalapa (Universidad Veracruzana): 77 pp.
- Charruau, P., M.A. Morales-Garduza, M.A. López-Luna, J.G. Reyes-Trinidad, M.A. Ramírez-Pérez, J.A. López-Hernández & R. García-Morales (2023): Herpetofauna of the Chaschoc lagoon wetlands, Tabasco, Mexico. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 6(2): 75-92.
- Chumacero Guevara, M., A. Pichardo Fragosó & C. Monserrat Martínez (2017): La tortuga en Tabasco: comida, identidad y representación [The Turtle in Tabasco: Food, Identity and Representation]. *Estudios de Cultura Maya* XLIX: 97-122.

- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Inclusion of the species *Staurotypus triporcatus* (Mexican giant musk turtle) in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 30: 24 pp.
- CONAP (2021): Listado de Especies Amenazadas de Guatemala, Resolución 04-09-2021. Consejo Nacional de Áreas Protegidas. <https://snib.conap.gob.gt/listas/public/speciesLists> (Letzter Zugriff: 11.03.2024).
- Contreras-Hernández, A., S. Gallina-Tessaro, A. Ortega-Argueta, C. Álvarez-Peredo, E. Saucedo-Castillo, U. Echavarría-Domínguez, M. Pineda-Vázquez, L. García-Feria, C. Tejeda-Cruz, C. Flores-Romero, R. Landgrave-Ramírez & A. González-Zamora (2021): Importancia socioambiental del sanejo de la vida silvestre. Unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre en Veracruz, Tabasco y Chiapas. Xalapa, Mexico (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT) & Instituto de Ecología A. C. (INECOL)): 214 pp.
- de la Torre Loranca, M.A., G. Aguirre León & A. Contreras Hernández (2010): El manejo comunitario de las poblaciones de tortugas dulceacuícolas en el ejido La Margarita, Catemaco, Veracruz, México. Pp. 221-261. In: Guerra-Roa, M.M., S. Calmé, S. Gallina Tessaro & E.J. Naranjo Piñera (eds.): Uso y manejo de la fauna silvestre en el norte de Mesoamérica. Veracruz (ECOSUR, Secretaría de Educación de Veracruz, INECOL): 460 pp.
- Dean, R.H. (1980): Selected aspects of the ecology of the Central American mud turtle, *Staurotypus salvinii*. College Station (Texas A&M University): 69 pp.
- Dean, R.H. & J.W. Bickham (1983): *Staurotypus salvinii* Gray, Central American musk turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 327: 1-2.
- Dürigen, B. (1891): Sumpfschildkröten im Terrarium. Blätter für Aquarien- und Terrarienkunde 2: 64–66; 146-149; 155-156.
- Ewert, M.A. & C.E. Nelson (1991): Sex determination in turtles: Patterns and some possible adaptive values. Copeia 1991(1): 50-69.
- Felbab-Brown, V. (2022): China-linked Wildlife Poaching and Trafficking in Mexico. Washington (The Brookings Institution): 50 pp.
- Flores Puebla, L. (2009): Valoración y uso de tortugas de agua dulce en la Cuenca Baja del Papaloapan, Veracruz. Xalapa (Instituto de Ecología): 115 pp.
- Flores-Villela, O.A. (1980): Contribución al conocimiento de los anfibios y reptiles de importancia económica. Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México): 278 pp.
- García Muñiz, A., M.Á. Guadarrama Olivera, N.C. Jiménez Pérez, L.C. Lagunes Espinoza, E.J. Moguel Ordóñez, D.J. Palma López, J.V. Padilla, G. Vargas Simón, G. Vautravers Tosca, C.J. Vázquez Navarrete & J. Zavala Cruz (2019): Hacia la Estrategia Estatal para la Conservación y Uso Sustentable. Pp 373-381. In: Cruz Angón, A. (ed.): La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.
- Gomez-Alvarez, G., M. Ruiz-Boites, O. Hernandez Ordonez & M. Garza-Castro (2016): Anfibios y reptiles comercializados como animales de compañía y ornato, y algunas consideraciones para su conservación. Pp. 375-392. In: Gutiérrez-Mayén, M.G., A. Ramírez-Bautista & E. Pineda-Arredondo (eds.): Ecología y Conservación de Anfibios y Reptiles de México. Sociedad Herpetológica Mexicana, Publicación Especial 4: 392 pp.
- González-Porter, G.P. (2011): Manejo y crianza de tortugas en cautiverio: manual de capacitación. Mexico (SEMARNAT, Dirección General de Vida Silvestre): 42 pp.

- Goode, J. M. (1994): Reproduction in Neotropical musk and mud turtles (*Staurotypus triporcatus*, *S. salvinii*, and *Kinosternon scorpioides*). Pp. 275-296. In: Murphy, J.B., K. Adler & J.T. Collins (eds.) Captive Management and Conservation of Amphibians and Reptiles.: SSAR Contributions in Herpetology 11: 408 pp.
- Gray, J.E. (1864): Description of a new species of *Staurotypus* (*S. salvinii*) from Guatemala. Proceedings of the Zoological Society of London 1864: 127-128.
- Griffin, R.K. (2022): Amphibian and Reptile Diversity of Northern Guatemala. Canterbury (University of Kent): 197 pp.
- Hausmann, P. (1964): Auf Schildkrötenfang in Mexico. DATZ 17(2): 51-54.
- Hausmann, P. (1966): Schildkröten-Zucht. DATZ 19(5): 181-183.
- Hennig, A.S. (2018a): Ernährung von Schlammschildkröten in der Natur. Marginata 15(2): 16-33.
- Hennig, A.S. (2018b): Lebendfutter für Schlamm- und andere Wasserschildkröten – selbst gefangen, selbst gezüchtet, selbst gekauft. Marginata 15(2): 34-39.
- Hennig, A.S. (2022): *Staurotypus salvinii* (Gray, 1864), Salvins Kreuzbrustschildkröte. Marginata 19(2): 31-33.
- Hernández-Guzmán, J., J. Rimber Indy, G.S. Yasui & L. Arias-Rodriguez (2014): Los cromosomas de las tortugas tropicales: *Kinosternon leucostomum*, *Trachemys scripta* y *Staurotypus triporcatus* (Testudines: Kinosternidae/Emydidae). Revista de Biología Tropical 62(2): 671-688.
- Holman, J.A. (1963): Observations on dermatemyd and staurotypine turtles from Veracruz, Mexico. Herpetologica 19(4): 277-279.
- Hong, X., X. Zhang, X. Liu, Y. Wang, L. Yu, W. Li, F. Chen & X. Zhu (2022): Status and Analysis of Artificial Breeding and Management of Aquatic Turtles in China. biology 11(9): 1368.
- Iverson, J.B. (1983): *Staurotypus triporcatus* (Wiegmann), Three-keeled or giant musk turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 328: 1-2.
- Iverson, J.B. (1985): *Staurotypus* Wagler, Mexican musk turtles. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 362: 1-2.
- Iverson, J.B. (2016): *Staurotypus triporcatus* (Northern Giant musk turtle). Longevity. Herpetological Review 47(1): 73.
- Janzen, F.J. & J.G. Krenz (2004): Which was First, TSD or GSD? Pp. 121-130. In: Valenzuela, N. & V. Lance (eds.): Temperature Dependent Sex Determination in Vertebrates. Washington (Smithsonian Books): 304 pp.
- Ji, Y., Y. Li, F. Liu & D. Li (2020): Assessment of current trade of exotic pets on the internet in China. Biodiversity Science 28(5): 644–650.
- Johnson, J.D., V. Mata-Silva & L.D. Wilson (2015): A conservation reassessment of the Central American herpetofauna based on the EVS measure. Amphibian and Reptile Conservation 9(2): 1-94.
- KiZooDo (2020): Zoo Dortmund gelingt erstmals Nachzucht einer Salvins Kreuzbrustschildkröte. Förderverein Kinder und Zoo Dortmund e.V. 17.04.2020 <https://www.kizoodo.de/zoo-dortmund-gelingt-erstmal-nachzucht-einer-salvins-kreuzbrustschildkroete/> (Letzter Zugriff: 23.04.2024).
- Leenders, T. (2019): Family Kinosternidae. Pp. 62-62. In: Leenders, T.: Reptiles of Costa Rica. Ithaca (Cornell University Press): 643 pp.
- Legler, J.M. & R.C. Vogt (2013): The Turtles of Mexico: Land and Freshwater Forms. Berkeley (University of California Press): 416 pp.
- Llebaria, J. (2012): Experiencias en el mantenimiento de *Claudius angustatus* y *Staurotypus salvinii*. In: López Sánchez, J.M. (ed.): Jornadas Quelonios 2012. Valencia (Sociedad Herpetológica Valenciana).

- López Gómez, M.A. (2009): Uso de las tortugas de agua dulce en Tlacotalpan Veracruz y propuesta para su conservación. Xalapa (Universidad Veracruzana): 55 pp.
- López Leon, N.P. (2008): Diseño de una propuesta de manejo de tres especies de tortugas dulceacuicolas (*Kinosternon scorpioides cruentatum*, *Staurotypus salvinii* y *Trachemys venusta grayi*) en dos localidades de la reserva de la biosfera La Encrucijada, Chiapas. Xalapa (Instituto de Ecología): 78 pp.
- Masés-García, C.A., M. Briones-Salas & J.E. Sosa-Escalante (2021): Assessment of wildlife crime in a high-biodiversity region of Mexico. *Journal for Nature Conservation* 59: 125932.
- McCranie, J.R. (2018): The Lizards, Crocodiles, and Turtles of Honduras. Systematics, Distribution, and Conservation. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* 15(1): 1-129.
- Méndez, E. & A. Olivera (2022): Vendidos sin piedad: El tráfico de vida silvestre amenaza la biodiversidad de México. Tucson (Centro para la Diversidad Biológica): 25 pp.
- Méndez Sánchez, C.A. & C.E. Zenteno Ruiz (2019): Establecimiento de las unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA). Pp. 363-369. In: Cruz Angón, A. (ed.): La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.
- Mertens, R. (1952): Die Amphibien und Reptilien von El Salvador, auf Grund der Reisen von R. Mertens und A. Zilch. *Abhandlungen der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft* 487: 1-120.
- Montuy Pozo, G., H.K. De la Cruz Félix & C.C. Guzmán Aguirre (2019): Uso tradicional de los vertebrados silvestres. Pp. 309-317. In: Cruz Angón, A. (ed.): La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. I. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 372 pp.
- Morales Mávil, J.E. & S.J. Suárez Castillo (2010): Conocimiento y uso de las tortugas de agua dulce por pescadores y lancheros de Sontecomapan, Veracruz, México. Pp. 193-220. In: Guerra-Roa, M.M., S. Calmé, S. Gallina Tessaro & E.J. Naranjo Piñera (eds.): Uso y manejo de la fauna silvestre en el norte de Mesoamérica. Veracruz (ECOSUR, Secretaría de Educación de Veracruz, INECOL): 460 pp.
- Pellegrin, N. (2011): Haltung und Nachzucht der Salvin-Kreuzbrustschildkröte, *Staurotypus salvinii*. *Reptilia* 16(5): 34-38.
- Pempelfort, H. (2018): Schlammschildkröten – Eine Einführung. *Radiata* 27(1): 4-9.
- Petzold, H.-G. (1979): *Staurotypus salvinii* Gray 1864, Salvin-Kreuzbrustschildkröte (Familie: Kinosternidae, Schlammschildkröten). *Aquarien-Terrarien* 26(10): 360.
- Pfau, B., A. Consul, C. Koch, E. Reyes-Grajales & C. Stanford (2021): Schildkrötenschutz und Schildkrötenhandel in Mexiko – und die Entwicklung DNA-basierter Werkzeuge zur Feststellung der Herkunft konfiszierter Tiere. *Radiata* 30(3): 4-35.
- Pfau, B. & J.M. Wiechert (2003): Gedanken zur Fütterung von Wasserschildkröten. *Emys* 10(4): 4-50.
- Philippen, H.-D. (2013): *Staurotypus salvinii* Gray, 1864, Salvin-Kreuzbrustschildkröte. *Marginata* 10(4): 31-34.
- Pineda-Vázquez, M., A. Ortega-Argueta, M.A. Mesa-Jurado & G. Escalona-Segura (2019): Evaluating the sustainability of conservation and development strategies: The case of management units for wildlife conservation in Tabasco, Mexico. *Journal of Environmental Management* 248: 109260.
- Pineda-Vázquez, M., A. Villegas, N. Pacheco-Coronel, J.A. Escutia-Sánchez & G. Gómez-Álvarez (2022): Herpetofauna como animales ornamentales y de compañía en tres mercados de la Ciudad de México [Trade of Herpetofauna as Ornamental and Companion Animals in Three Markets in Mexico City]. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 5(4): 51-60.
- Platt, S.G. (1993): The natural history of the Mexican giant musk turtle (*Staurotypus triporcatus*) in Belize. *The Vivarium* 5(2): 26-27; 35.

- Pritchard, P.C.H. (1970): Review: Synopsis of the Herpetofauna of Mexico. Volume VI. Guide to Mexican Turtles. Bibliographic Addendum III. By Hobart M. Smith and Rozella B. Smith. *Copeia* 1970(3): 569-571.
- Rafferty, A.R. & R.D. Reina (2012): Arrested embryonic development: a review of strategies to delay hatching in egg-laying reptiles. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 279(1737): 2299-2308.
- République Française (2023): Arrêté du 8 octobre 2018 fixant les règles générales de détention d'animaux d'espèces non domestiques. ministre de la transition écologique et solidaire Le ministre d'Etat, et le ministre de l'agriculture et de l'alimentation. NOR: TREL1806374A. JORF n°0237 du 13 octobre 2018.
- Reyes-Grajales, E., A.D. Walde, J.R. Chávez-Sánchez, J.P. Baldovinos de la Rosa, F. Necochea-Montes & V.H. Reynoso (2024): Potential Implications of an Induced Fire on the Demography of Freshwater Turtles [Implicaciones Potenciales de un Incendio Inducido en la Demografía de Tortugas Dulceacuícolas]. *Wetland Biodiversity* 44: article number 13.
- Reynoso, V.H., M.L. Vázquez Cruz & C. Rivera Arroyo (2016): Estado de conservación, uso, gestión, comercio y cumplimiento de los criterios de inclusión a los apéndices de la CITES Para las especies *Claudius angustatus* y *Staurotypus triporcatus* [Conservation status, use, management, trade and compliance with the criteria for inclusion in the CITES appendices for the species *Claudius angustatus* and *Staurotypus triporcatus*], Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología; Informe final del Proyecto MM009): 191 pp.
- Reynoso Rosales, V.H. (2021): Elaboración de una propuesta de enmienda a los Apéndices de la CITES para incluir a *Claudius angustatus* y *Staurotypus triporcatus*, con base en los criterios establecidos en la Resolución Conf.9.24 (Rev.CoP17) de la CITES y en el Método de Evaluación de Riesgo de la NOM-059-SEMARNAT-2010. Mexico City (Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología; Informe final SNIB-CONABIO, Proyecto No. SE002): 48 pp.
- Ruano Fajardo, E.G., J.M. Quiñonez Guzmán, J. Yara Galdino, K.J.G. Duchez Meyer, J.L. Echeverría Tello & L.M. Ojeda Cabrera (2022): Lista de Especies Amenazadas Guatemala. Guatemala, C.A. (Consejo Nacional de Áreas Protegidas – CONAP–; Publicación técnica No. 02-2022): 118 pp.
- Ruiz López, Y. (2011): Situación de la Unidad de Manejo para la conservación y aprovechamiento sostenible de la vida silvestre (UMA), de tortugas en el poblado Tucta, Nacajuca, Tabasco. Villahermosa (Universidad Juárez Autónoma de Tabasco): 60.
- Saarel, L.S., T.M. Zapletal, D.T. McKnight & D.B. Ligon (2024): Reproductive Cycles and Movements of the Northern Giant Musk Turtle (*Staurotypus triporcatus*) in Belize. 22nd Annual Symposium on the Conservation & Biology of Tortoises & Freshwater Turtles. Tucson.
- Sachsse, W. (2000): Zur Schildkrötenfamilie Kinosternidae – ein Erfahrungsbericht. Pp. 74-78. In: Artner, H. & E. Meier (eds.): Grosses Schildkrötensymposium. 5. Jahrestagung der Schildkrötenfreunde Österreich, Salzburg, Münster (Natur und Tier Verlag): 181 pp.
- Sachsse, W. & A.A. Schmidt (1976): Nachzucht in der zweiten Generation von *Staurotypus salvinii* mit weiteren Beobachtungen zum Fortpflanzungsverhalten (Testudines, Kinosternidae). *Salamandra* 12(1): 5-16.
- Sátorhelyi, T. & B. Farkas (2006): Breeding of Salvin's musk turtle (*Staurotypus salvinii* Gray, 1864) in captivity. Pp. 292-297. In: Artner, H. B. Farkas & V.J.T. Loehr (eds.): Turtles. Proceedings: International Turtle & Tortoise Symposium Vienna 2002. Frankfurt am Main (Edition Chimaira): 618 pp.
- Schilde, M. (2000): Haltung und Zucht von *Staurotypus triporcatus* (Wiegmann, 1828), der Großen Kreuzbrustschildkröte. *Radiata* 9(2): 25-28.
- Schilde, M. (2001): Schlamm Schildkröten. *Kinosternon, Sternotherus, Claudius und Staurotypus*. Münster (Natur und Tier Verlag): 133 pp.

- Schilde, M. (2015): Salvins Kreuzbrustschildkröte – Eine interessante Art aus Mexiko. *Marginata* 13(3): 22-28.
- Schilde, M. (2025): Schlammschildkröten – Mud and Musk Turtles. Leipzig (Hennig Editions): In Press.
- Schmidt, A.A. (1970): Zur Fortpflanzung der Kreuzbrustschildkröte (*Staurotypus salvinii*) in Gefangenschaft. *Salamandra* 6(1/2): 3-10.
- SEMARNAT (2019): MODIFICACIÓN del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, publicada el 30 de diciembre de 2010. Diario Oficial de la Federación, 14 de noviembre de 2019, Ciudad de México (México, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales).
- Sites, J.W., J.W. Bickham & M.W. Haiduk (1979): Derived X chromosome in the turtle genus *Staurotypus*. *Science* 206: 1410-1412.
- Smith, D.C., K.L. Krysko, T.A. Sorensen & M.N. Sider (2011): The Pacific Coast Giant Musk Turtle, *Staurotypus salvinii* Gray 1864 (Kinosternidae), a New Non-indigenous Species in Florida. *IRCF Reptiles & Amphibians* 18(1): 55-56.
- Spyder Ña (2013): Granja de Tortugas de Nacajuca Tabasco. <https://www.youtube.com/watch?v=yhNmreLHqEE> (Letzter Zugriff: 18.04.2024).
- Stärk, J., A.R. da Silva, L. Jouvet, P.P. van Dijk, B. Pfau, I. Alexiadou & D. Condé (2018): Manual for the differentiation of captive-produced and wild-caught turtles and tortoises (Testudines). Bloomington (Species360 under contract for the CITES Secretariat): 24 pp.
- Sy, E.Y. & A.N. Lorenzo (2023): Online Trade of Live Freshwater Turtles and Tortoises in the Philippines. *Philippine Journal of Science* 152(6A): 2111-2128.
- Tejeda, A.G. (2002): Semi-subsistence and sustainability: aquaculture in Tabasco, Mexico. Durham (Durham University): 405 pp.
- Tian, Y., Y. Gao & L. Han (2016): Testudinate China. Hangzhou (8th World Congress of Herpetology): 58 pp.
- Trejo Pérez, J.L. (2019): Tráfico de fauna silvestre. Pp. 161-164. In: Cruz Angón, A. (ed.): La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.
- Turtle Survival Alliance (2023): Mexico: A Global Turtle Diversity Hotspot in Need of Conservation Actions. Impact Report: 12-15.
- Vetter, H. (2005): Turtles of the world. Vol. 3, Central and South America. Frankfurt (Chimaira): 128 pp.
- Vogt, R.C. (1997): *Staurotypus triporcatus*. Pp. 494-495. In: González Soriano, E., R. Dirzo & R.C. Vogt (eds.): Historia natural de Los Tuxtlas. Ciudad de México (Universidad Nacional Autónoma de México): 647 pp.
- Vogt, R.C. & S.G. Guzman (1988): Food partitioning in a neotropical freshwater turtle community. *Copeia* 1988(1): 37-47.
- Vogt, R.C. & O. Flores-Villela (1992): Effects of incubation temperature on sex determination in a community of neotropical freshwater turtles in southern Mexico. *Herpetologica* 48(3): 265-270.
- Voss, M.L. (2017): Erlebnisse mit Eiern von Kinosterniden. *Sacalia* 15(2): 14-17.
- Wagler, J.G. (1830): Genus *Staurotypus*. Kreuzemyde. P. 137. In: Wagler, J.G.: Natürliches System der Amphibien, mit vorangehender Classification der Säugthiere und Vögel. München (In der J.G. Cotta'schen Buchhandlung): 354 pp.

- Wiegmann, A.F.A. (1828): *Terrapene triporcata*. Pp. 364-365. Beiträge zur Amphibienkunde. Isis von Oken 21(3): 364-383.
- Zenteno Ruiz, C.E (2009): Consideraciones Generales para el Manejo y Aprovechamiento Sostenable de Tortugas Dulceacuícolas en Unidades de Manejo – UMAs. Catemaco, Veracruz, México (Taller para la Conservación y Aprovechamiento Sustentable de las Tortugas Dulceacuícolas del sur-sur-este de México).
- Zenteno Ruiz, C.E., J.A. Rangel Mendoza, D.I. Triana Ramírez & C.A. Méndez Sánchez (2019a): Aportaciones al conocimiento sobre tortugas dulceacuícolas desde la División Académica de Ciencias Biológicas: Una revisión retrospectiva [Contributions to knowledge on freshwater turtles from the División Académica de Ciencias Biológicas: A retrospective vision]. Kuxulkab' Revista de Divulgación de la División Académica de Ciencias Biológicas 25(53): 13–25.
- Zenteno Ruiz, C.E., C.A. Méndez Sánchez, J.A. Hernández Velázquez & C.M. Burelo Jiménez (2019b): Unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA). Pp. 251–257. In: Cruz Angón, A. (ed.): La Biodiversidad en Tabasco. Estudio de Estado. Vol. III. Tlalpan (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad): 396 pp.
- Zenteno Ruiz, C.E., C.A. Méndez Sánchez, D.I. Triana Ramírez & A. Sol Sánchez (2021): Cultural, Economic and Environmental Impact of Conservation and Sustainable Exploitation Management Areas (UMA) of Freshwater Turtles in Tabasco, Mexico. Pp. 163–168. In: Keswani, C. (ed.): Agri-Based Bioeconomy. Reintegrating Trans-disciplinary Research and Sustainable Development Goals. Milton Park (Routledge): 330 pp.

Maik Schilde und & Ronny Bakowskie (01.05.2024)

Wir danken Eduardo Reyes Grajales für den Review.

Sternotherus Bell in Gray, 1825

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Sternotherus carinatus</i>	(Gray, 1856)	Gekielte Moschusschildkröte, Dach-Moschusschildkröte	Razorback Musk turtle Gekielde muskusschildpad	ja
<i>Sternotherus depressus</i>	Tinkle & Webb, 1955	Flache Moschusschildkröte	Flattened Musk turtle Platte muskusschildpad	selten
<i>Sternotherus intermedius</i>	Scott, Glenn & Rissler, 2017	Alabama-Moschusschildkröte	Intermediate Musk turtle	selten
<i>Sternotherus minor</i>	(Agassiz, 1857)	Kleine Moschusschildkröte, Zwerg-Moschusschildkröte	Loggerhead Musk turtle Kleine muskusschildpad	ja
<i>Sternotherus odoratus</i>	(Latreille in Sonnini & Latreille, 1801)	Gewöhnliche Moschusschildkröte	Common Musk turtle, stinkpot turtle Cinosterne odorant Tartaruga del muschio comune Tortuga Almizclera Gewone muskusschildpad Klapavka obecna	ja
<i>Sternotherus peltifer</i>	Smith & Glass, 1947	Nackenstreifen-Moschusschildkröte	Stripeneck Musk turtle	ja

Die offiziell anerkannte CITES-Standardnomenklatur ist aktuell Fritz & Havaš (2007) mit vier *Sternotherus*-Arten. Seit dieser Veröffentlichung gab es bedeutende taxonomische Veränderungen innerhalb der Gattung, einschließlich der Beschreibung von *Sternotherus intermedius* und der Aufnahme von *Sternotherus peltifer* als eigene Art, die früher als Unterart von *Sternotherus minor* angesehen wurde. Hier wird die Nomenklatur nach Rhodin et al. (2021) mit sechs *Sternotherus*-Arten verwendet.

Morphologie und Taxonomie

Sternotherus spp. erscheinen auf den ersten Blick ähnlich zu Klappschildkröten (*Kinosternon* spp.), aber die *Kinosternon*-Arten haben normalerweise zwei ausgeprägte Quergelenke im Plastron (das hintere Gelenk ist beispielsweise bei *K. herrerae* sekundär verloren gegangen), während *Sternotherus* spp. nur ein eher undeutliches Gelenk (das vordere) haben und ihren Panzer nicht so schließen können wie die meisten *Kinosternon* spp. Der Rückenpanzer der meisten *Kinosternon*-Arten ist nicht gekielt (Ausnahme z. B. *K. s. scorpioides* mit drei ausgeprägten Kielen, selbst bei ausgewachsenen Tieren) und zwischen den Bauchpanzerplatten ist keine Haut sichtbar.



Abb. 32: adulte *Sternotherus* spp.

- a *S. carinatus* (X. Wapelhorst)
- b *S. intermedius* (X. Wapelhorst)
- c *S. minor*, große Form (X. Wapelhorst)
- d *S. minor*, 5-jähriges ♂ mit bereits typisch vergrößertem Kopf (X. Wapelhorst)
- e *S. peltifer* (H. Pempelfort)
- f *S. odoratus*, jüngeres ♀ mit typischen Kopfstreifen (R. Hentschel).

Sternotherus carinatus – Die Dach-Moschusschildkröte hat kein Gularschild. Sie hat von allen Moschusschildkröten den ausgeprägtesten Dorsalkiel und ist die größte unter den Moschusschildkröten-Arten. Im Herkunftsgebiet erreichen adulte Tiere 10–16 cm CL (Iverson 1989), in Menschenobhut erreichen manche ♂♂ sogar bis zu 20,9 cm Panzerlänge, sie werden regelmäßig größer als die ♀♀ (14,0 cm).

S. depressus – Die Flache Moschusschildkröte hat den niedrigsten Panzer aller Moschusschildkröten und wird daher auch „Spaltenschildkröte des Wassers“ genannt. Sie bewohnt Felsspalten im Flussbett. Als Jungtier haben *S. depressus* noch einen Kiel in der Mitte des Rückenpan-

zers und einen abgeflachten Panzerrand, aber die seitlichen Kiele sind kaum oder nicht erkennbar. Die Tiere haben ein netzartiges Zeichnungsmuster an Hals und Kopf. ♂♂ von *S. depressus* erreichen 9,9 cm, die ♀♀ werden mit 12,5 cm etwas größer (Melancon et al. 2011).

S. intermedius – Die Alabama-Moschusschildkröte hat einen dunkel gepunkteten Kopf auf hellerem Hintergrund, am seitlichen Kopf und im Nacken gibt es eine leicht angedeutete Streifenzeichnung. Es kann sowohl ein einzelnes als auch ein geteiltes Gularschild vorkommen. Auf den Vertebraleschildern gibt es einen Kiel, Lateralkiele auf dem Carapax fehlen zumeist. Zwei Barteln am Kinn (Scott 2016, Scott et al. 2018). Ausgewachsene *S. intermedius* erreichen eine Panzerlänge von 7,3–8,9 cm.

S. minor – Die Zwerg-Moschusschildkröte hat einen Rückenpanzer mit drei angedeuteten Kielen, einen oben auf dem Rücken, und an jeder Seite mittig einen weiteren. Bei erwachsenen Schildkröten sind die Kiele allerdings oftmals nicht mehr zu erkennen. Am Kopf gibt es dunkle Punkte auf hellem Hintergrund. Vorne am Plastron befindet sich ein einzelnes Gulare. Am Hals zwei Barteln. Im Freiland erreichen diese Schildkröten eine CL von 80–135 mm, die ♀♀ werden größer als die ♂♂ (Iverson 1977). Es gibt in Europa zwei Linien, die sogenannte kleine Form und die große Form. Die allermeisten Exemplare gehören der kleinbleibenden Form an und erreichen selten über 10 cm Panzerlänge. Die große Form erreicht regelmäßig 13–15 cm.

S. odoratus – Die einzige eher graue Moschusschildkröte, die anderen Arten sind bräunlich. Jungtiere mit zwei deutlichen, gelben Streifen am Kopf – einer verläuft von der Nasenspitze oberhalb des Auges bis zum Nacken, der andere vom Augen-Unterrand am Mundwinkel vorbei bis zum Hals. Manchmal noch ein angedeuteter dritter Streifen von der Spitze des Unterkiefers zur Kehle, oder ein helles Muster am Kinn. Bei älteren Tieren sind diese Muster nicht mehr zu erkennen. Vier Barteln an Kinn und Kehle. Südliche Populationen kleiner (Tiere aus Florida im Mittel 6–7 cm CL) und heller mit deutlicher Musterung als die meist einheitlich dunkel gefärbten nördlichen Populationen (Indiana & Ontario im Mittel CL 10 cm) (Scott pers. Mitt. 2024). Die maximale Panzerlänge ist 16,0 cm, wobei männliche *S. odoratus* mit höchstens 13,7 cm kleiner bleiben.

S. peltifer – Bei der Nackenstreifen-Moschusschildkröte haben Jungtiere einen Mittelkiel auf dem Carapax, aber keine seitlichen Kiele (Scott et al. 2019, Welc 2021). Am Kopf und am Hals gibt es ein linienartiges Muster, insbesondere an den Seiten des Halses hinter dem Kopf. Die Oberseite des Kopfes kann ein Netzmuster aufweisen, jedoch keine einzelnen Flecken. Es gibt zwei Gularschilder (die in Europa gepflegten Exemplare haben oftmals nur eins) und zwei Barteln am Kinn. Die maximale Panzerlänge beträgt 11,7 cm bei ♀♀ und 10,0 cm für ♂♂.

Bestimmungsschlüssel für die Gattung *Sternotherus* (nach Ernst & Lovich 2009, modifiziert):

- 1a)** Zwei helle Streifen am Kopf, vier Barteln am Kinn und Kehle, nicht überlappende Rückenschilde: ***Sternotherus odoratus***
- 1b)** an der Seite des Kopfes fehlen helle Streifen, nur zwei Barteln am Kinn, überlappende Panzerschilder: **2**
- 2a)** Gularschild fehlt, ausgeprägter Dorsalkiel: ***Sternotherus carinatus***
- 2b)** Gularschild einzeln oder paarig vorhanden, Dorsalkiel nicht stark entwickelt, bei Jungtieren oftmals zwei dorsolaterale Kiele: **3**
- 3a)** Panzer breit und abgeflacht, die Seiten fallen in einem Winkel größer als 100 ° ab, mittlerer Winkel/Panzerhöhen-Verhältnis ist 8:1 oder größer: ***Sternotherus depressus***
- 3b)** Panzer nicht stark abgeflacht, die Seiten fallen in einem Winkel kleiner als 100 ° ab, mittlerer Winkel/Panzerhöhen-Verhältnis ist 5:1 (bei Exemplaren mit Dorsalkiel): **4**
- 4a)** am Kopf dunkle Punkte auf hellem Untergrund; drei Kiele bei Jungtieren, bei adulten oft nicht mehr zu erkennen; einzelnes Gularschild: ***Sternotherus minor***
- 4b)** netzartiges Muster, auf dem Kopf eher Punkte und am Hals feine Streifen; drei Kiele bei Jungtieren, bei adulten oft nicht mehr zu erkennen, Gularschild einzeln oder paarig: ***Sternotherus intermedius***
- 4c)** linienartiges Muster an Kopf und Hals; Dorsalkiel bei Jungtieren vorhanden, aber keine Seitenkiele, zwei Gularschilder: ***Sternotherus peltifer***.

Verbreitung und Lebensraum

Verbreitung

Moschusschildkröten stammen aus Nordamerika, während *Sternotherus odoratus* im Norden bis nach Kanada hinein vorkommt, beschränken sich die anderen Arten auf die USA. Einzelne gemeldete Funde aus Chihuahua, Mexiko konnten nicht bestätigt werden, möglicherweise ist die Art hier inzwischen ausgestorben.

S. carinatus: Alabama, Arkansas, Louisiana, Mississippi, Oklahoma, Texas.

S. depressus: Alabama, im Einzugsgebiet des Black Warrior River oberhalb des Bankhead-Damms.

S. intermedius: Alabama und Florida, Choctawhatchee River und Escambia River mit ihren Zuflüssen.

S. minor: Alabama, Florida, Georgia.

S. odoratus: Alabama, Arkansas, Connecticut, Delaware, Florida, Georgia, Illinois, Indiana, Iowa, Kansas, Kentucky, Louisiana, Maine, Maryland, Massachusetts, Michigan, Mississippi, Missouri, New Hampshire, New Jersey, New York, North Carolina, Ohio, Oklahoma, Pennsylvania, Rhode Island, South Carolina, Tennessee, Texas, Vermont, Virginia, West Virginia, Wisconsin sowie Ontario und Québec in Kanada.

S. peltifer: Alabama, Georgia, Louisiana, Mississippi, North Carolina, Tennessee, Virginia.

Lebensraum

Moschusschildkröten leben hauptsächlich in permanenten Gewässern und seltener in saisonalen Feuchtgebieten, die regelmäßig austrocknen.

S. odoratus ist eigentlich die einzige Art der Gattung, die überwiegend in Teichen, Seen und Sümpfen lebt, auch wenn sie gelegentlich in Quellen und Flüssen zu finden ist. Fließendes Wasser ist der primäre Lebensraum für den Rest der Gattung (wiederum mit einigen Ausnahmen).

Die Grenze zwischen *S. depressus* und *S. peltifer* im Black Warrior River verläuft zwischen felsigem (*depressus*) und sandigem (*peltifer*) Boden.

S. carinatus bewohnt vorwiegend Flüsse und Bäche mit starker Strömung und weichem Boden, die über tiefe Wasserstellen verfügen. Sie können jedoch auch abseits von fließendem Wasser gefunden werden, beispielsweise in Viehtränken.

S. intermedius, *S. peltifer* und *S. minor* sind vor allem in Gewässern mit weichem Boden zu finden, wie Teichen, Seen und Sümpfen mit wuchernden Wasserpflanzen. Viele der berühmten Quellflüsse in Alabama, Mississippi und Florida, in denen diese Arten vorkommen, haben einen Sandboden, und die Beobachtung von *S. minor* ist eine der Attraktionen für Schnorchler in den klaren Quellflüssen Floridas.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2019 (CoP19 Proposal 31).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Besonders geschützt.

In einigen europäischen Ländern, z. B. Frankreich, ist *Sternotherus odoratus* als potenziell invasiv eingestuft und daher Sachkunde-Zertifikats- und genehmigungspflichtig.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Sternotherus carinatus: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 August 2010)

Sternotherus depressus: Vom Aussterben bedroht – CR (Critically Endangered A2bce+4bce, assessed 06 August 2023)

Sternotherus intermedius: Nicht bewertet – Not assessed; auf der TFTSG Provisional Red List (2018): Nicht gefährdet – LC (Least Concern)

Sternotherus minor: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 August 2010)

Sternotherus odoratus: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 03 August 2010)

Sternotherus peltifer: als *Sternotherus minor*, nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 August 2010).

Für viele amerikanische Schildkrötenarten wurde 2024 eine Neubewertung erstellt (Einladung zu den Workshops siehe IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 2023 und Stanford & Rhodin 2023). Neue Gefährdungseinschätzungen sollen 2025 publiziert werden (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024).

Die *Sternotherus*-Arten werden dann in folgende Kategorien eingeordnet:

Sternotherus carinatus: LC

Sternotherus depressus: CR

Sternotherus intermedius: DD

Sternotherus minor: LC

Sternotherus odoratus: LC

Sternotherus peltifer: DD.

Nutzung und Schutz in den Herkunftsländern

In Zuchtfarmen für den Heimtierhandel spielen Moschusschildkröten eine geringere Rolle als größer werdende Schildkröten mit höherem Reproduktionspotential. Dennoch werden verschiedene Arten (*S. carinatus*, *S. minor*, *S. odoratus* und *S. peltifer*) gezüchtet und vermarktet, teilweise in Farbzuchtformen (Albino, Pastel etc.) (Alabama Turtle Farmer 2024, Bonin 2004, Boudreaux's Turtle Farm 2024, Dark Hammock Turtle 2024). Als menschliche Nahrung oder für medizinische Zwecke spielen *Sternotherus* spp. heute keine wesentliche Rolle. Handel mit Wildfängen für den Heimtiermarkt wurde insbesondere für die nicht gefährdeten Arten *S. carinatus* und *S. odoratus* dokumentiert.

Auf Bundesstaatenebene sind *Sternotherus* spp. teilweise geschützt, oftmals ist es verboten oder genehmigungspflichtig Tiere zu sammeln, teilweise ist die Anzahl der Exemplare die privat gehalten werden dürfen beschränkt.

Das Absammeln und der Handel von *S. depressus* ist in den USA verboten, diese Art ist bereits seit 11. Juni 1987 als gefährdete Art im Endangered Species Act eingetragen. Leider verhindert dieser Schutz nicht den Ausbau des Flusses und den Bergbau mit Abwassereinleitung, so dass sich die Gefährdung der Population im natürlichen Verbreitungsgebiet eher noch verschärft. Die Art wird in den USA gezüchtet (Food and Drug Administration 2015) und zwischen 2013 und 2019 wurden insgesamt 640 in Menschenobhut gezüchtete *S. depressus* aus den USA exportiert (CITES 2022).

In Kanada ist das Absammeln, der Handel und der Besitz von *S. odoratus* in den beiden Provinzen, in denen die Art vorkommt, verboten.

Die Auswertung des internationalen Handels aus den USA aus der LEMIS-Datenbank in den Jahren 2020–2023 (UNEP-WCMC 2024) ergab, dass von 2000–2006 insgesamt 994.492 lebende *S. carinatus* überwiegend nach Ostasien, einige Tiere jedoch auch nach Deutschland, exportiert wurden, davon, 51 % Wildfänge, außerdem 120.087 *S. minor*, davon 39 % Wildfänge und 38 % gefarmte Tiere, die Empfängerländer lagen fast nur in Ostasien, und 1.695.989 *S. odoratus*, davon 65 % Wildfänge – von diesen Schildkröten waren etwa 2/3 nach Ostasien, aber auch recht viele Tiere nach UK gesendet worden. Sogar *S. depressus* ist in dieser Auswertung enthalten, von dieser Art wurden insgesamt 1.238 Tiere, davon 95 % geranchte, exportiert, und zwar in den Jahren 2002, 2006 und 2018. Knapp die Hälfte ging nach Deutschland als Erstimportland, der Rest überwiegend nach China, und einige Tiere wurden auch direkt nach Japan exportiert.

Gefährdungsfaktoren

Die größte Bedrohung für Moschusschildkröten sind Lebensraumverlust und -verschlechterung, vor allem für Arten mit vergleichsweise kleinem Verbreitungsgebiet (insbesondere *Sternotherus intermedius* und *S. depressus*).

Moschusschildkröten sind anfällig für Verschmutzung (Chemikalien, Industrieabwässer, Abflüsse aus dem Bergbau, der Forstwirtschaft, der Landwirtschaft und dem Straßenverkehr) und Sedimentation (z. B. durch Tagebau, Sandabbau) ihrer Heimatgewässer, welche zur Verringerung des Vorkommens von Wasserinsekten und Mollusken führt, welche ihre Nahrungsgrundlage bilden. Zudem können Sedimente die Versteckplätze von Moschusschildkröten in Felsspalten unzugänglich machen. Für die anpassungsfähige und vergleichsweise ausdauernde *S. odoratus* trifft dies etwas weniger zu als für die anderen Moschusschildkröten. Für die Schifffahrt entferntes Totholz führt zum Verlust der besonders beliebten Sonnenplätze.

Da sich Moschusschildkröten selten weit vom Wasser entfernen sind sie weniger gefährdet durch den Verkehr als andere Schildkröten. Die Gefährdung durch Straßenverkehr kann aber für weibliche *Sternotherus* sp. auf der Suche nach Eiablageplätzen relevant sein (Aresco 2005a, Aresco 2005b, Dodd 1990, Dodd 2008, Iverson & Meshaka 2006, Lindeman 2008, Melancon et al. 2013, Zappalorti & Iverson 2006).

Durch den Bau von Staudämmen wurde der Lebensraum von *S. depressus* derart verändert, dass sie in Kontakt mit *S. peltifer* gekommen sind, so entstand eine Hybridzone. Ursprünglich waren die Lebensräume der beiden Arten durch die unüberwindbare Fall Line getrennt (Scott et al. 2019). *Sternotherus depressus* ist stark an die nur im Black Warrior River vorhandenen geschichteten Gesteine angepasst, die Versteckplatz genutzt werden. Durch die Hybridisierung geht dieses Versteckverhalten verloren und die Schildkröten werden für Fressfeinde (wie Reiher, Sonnenbarsche, Fischotter oder Waschbären) leichter auffindbar.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Sternotherus</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Frühestens mit 4 cm Panzerlänge können die Geschlechter anhand der Schwanzlänge unterschieden werden. Die Schwänze von ♂♂ sind länger und dicker als die von ♀♀, die Kloake der ♂♂ ist bei ausgestrecktem Schwanz hinter dem Panzerende. Ein Hornnagel am Schwanzende ist nur bei ♂♂, nicht jedoch bei den ♀♀ vorhanden. Männliche <i>Sternotherus</i> spp. haben raue Haftpolster an den Innenseiten ihrer Hintergliedmaßen.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	<i>Sternotherus carinatus</i> : mit 4–11 Jahren, ♀♀ 8,5–10 cm, ♂♂ 10–12 cm <i>S. depressus</i> : ♀♀ mit 7,0–8,3 cm CL im Alter von 5–15 Jahren, ♂♂ im Alter von 4–12 Jahren mit 6,0–7,0 cm CL <i>S. intermedius</i> : ♂♂ 4 Jahre, ♀♀ 5–7 Jahre <i>S. minor</i> : ♂♂ mit 5,5–6 cm im Alter 2–5 Jahren, ♀♀ mit 7–9 cm im Alter 3–8 Jahre <i>S. odoratus</i> : ♀♀ mit 2–11 Jahren und 5,7–8 cm CL, ♂♂ mit 4,7–7,0 cm im Alter von 1–7 Jahren <i>S. peltifer</i> : ♂♂ 3–4 Jahre, ♀♀ 9–10 cm im Alter von 4–7 Jahren.
Paarung und Eiablagestellen	Paarungen sowohl im Herbst vor der Winterruhe als auch nachher im Frühjahr, in Florida ganzjährig.

	Eiablage in der Natur in flachen Erdlöchern, oft an der Basis von Pflanzen oder neben umgestürzten Baumstämmen, meistens nah am Wasser, teils aber auch bis zu 45 m entfernt.
Fortpflanzungs-saison	April–Oktober, Eiablagen von Mai–Juli, <i>S. odoratus</i> bereits ab April, in Florida teils von September–Juli. Eiablagen im Aquarium ganzjährig möglich.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>Sternotherus carinatus</i> : 2–4 Gelege/Jahr mit je 1–7 Eiern <i>S. depressus</i> : 1–3 Gelege/Jahr mit je 1–4 Eiern <i>S. intermedius</i> : 3–4 Gelege pro Jahr mit je 2–6 Eiern <i>S. minor</i> : 1–6 Gelege pro Jahr mit je 1–5 Eiern <i>S. odoratus</i> : 1–6 Gelege pro Jahr mit je 1–13 Eiern <i>S. peltifer</i> : 2–5 Gelege pro Jahr mit je 1–6 Eiern.
Eigröße / Schlupfgröße	<i>Sternotherus carinatus</i> : Eier 26,0–36,0 mm x 14,4–18,2 mm, Schlüpflinge 23,0–31,0 mm und 3,4–4,2 g <i>S. depressus</i> : Eier 25,0–33,1 mm x 15,0–18,0 mm, Schlüpflinge 25–33 mm und 1,5–2,3 g <i>S. intermedius</i> : Schlüpflinge: 21,0–27,0 mm, 2–4 g <i>S. minor</i> : Eier 21,2–35,0 mm x 12,7–20 mm, Schlüpflinge 20,0–30,0 mm und 1,5–5 g <i>S. odoratus</i> : Eier 18,2–35,0 x 11,2–18,9 mm, Schlüpflinge 17,2–36,0 mm und 0,81–5,0 g <i>S. peltifer</i> : Eier 18,2–24,1 mm x 13,0–19,0 mm, Schlüpflinge 22,0–30,0 mm und 2–4 g.
Entwicklungsdauer	<i>Sternotherus carinatus</i> : 65–150 Tage <i>S. depressus</i> : 45–122 Tage <i>S. intermedius</i> : 80–120 Tage <i>S. minor</i> : 50–141 Tage <i>S. odoratus</i> : 44–121 Tage <i>S. peltifer</i> : 67–160 Tage.
Geschlechtsbestimmung	TSD II, allgemein 22 oder 30 °C für mehr ♀♀, 26 °C für mehr ♂♂. <i>Sternotherus carinatus</i> : Scheitelpunkttemperaturen 25,4 und 28,7 °C <i>Sternotherus depressus</i> : keine Daten <i>S. intermedius</i> : ♂♂ 26 °C, ♀♀ 29 °C <i>S. minor</i> : Scheitelpunkttemperaturen 24,6 und 26,2 °C <i>S. odoratus</i> : Scheitelpunkttemperaturen 24,2 und 26,7 °C <i>S. peltifer</i> : ♂♂ 25–26 °C, ♀♀ 28–30 °C.
Spermien-speicherung	Ja, mindestens eine Saison, teils länger.

Haltung und Nachzucht **A–B/A–B**

Sternotherus carinatus, *S. intermedius*, *S. minor*, *S. odoratus* und *S. peltifer*: Haltung **A**, Nachzucht **A**

Sternotherus depressus: Haltung **B**, Nachzucht **B**.

In Europa am häufigsten gezüchtet werden *Sternotherus minor*, *S. odoratus* und *S. peltifer*. Einzelne Züchter*innen berichten, dass sie bei *S. odoratus* nicht alle Gelege ausbrüten, da die Nachfrage geringer als das Angebot ist. Vermutlich aufgrund der Größe wird *S. carinatus* seltener gezüchtet, aber oft gepflegt. Sehr selten gezüchtet werden *S. depressus* und *S. intermedius*, aufgrund der geringen Verfügbarkeit. Da *Sternotherus*-Arten mit einander hybridisieren können, sollten sie in menschlicher Obhut getrennt gehalten werden. Die Haltungsanforderungen sind für alle Moschusschildkröten sehr ähnlich, deshalb werden die Arten, wenn nicht anders angegeben, nachfolgend zusammen behandelt.

Thema	Angaben für <i>Sternotherus</i> spp.
Trigger (Reize) für die Reproduktion	2–5 Monate Winterruhe bei 4–15 °C möglich, aber nicht unbedingt nötig, Temperaturabsenkung auf 18–20 °C im Winter genügt, die Tageslichtlänge scheint entscheidender zu sein. In Florida sind Moschusschildkröten ganzjährig aktiv.
Haltungsansprüche	Allgemein geringe Ansprüche, die Zucht gelingt selbst ohne UV-Licht, ohne Wärmelampe sowie bei Fütterung von ausschließlich Fertigfutter. Aquarien ab 50 x 30 cm Grundfläche können genügen. Lediglich <i>S. depressus</i> ist stressempfindlicher und hat leicht erhöhte Ansprüche an die Wasserqualität und Versteckplätze (Felsspalten). Wassertemperatur während der Aktivitätszeit 20–30 °C.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Etwa die Hälfte der Befragten hält ihre Moschusschildkröten einzeln und setzt sie nur zur Paarung zusammen. Gelegentlich Vergesellschaftung mit anderen Arten (<i>Chrysemys</i> sp., <i>Clemmys guttata</i>, <i>Cuora</i> sp., <i>Graptemys</i> sp., <i>Mauremys</i> sp., <i>Pseudemys</i> sp.), aufgrund der Möglichkeit der Hybridisierung keine gemeinsame Haltung mit <i>Kinosternon</i> sp. oder anderen <i>Sternotherus</i> sp. empfohlen. Mehrere ♂♂ gemeinsam in einem Aquarium funktioniert bei keiner Art. ♀♀ von <i>S. carinatus</i>, <i>S. minor</i> und <i>S. odoratus</i> oftmals verträglich, teilweise mehrere ♀♀ gemeinsam mit einem ♂ möglich. Bei Gruppenhaltung auf Verträglichkeit achten und ggf. trennen. Bei <i>S. intermedius</i> und <i>S. peltifer</i> grundsätzlich Einzelhaltung empfohlen. Wasserstand meist 15–30 cm, teils mehr als 50 cm. Temperatur auf dem Sonnenplatz 25–45 °C. Kleine Eiablagebox (ab 15 x 15 x 10 cm mit min. 10 cm leicht feuchtem Sand gefüllt) genügt. Inkubation bei 20–30 °C in Vermiculit, Perlit, Seramis, Sand oder Kies. Für alle Moschusschildkrötenarten muss das Becken sehr gut gegen Herausklettern gesichert werden, da diese Schildkröten sehr geschickte Ausbrecher sind, und weil ein längerer Aufenthalt zu Boden gefallener Moschusschildkröten in trockener Umgebung zu Gesundheitsschäden führt (Sachsse, pers. Mitt.).
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Bei <i>Sternotherus depressus</i> , <i>S. peltifer</i> und <i>S. intermedius</i> wird oft von den Züchtenden die Einzelaufzucht praktiziert. Bei <i>S. carinatus</i> , <i>S. minor</i> und <i>S. odoratus</i> kann die Aufzucht in Gruppen funktionieren. Behälter ab einer Grundfläche 15 x 20 cm, Wasserstand meist 5–10 cm, bis 25 cm möglich, wenn Pflanzen oder Wurzeln zum Festhalten vorhanden sind. Wassertemperatur 20–28 °C, Temperatur auf dem Sonnenplatz 20–40 °C.
Lebenserwartung in Haltung	30–50 Jahre.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Alle Arten selten im Zoo, teilweise nicht mehr gewollte Abgabetermine von privat im Bestand. Seltene gezielte Zucht, der Zoo Frankfurt am Main züchtet gelegentlich <i>S. carinatus</i> .

	<i>S. carinatus</i>: Vermutlich aufgrund der Endgröße geringere Zuchtaktivitäten als bei anderen Moschusschildkröten. Mindestens seit den 1980er Jahren in Deutschland gezüchtet (Horn zitiert in Becker 1992). <i>S. depressus</i>: selten gepflegt und daher selten gezüchtet, gilt als heikelste Moschusschildkröte, Zucht in Europa seit den 1972 (Sachse 1973). Im Turtle Survival Center in North Carolina wird aktuell eine Zuchtgruppe für die Erhaltungszucht aufgebaut (C. Hagen pers. Mitt. 2024). <i>S. intermedius</i>: einzelne Nachzuchten, eventuell einige Exemplare unerkant als „<i>S. minor</i>“ gepflegt. <i>S. minor</i>: mindestens seit den 1970er Jahren regelmäßig gezüchtet, vermutlich die am zweithäufigsten gezüchtete Moschusschildkröte. <i>S. odoratus</i>: Erste dokumentierte europäische Nachzuchten in den 1960er Jahren (Olexa 1969), seitdem regelmäßig publiziert (z. B. Polder 1978, Hendrich 1979, Budde 1982, Ophorst 1986, Gad 1987, Feder 1989, Knappik 1989, König 1999, Hennig 1999, Hofer & Artner 2001, Budde 2002, Hennig 2002, Debry 2005, Thierfeldt & Höfler-Thierfeldt 2005, Nad & Schaffer 2009, Odorizzi 2010, Kalter 2011, Hofmann 2013, Hennig 2020). Gilt als eine der am einfachsten zu züchtenden Wasserschildkrötenarten. <i>S. peltifer</i>: Zuchtaktivitäten in Deutschland mindestens seit den 1990er Jahren.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Einfach, teilweise schlüpfen bei Gruppenhaltung Jungtiere ohne weiteres Zutun im Landteil des Aquariums.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Gering, viele Züchtende gaben an, dass 80–100 % der Jungtiere überlebten.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Ja für alle Arten. Bei den häufig gezüchteten Arten auch weitere Folgegenerationen.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Zwei Befragte gaben an, dass sie mehrere Moschusschildkröten-Arten in Europa kommerziell züchten. Zudem gibt es in Nordamerika und Asien mehrere Zuchtfarmen, die neben anderen Wasserschildkröten auch Moschusschildkröten (meist <i>Sternotherus odoratus</i> oder <i>S. carinatus</i> , aber auch <i>S. minor</i> und <i>S. peltifer</i>) züchten.
Befragungen	33 ausgefüllte Fragebögen, davon knapp die Hälfte für <i>S. odoratus</i> , nur ein Fragebogen für <i>S. intermedius</i> , kein Fragebogen für <i>S. depressus</i> , jedoch ein Interview mit einem erfahrenen Züchter. Für die übrigen Arten kamen einzelne Fragebögen zurück (<i>S. minor</i> : 7, <i>S. peltifer</i> : 5, <i>S. carinatus</i> : 4). Einzelne Personen füllten Fragebögen für mehrere Arten aus. Einzelne Fragebögen wurden von nicht züchtenden Personen ausgefüllt, teils aufgrund der Haltung eines Einzeltiers, teils weil kein Interesse an der Zucht bestand. Zwei Personen gaben an kommerzielle Züchter zu sein, keine Fragebögen von Zoos oder anderen Institutionen. Zusätzliche Angaben stammen aus Diskussionen bei diversen Schildkrötentreffen in Deutschland und Österreich sowie aus der Literatur. Einige Schildkrötenliebhabende gaben an, dass sie keinen Fragebogen ausgefüllt hätten, da über Moschusschildkröten schon so viel bekannt und publiziert wäre. Zudem werden Moschusschildkröten von vielen Personen „nebenbei“ gezüchtet, ohne Reproduktionsdaten zu erfassen.

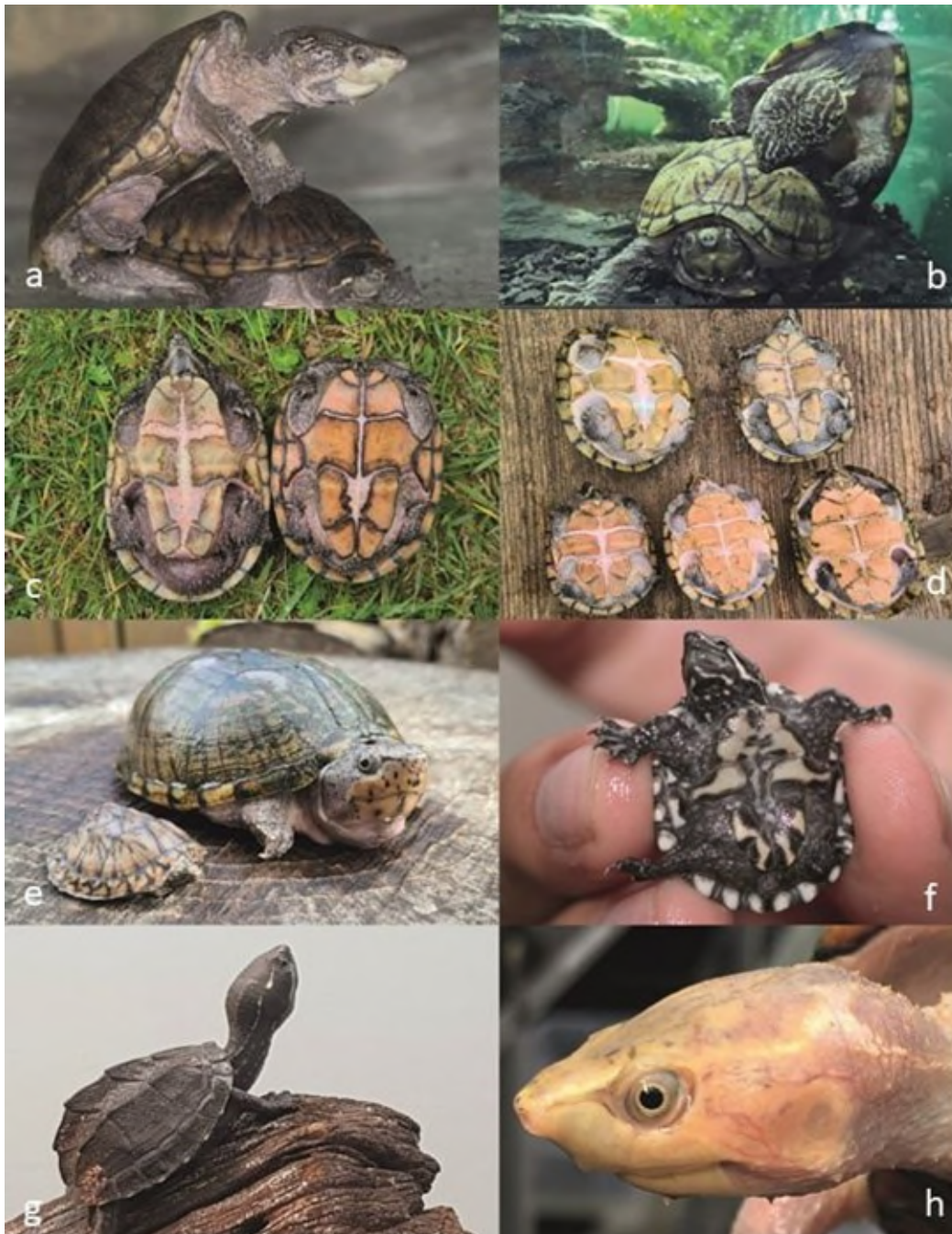


Abb. 33: *Sternotherus*-Zucht

- a *S. odoratus* Paarung, das ♂ zeigt bereits nicht mehr die deutlichen Kopfstreifen kleinerer/jüngerer Tiere (R. Hentschel)
- b *S. intermedius* Paarung, das ♂ zeigt die typische Oberkopf-Färbung (X. Wapelhorst)
- c Geschlechtsunterschiede adulter *S. odoratus*, ♂ links (X. Wapelhorst)
- d Plastron adulter *Sternotherus*, obere Reihe: *S. carinatus* und *S. odoratus*, darunter *S. peltifer*, *S. minor* und *S. intermedius* (X. Wapelhorst)
- e *S. minor* Jungtier und adultes ♀ (X. Wapelhorst)
- f *S. odoratus*-Schlüpfling. Die *Sternotherus*- (und auch *Kinosternon*-) Jungtiere sind sehr klein (R. Hentschel)
- g *S. odoratus*-Jungtier, noch mit den typischen Panzerkielen. *Sternotherus*-Arten können sehr gut klettern (R. Hentschel)
- h *S. odoratus*, isabellfarbene Zuchtform (R. Hentschel).

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Agassiz, L. (1857): *Goniochelys minor*. P. 424. In: Agassiz, L.: Contributions to the Natural History of the United States of America. First Monograph. Vol. I. Part I. Essay on Classification. Part II. North American Testudinata. Boston (Little, Brown and Co., Vol. I): 1-452.
- Alabama Turtle Farmer (2024): Alabama Turtle Farmer: Wholesale Turtles / Bentley Turtle Farms. Available online at: www.alabamaturtlefarmer.com/bentleyturtlefarm (Letzter Zugriff: 27.06.2024).
- Andrews, K. D. & S. L. Andrews (1992): *Sternotherus odoratus* (Stinkpot). Reproduction. Herpetological Review 23(4): 116-117.
- Aresco, M.J. (2005a): The effect of sex-specific terrestrial movements and roads on the sex ratio of freshwater turtles. Biological Conservation 123(1): 37-44.
- Aresco, M.J. (2005b): Mitigation measures to reduce highway mortality of turtles and other herpetofauna at a north Florida lake. Journal of Wildlife Management 69(2): 549-560.
- Baur, M. & T. Friz (2009): Physiologie der Ruhephasen bei Reptilien, insbesondere Schildkröten. Teil 1: Winterruhe (Hibernation) – eine Literaturübersicht. Marginata 6(4): 48-56.
- Baur, M. (1995): Erfolge und Mißerfolge bei der Pflege der Gekielten Moschusschildkröte. DATZ 48(4): 242-244.
- Baur, M. (2000): Physiologie und Pathologie der Fortpflanzung bei Schildkröten. Pp. 141-165. In: Artnert, H. & E. Meier (eds.): Grosses Schildkrötensymposium. 5. Jahrestagung der Schildkrötenfreunde Österreich, Salzburg. Münster (Natur und Tier Verlag): 183 pp.
- Becker, H. & A. Müller (1997): Bemerkenswerte Beobachtungen bei der Aufzucht der Gekielten Moschusschildkröte (*Kinosternon carinatum*) (Gray, 1856). Elaphe N.F. 5(3): 10-15.
- Becker, H. (1992): Beobachtungen bei der Haltung und Nachzucht von *Sternotherus carinatus* (Gray, 1856). Salamandra 28(1): 9-13.
- Becker, H. (1995): Terrarien-Nachzucht von *Sternotherus carinatus* (Gray, 1856). Sauria 17(3): 29-33.
- Becker, H. (2003): Comments on keeping and breeding the loggerhead musk turtle *Sternotherus minor minor* (Agassiz, 1857). Radiata English Edition 12(1): 3-10.
- Bell, T. (1825): A monograph of the tortoises having a moveable sternum, with remarks on their arrangement and affinities. Zoological Journal 2: 299-310.
- Bels, V. & R. Libois (1983): Etude comparee des parades sexuelles de quelques especes de cheloniens: *Pelomedusa subrufa subrufa*, *Sternotherus minor minor* et *Kinixys belliana nogueyi*. Cahiers d'ethologie appliquee 3(1): 39-58.
- Bidmon, H.-J. (2015): Drohgebärden vom ersten bis zum letzten Tag: Die Kleine Moschusschildkröte, *Sternotherus minor minor*. Schildkröten im Fokus 12(3): 3-23.
- Bonin, F. (2004): Concordia Turtle Farm – The greatest Red-eared Sliders farm of the USA. Radiata English Edition 13(3): 18-24.
- Boonstra, J. (2021): *Sternotherus* sp. Richtlijnen huisvesting en verzorging, Nederlands-Belgische Schildpadden-Vereiniging: 5 pp.
- Borg, J.P. ter (2019): Overwinterende moerasschildpadden in met ijs bedekt water – Hoe doen ze dat? Lacerta 76(1): 22-31.
- Boudreaux's Turtle Farm (2024): Turtle Species Available. Available online at: <https://www.boudreauxsturtlefarm.com/Turtle-Species-Available> (Letzter Zugriff: 27.06.2024).
- Browne, C. L. (2003): The status of turtle populations in Point Pelee National Park. Thunder Bay, Ontario (Lakehead University): 112 pp.

- Budde, H. (1982): Durch Nachzucht erhalten: Die Moschusschildkröte. *Aquarien-Magazin* 16(4): 242-246.
- Budde, H. (2002): Haltung und Nachzucht der Gewöhnlichen Moschusschildkröte (*Sternotherus odoratus*, Latreille 1801). *Testudo* 11(2): 8-16.
- Cagle, F.R. (1937): Egg laying habits of the slider turtle (*Pseudemys troosti*), the painted turtle (*Chrysemys picta*), and the musk turtle (*Sternotherus odoratus*). *Journal of the Tennessee Academy of Science* 12: 87-95.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Inclusion of all species of Musk turtles in the Genus *Sternotherus* spp. in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 31: 22 pp.
- Clark, P.J., M.A. Ewert & C.E. Nelson (2001): Physical apertures as constraints on egg size and shape in the common musk turtle, *Sternotherus odoratus*. *Functional Ecology* 15(1): 70-77.
- Collins, D. & G. George (1992): Establishing a North American turtle collection at the Tennessee Aquarium. 16th International Herpetological Symposium on Captive Propagation and Husbandry. St. Louis, Thurmont, MD (Zoological Consortium, Inc): 1-9.
- Cox, W.A. & K.R. Marion (1978): Observations on the female reproductive cycle and associated phenomena in spring-dwelling populations of *Sternotherus minor* in North Florida (Reptilia: Testudines). *Herpetologica* 34(1): 20-33.
- Dark Hammock Turtle (2024): Florida's Largest Turtle Farm. Our Turtles. Available online at: <http://darkhammockturtles.com/catalog.1.html> (Letzter Zugriff: 27.06.2024).
- Debry, A. (2005): Elevage et reproduction en captivité de la Cinosterne odorant, *Sternotherus odoratus*. *Manouria* 8(26): 6-9.
- Delaruelle, J.J. & C. Lapérouse (2013): Les *Sternotherus*. *Chéloniens* 32: 20-39.
- Dodd, C.K. (1988): Disease and population declines in the Flattened Musk Turtle *Sternotherus depressus*. *American Midland Naturalist* 119(2): 394-401.
- Dodd, C.K. (1990): Effects of habitat fragmentation on a stream-dwelling species, the flattened musk turtle *Sternotherus depressus*. *Biological Conservation*, 54(1): 33-45.
- Dodd, C.K. (2008): *Sternotherus depressus* Tinkle and Webb 1955 – flattened musk turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann and J.B. Iverson (Hrsg.). *Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group*. Chelonian Research Monographs No. 5, 013.1-013.7.
- Dodd, C.K., K.M. Enge & J.N. Stuart (1988): Aspects of the biology of the flattened musk turtle, *Sternotherus depressus* in northern Alabama. *Bulletin of the Florida State Museum Biological Sciences* 34(1): 1-64.
- Ducotterd, C. (2021): Das Centre Emys in Chavornay, Schweiz. *elaphe* 2021(3): 30-39.
- Enge, K.M., H.F. Percival, K.G. Rice, M.L. Jennings, G.R. Masson & A.R. Woodward (2000): Summer Nesting of Turtles in Alligator Nests in Florida. *Journal of Herpetology* 34(4): 497-503.
- Ennen, J.R. & A.F. Scott (2013): Home Range Characteristics and Overwintering Ecology of the Stripe-Necked Musk Turtle (*Sternotherus minor peltifer*) in Middle Tennessee. *Chelonian Conservation & Biology* 12(1): 199-203.
- Ernst, C.H. & J. Lovich (2009): *Turtles of the United States and Canada*. Baltimore, Maryland (John Hopkins University Press): 827 pp.
- Etchberger, C.R. (1984): The Reproductive Biology of *Sternotherus minor minor* (Reptilia: Testudines: Kinosternidae) from the Southern Part of its Range in Central Florida. Orlando, FL (University of Central Florida): 48 pp.

- Etchberger, C.R. & L.M. Ehrhart (1987): The Reproductive Biology of the Female Loggerhead Musk Turtle, *Sternotherus minor minor*, from the Southern Part of Its Range in Central Florida. *Herpetologica* 43(1): 66-73.
- Etchberger, C.R. & R.H. Stovall (1990): Seasonal variation in the testicular cycle of the loggerhead musk turtle, *Sternotherus minor minor*, from Central Florida. *Canadian Journal of Zoology* 68(6): 1071-1074.
- Ewert, M.A. (2005): *Sternotherus odoratus* (Common Musk Turtle). Size and Reproduction. *Herpetological Review* 36(3): 314.
- Ewert, M.A. & C.E. Nelson (1991): Sex determination in turtles: diverse patterns and some possible adaptive values. *Copeia* 1991(1): 50-69.
- Feder, K. (1989): Unerwartete Nachzucht bei der Moschusschildkröte (*Sternotherus odoratus*). *Elaphe* 11(2): 28.
- Felsner, H. (1999): Langjährige Nachzucht der Kleinen Moschusschildkröte *Sternotherus minor minor* (Agassiz, 1857). *Emys* 6(1): 4-14.
- Felsner, H. (2001): Über die Nachzucht der Dachkiel-Moschusschildkröte *Sternotherus carinatus*. *Emys* 8(6): 14-25.
- Felsner, H. (2005): Haltung und Nachzucht der Kleinen Moschusschildkröte (*Sternotherus minor* Agassiz, 1857). *Marginata* 2(1): 13-19.
- Finkler, M.S. & A.E. Schultz (2003): *Sternotherus odoratus* (Common Musk turtle) and *Chelydra serpentina* (Common Snapping turtle). Reproduction. *Herpetological Review* 34(1): 58.
- Food and Drug Administration (2015): Petitioner requests the FDA Commissioner to amend 21CFR Sec.1240.62 section (c) Exceptions by adding the following two exceptions: The sale and distribution of live turtles and viable turtle eggs, sold for \$75 or more and which are listed by the International Union for Conservation of Nature and Natural Resources Red List as Extinct In Wild, Critically Endangered, Endangered, or Vulnerable. Docket ID FDA-2015-P-4664. <https://www.regulations.gov/docket/FDA-2015-P-4664> (Letzter Zugriff: 21.07.2024)
- Fritz, U. and Havaš, P. (2007): Checklist of Chelonians of the World. *Vertebrate Zoology* 57(2): 149-368.
- Gad, J. (1987): Die Zucht von *Sternotherus odoratus* (Latreille, 1801) und die dabei auftretenden Schildanomalien. *Salamandra* 23(1): 1-9.
- Gad, J. (1989): Drehversuche an Schildkröteneiern im Hinblick auf Schildanomalien, hier bei *Sternotherus odoratus*. *Salamandra* 25(2): 109-111.
- Geissel, U. (2004): Das Ökosystem im Schildkröten-Aquarium. *Emys* 11(4): 19-33.
- Gibbons, J.W. (1970): Reproductive characteristics of a Florida population of musk turtles (*Sternotherus odoratus*). *Herpetologica* 26(2): 268-270.
- Gibbons, J.W., J.L. Greene & K.K. Patterson (1982): Variation in reproductive characteristics of aquatic turtles. *Copeia* 1982(4): 776-784.
- Gist, D.H. & J.D. Congdon (1998): Oviductal sperm storage as a reproductive tactic of turtles. *Journal of Experimental Zoology* 282(4/5): 526-534.
- Gist, D.H. & J.M. Jones (1989): Storage of sperm in the oviducts of turtles. *Journal of Morphology* 199(3): 379-384.
- Gist, D.H., T.W. Turner & J.D. Congdon (2000): Chemical and thermal effects on the viability and motility of spermatozoa from the turtle epididymis. *Journal of Reproduction and Fertility* 119(2): 1-7.

- Goode, M. (1990): Breeding semi-aquatic and aquatic turtles at the Columbus Zoo. Pp. 66-76. In: Beaman, K.R., F. Caporaso, S. McKeown & M.D. Graff (eds.): Proceedings of First International Symposium on Turtles and Tortoises: Conservation and Captive Husbandry. Orange, CA (Chapman University): 171 pp.
- Gray, J.E. (1825): A synopsis of the genera of reptiles and amphibia, with a description of some new species. *Annals of Philosophy* 2(10): 193-217.
- Gray, J.E. (1856): *Aromochelys carinata*. Pp. 199. In: Gray, J.E.: On some new species of freshwater tortoises from North America, Ceylon and Australia, in the collection of the British Museum. Proceedings of the Zoological Society of London 1855(23):197-202. [Published Feb 1856].
- Hackethal, U. (1998): Zur Überwinterung aquatischer Schildkröten. *Journal der AG Schildkröten* 7(3): 11-12.
- Hendrischk, G. (1979): *Sternotherus odoratus* – Nachzucht im Terrarium. *Sauria* 1(1): 5-9.
- Hennig, A.S. (1999): Eine empfehlenswerte Wasserschildkröte – auch für den Anfänger: Haltung und Nachzucht der Gewöhnlichen Moschusschildkröte *Sternotherus odoratus*. *Reptilia* 4(5): 65-68.
- Hennig, A.S. (2000): Haltung und Nachzucht von *Sternotherus carinatus* (Gray, 1855), der Dach-Moschusschildkröte. *Radiata* 9(4): 3-7.
- Hennig, A.S. (2002): Pflege und Vermehrung von Gewöhnlicher Moschusschildkröte (*Sternotherus odoratus*) sowie Dach-Moschusschildkröte (*Sternotherus carinatus*). *Reptilia* 7(3): 36-40.
- Hennig, A.S. (2020): Incubating Chelonian Eggs. Frankfurt (Edition Chimaira): 250 pp.
- Hennig, A.S. (2020): Der kleine Stinker aus dem Sumpf – die Gewöhnliche Moschusschildkröte, *Sternotherus odoratus*. *Marginata* 17(4): 10-13.
- Hennig, A.S. (2020): Meine Erfahrungen bei der langjährigen Haltung und Nachzucht der Gewöhnlichen Moschusschildkröte, *Sternotherus odoratus*. *Marginata* 17(4): 26-39.
- Hennig, A.S. (2020): *Sternotherus carinatus* (Gray, 1855) Dachmoschusschildkröte, Kielrückige Moschusschildkröte, Gekielte Moschusschildkröte. *Marginata* 17(3): 37-39.
- Hennig, A.S. (2022): Landteile für die Eiablage von Wasserschildkröten. *Marginata* 19(3): 18-25.
- Hennig, A.S. (2022): *Sternotherus minor* (Agassiz, 1857). Südliche Zwergmoschusschildkröte, Kleine Moschusschildkröte. *Marginata* 19(4): 34-37.
- Hentschel, R. (2020): *Sternotherus intermedius* Scott, Glenn & Rissler, 2017. Europäische Erstnachzucht der Alabama-Moschusschildkröte. *Sacalia* 18(4): 6-15.
- Highfield, A.C. (1996): Practical Encyclopedia of Keeping and Breeding Tortoises and Freshwater Turtles. London, Carapace Press
- Ho, S., S. Kleis, R. McPherson, G.J. Heisermann & I.P. Callard (1982): Regulation of Vitellogenesis in Reptiles *Herpetologica* 38(1): 40-50.
- Hofer, A. & H. Artner (2001): Mehrjährige Nachzucht der Gewöhnlichen Moschusschildkröte *Sternotherus odoratus* (Latreille, 1801). *Emys* 8(6): 4-13.
- Hofer, W. (2006): Breeding the razor-backed musk turtle *Sternotherus carinatus* (Gray, 1855). Pp. 239-243. In: Artner, H., B. Farkas & V.J.T. Loehr (eds.): Turtles. Proceedings: International Turtle & Tortoise Symposium Vienna 2002. Frankfurt am Main (Edition Chimaira): 618 pp.
- Hofer, W. (2009): Haltung und Nachzucht der kleinen gestreiften Moschusschildkröte *Sternotherus minor peltifer*. *Sacalia* 7(4): 9-16.
- Hofmann, T. (2012): Ungewöhnlich große Gelege von *Sternotherus odoratus* (Latreille, 1801) [Unusually large Clutches of *Sternotherus odoratus* (Latreille, 1801)]. *Sauria* 34(4): 61-62.

- Hofmann, T. (2013): Erfahrungen bei Haltung und Vermehrung der Gewöhnlichen Moschusschildkröte (*Sternotherus odoratus*). *Marginata* 10(1): 41-51.
- Hoherz, R. (2003): „Zwillinge“ bei *Sternotherus odoratus*. *Elaphe* N.F. 11(2): 13.
- Hong, X., X. Zhang, X. Liu, Y. Wang, L. Yu, W. Li, F. Chen & X. Zhu (2022): Status and Analysis of Artificial Breeding and Management of Aquatic Turtles in China. *biology* 11(9): 1368.
- Iverson, J.B. & W.E. Meshaka (2006): *Sternotherus odoratus* – Common Musk Turtle or Stinkpot. Pp. 207-223. In: Meylan, P.A. (ed.): *Biology and Conservation of Florida Turtles*. Chelonian Research Monographs 3: 376 pp.
- Iverson, J.B. (1977): Reproduction in fresh water and terrestrial turtles of north Florida. *Herpetologica* 33(2): 205-212.
- Iverson, J.B. (1978): Reproductive cycle of female loggerhead musk turtles (*Sternotherus minor minor*) in Florida. *Herpetologica* 34(1): 33-39.
- Iverson, J.B. (2002): Reproduction in female razorback musk turtles (*Sternotherus carinatus*: Kinosternidae). *Southwestern Naturalist* 47(2): 215-224.
- Kalter, G. (2011): Haltung und Nachzucht der Gewöhnlichen Moschusschildkröte *Sternotherus odoratus* (Latreille, 1801). *Testudo* (SIGS) 20(2): 5-24.
- Kavanagh, B.T. & M.A. Kwiatkowski (2016): Sexual Dimorphism, Movement Patterns, and Diets of *Sternotherus carinatus* (Razorback Musk Turtle). *Southeastern Naturalist* 15(Special Issue 9: Proceedings of the 6th Big Thicket Science Conference: Watersheds and Waterflow): 117-133.
- Kelderman, D. (1992): De Muskusschildpadden *Kinosternon carinatum*, *K. odoratum* en *K. minor minor* in het terrarium. *Lacerta* 50(3): 98-103.
- Knappik, W. (1989): Nachzucht von *Sternotherus odoratus*. *Elaphe* 11(2): 26-27.
- König, O. (1999): Unerwartete Vermehrung der Gewöhnlichen Moschusschildkröte *Kinosternon odoratum* (Latreille, 1801). *Journal der AG Schildkröten* 8(1): 6-9.
- Krautwald-Junghans, M.-E. (2017): Haltung exotischer Tiere und Wildtiere in Privathand: Situationsanalyse, Bewertung und Handlungsbedarf insbesondere unter Tierschutzaspekten. Teil 3: Ergebnisse der Situationsanalyse Haltungsbedingungen/Tierschutzprobleme übergeordnete Diskussion und Zusammenfassung Gegenüberstellung der geplanten zu den erreichten Zielen. Leipzig (Universität Leipzig Veterinärmedizinische Fakultät Klinik für Vögel und Reptilien. 2. Zwischenbericht): 378 pp.
- Krynak, T. & J.C. Spetz (2010): *Sternotherus odoratus* (Eastern Musk Turtle). Nesting. *Herpetological Review* 41(4): 487-488.
- Lagler, K.F. (1941): Fall mating and courtship of the musk turtle. *Copeia* 1941(4): 268.
- Latreille, P.A. (1801): La Tortue odorante, *Testudo odorata*. P. 122-124. In: Sonnini, C.S. & P.A. Latreille: *Histoire Naturelle des Reptiles, avec figures dessinées d'après nature*. Tome Premier. Première Partie. Quadrupèdes et Bipèdes Ovipares. Paris (Deterville): 280 pp.
- Lehmann, H. (1984): Ein Zwillingschlupf bei *Sternotherus minor minor* (Agassiz, 1857). *Salamandra* 20(4): 192-196.
- Lindeman, P.V. (2008): *Sternotherus carinatus* Gray 1856 – razorback musk turtle, razor-backed musk turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann and J.B. Iverson (Hrsg.). *Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group*. Chelonian Research Monographs No. 5, 012.1-012.6.
- Lindeman, P.V. (2020): Isometry of egg size in a Texas population of the turtle *Sternotherus odoratus* that exhibits a nearly fixed clutch size. *Journal of North American Herpetology* 2020(1): 13-17.

- Lindsay, S.D. & M.E. Dorcas (2001): Effects of cattle on reproduction and morphology of pond-dwelling turtles in North Carolina. *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society* 117(4): 249-257.
- Mahmoud, I.Y. & J. Klicka (1972): Seasonal gonadal changes in kinosternid turtles. *Journal of Herpetology* 6(3/4): 183-189.
- Markle, C.E., S.L. Wilkinson & J.M. Waddington (2020): Initial Effects of Wildfire on Freshwater Turtle Nesting Habitat. *Journal of Wildlife Management* 84(7): 1373-1383.
- May, C. D. (2021): The tiny Common Mud Turtles of North Central Florida. *Radiata English Edition* 30(2): 22-35.
- McPherson, R.J. & K.R. Marion (1981a): Reproductive variation between two populations of *Sternotherus odoratus* in the same geographic area. *Journal of Herpetology* 15(4): 389-396.
- McPherson, R.J. & K.R. Marion (1981b): Seasonal testicular cycle of the stinkpot turtle (*Sternotherus odoratus*) in central Alabama. *Herpetologica* 37(1): 33-40.
- McPherson, R.J. & K.R. Marion (1981c): The reproductive biology of female *Sternotherus odoratus* in an Alabama population. *Journal of Herpetology* 15(4): 389-396.
- McPherson, R.J. & K.R. Marion (1983): Reproductive variation between two populations of *Sternotherus odoratus* in the same geographic area. *Journal of Herpetology* 17(2): 181-184.
- McPherson, R.J., L.R. Boots, R. MacGregor & K. R. Marion (1982): Plasma steroids associated with seasonal reproductive changes in a multiclutched freshwater turtle, *Sternotherus odoratus*. *General and Comparative Endocrinology* 48(4): 440-451.
- Melancon, S.R., R.A. Angus & K.R. Marion (2011): Growth of the flattened musk turtle, *Sternotherus depressus* Tinkle and Webb. *Southeastern Naturalist*, 10(3): 399-408.
- Melancon, S.R., R.A. Angus & K.R. Marion (2013): Demographic comparisons between reservoir-dwelling and stream-dwelling populations of a threatened turtle (*Sternotherus depressus* Tinkle and Webb). *Southeastern Naturalist* 12(4): 684-691.
- Mendonça, M.T. & P. Licht (1986a): Photothermal effects on the testicular cycle in the musk turtle, *Sternotherus odoratus*. *Journal of experimental Zoology* 239(1): 117-130.
- Mendonça, M.T. & P. Licht (1986b): Seasonal cycles in gonadal activity and plasma gonadotropin in the musk turtle, *Sternotherus odoratus*. *General and Comparative Endocrinology* 62(3): 459-469.
- Mendonça, M.T. (1987a): Photothermal effects on the ovarian cycle of the musk turtle, *Sternotherus odoratus*. *Herpetologica* 43(1): 82-90.
- Mendonça, M.T. (1987b): Timing of reproductive behavior in male musk turtles, *Sternotherus odoratus*: Effects of Photoperiod, temperature, and testosterone. *Animal Behaviour* 35(4): 1002-1014.
- Meshaka, W.E. (1988): Reproductive characteristics of south Florida *Sternotherus odoratus* and *Kinosternon baurii* (Testudines: Kinosternidae). *Journal of the Arkansas Academy of Science* 42: 111-112.
- Mitchell, J.C. (1985): Female reproductive cycle and life history attributes in a Virginia population of stinkpot turtles, *Sternotherus odoratus*. *Copeia* 1985(4): 941-949.
- Mitchell, J.C. (1985): Variation in the male reproductive cycle in a population of stinkpot turtles, *Sternotherus odoratus*, from Virginia. *Copeia* 1985(1): 50-56.
- Nad, A. & G. Schaffer (2009): Haltung und Nachzucht der Gewöhnlichen Moschusschildkröte *Sternotherus odoratus*. *Sacalia* 7(4): 17-39.
- Nietzke, G. (1973): *Sternotherus carinatus* – Dach-Moschusschildkröte. *Das Aquarium (Aqua Terra)* 7(52): 411-412.
- Nijs, J. & P. Staljanssens (2015): De verzorging en kweek van de kleine muskusschildpad. *Trionyx* 13(2): 4-10.

- Nolan, D. (1991): The Maintenance and breeding of the Loggerhead Musk turtle, *Sternotherus minor minor* (Agassiz, 1857). BCG Testudo 3(3).
- Nowak, D. (2005): Freilandüberwinterung der Gewöhnlichen Moschusschildkröte (*Sternotherus odoratus*). Schildkröten im Fokus 2(4): 33-34.
- Odorizzi, G. (2010): Allevamento in cattività di *Sternotherus odoratus* (LATREILLE, 1802). Testudo magazine 5(17): 21-26.
- Olexa, A. (1969): Breeding of the common musk turtles *Sternotherus odoratus* at Prague Zoo. International Zoo Yearbook 9: 28-29.
- Ophorst, G. (1986): De verzorging en kweek van enkele Noordamerikaanse waterschildpadden (*Clemmys guttata*, *Kinosternon bauri*, *Sternotherus odoratus* en *S. minor*). Lacerta 45(12): 174-180.
- Pawlowski, S. (2004): Successful indoor hibernation of several freshwater turtle species at temperatures of 12–15 °C. Radiata English Edition 13(2): 3-9.
- Pempelfort, H. (2017): Die Größe von Aufzuchtbecken juveniler Wasserschildkröten. Marginata 14(3): 10-17.
- Pempelfort, H. (2017): Konkret und aus der Praxis: Beckengröße für die artgerechte Haltung von Wasserschildkröten am Beispiel der Unterfamilien der Eigentlichen Schlammschildkröten (Kinosterninae) und der Schmuckschildkrötenartigen (Deirochelyinae). Marginata 14(3): 18-23.
- Pempelfort, H. (2018): Die Aufzucht juveniler Schlammschildkröten. Sacalia 16(3): 28-41.
- Pewtress, R.K. (1989): The stinkpot musk turtle: Its natural history and captive maintenance. *Sternotherus odoratus* (Latreille). In: Reptiles: Proceedings of the 1988 U.K. Herpetological Societies Symposium on captive breeding. London (British Herpetological Society): 108 pp.
- Poglayen-Neuwall, I. (1955): Gefangenschaftsbeobachtungen an der Dach-Klappschildkröte (*Sternotherus c. carinatus* Gray). DATZ 8(6): 158-161.
- Polder, R. (1978): Die Zucht von *Sternotherus odoratus*. DATZ 31(8): 280-281.
- Powell, R. & S. Phillips (1984): *Sternotherus odoratus* (Stinkpot). Reproduction. Herpetological Review 15(2): 51.
- Praschag, R. (2005): Die Flache Moschusschildkröte (*Sternotherus depressus* Tinkle & Webb, 1955). Marginata 2(1): 20-30.
- Risley, P.L. (1930): Anatomical differences in the sexes of the musk turtle, *Sternotherus odoratus* (Latreille). Papers of the Michigan Academy of Science, Arts, and Letters 11: 445-464.
- Rödel, M.-O. (1989): Haltung und Zucht der Kleinen Moschusschildkröte *Sternotherus minor minor* (Agassiz, 1857). Aquarama 4: 46-49.
- Rudloff, H.-W. (1982): *Sternotherus minor minor* (Agassiz), die kleine Moschusschildkröte. Elaphe 4(4): 55-58.
- Rudloff, H.-W. (1986): Schlammschildkröten – Terrarientiere der Zukunft (1–3). Aquarien-Terrarien 33: 133-134; 166-169; 206-207.
- Rudloff, H.-W. (1990): Vermehrung von Terrarientieren: Schildkröten. Leipzig (Urania-Verlag): 155 pp.
- Rust, H.-T. (1937): Interessante Schildkröten III: *Sternotherus minor*. Wochenschrift für Aquarien- und Terrarien-Kunde 1(44): 637-639.
- Sachsse, W. (1973): Zur Fortpflanzung von Schildkröten unter kontrollierten Bedingungen: Vorläufige Diskussion anhand einer Auswahl von Arten. DGHT-Jahrestagung 1933, Pescasseroli.
- Sachsse, W. (1977): *Sternotherus m. minor*, seine Nachzucht und die damit verbundenen biologischen Beobachtungen. Salamandra 13(2): 157-165.

- Sachsse, W. (2000): Zur Schildkrötenfamilie Kinosternidae – ein Erfahrungsbericht. Pp. 74-78. In: Artner, H. & E. Meier (eds.): Grosses Schildkrötensymposium. 5. Jahrestagung der Schildkrötenfreunde Österreich, Salzburg. Münster (Natur und Tier Verlag): 183 pp.
- Sachsse, W. (2017): On the genus *Sternotherus* in captivity, part 1. Radiata English Edition 26(3): 23-29.
- Schaffer, G. (2005): Die Aufzucht von Jungtieren verschiedener Arten der Moschusschildkröten. Beobachtungen und Erfahrungen bei *Sternotherus odoratus*, *S. carinatus*, *S. m. minor* und *S. m. peltifer*. Marginata 2(1): 54-57.
- Schilde, M. (1990): Frühreife bei der Moschusschildkröte (*Sternotherus odoratus*). Elaphe 12(3): 44-45.
- Schilde, M. (2001): Schlammsschildkröten. *Kinosternon*, *Sternotherus*, *Claudius* und *Staurotypus*. Münster (Natur und Tier Verlag): 192 pp.
- Schilde, M. (2004): Die Moschus-Schildkröte *Sternotherus odoratus*. Münster (Natur und Tier Verlag): 64 pp.
- Schilde, M. (2025): Schlammsschildkröten – Mud and Musk Turtles. Leipzig (Hennig Editions): In Press.
- Schipperijn, A.J.M. (1993): Merkwaardig agressief gedrag van een vrouwelijke Muskusschildpad (*Kinosternon minor*). Lacerta 51(4): 135-136.
- Scott, P.A. (2016): Speciation, hybridization, lineage persistence, and conservation of North American musk turtles: (genus *Sternotherus*). Tuscaloosa, AL (University of Alabama): 152 pp.
- Scott, P.A., T.C. Glenn & L.J. Rissler (2018): Resolving taxonomic turbulence and uncovering cryptic diversity in the musk turtles (*Sternotherus*) using robust demographic modeling. Molecular Phylogenetics and Evolution 120: 1-15
- Scott, P.A., T.C. Glenn & L.J. Rissler (2019): Formation of a recent hybrid zone offers insight into the geographic puzzle and maintenance of species boundaries in musk turtles. Molecular ecology 28(4): 761-771.
- Smith, G.R. & J.B. Iverson (2002): Sex ratio of common musk turtles (*Sternotherus odoratus*) in a north central Indiana lake: A long-term study. American Midland Naturalist 148(1): 185-189.
- Smith, H.M. & B.P. Glass (1947). A new musk turtle from southeastern United States. Journal of the Washington Academy of Sciences 37: 22-24.
- Stettler, P.H. (1992): Wasserlebende Schildkröten – auch für Anfänger. SIGS-Info 1992(3): 3-6.
- Swannack, T.M. & F.L. Rose (2003): Seasonal and ontogenetic changes in the sex ratio of a population of stinkpots (Kinosternidae: *Sternotherus odoratus*). Southwestern Naturalist 48(4): 543-549.
- Thiem, L.R. & C.M. Gienger (2022): Hold on for one more day: Energetic costs of oviductal egg retention in Eastern Musk Turtles (*Sternotherus odoratus*). Physiological and Biochemical Zoology 95(4): 279-287.
- Thierfeldt, S. & S. Höfler-Thierfeldt (2005): Continuous Breeding of the Common Musk Turtle, *Sternotherus odoratus* (Latreille, 1801) and Development of Hatchlings. Radiata English Edition 14(1): 12-22.
- Tinkle, D.W. (1961): Geographic variation in reproduction, size, sex ratio and maturity of *Sternotherus odoratus* (Testudinata: Chelydridae). Ecology 42(1): 68-76.
- Tinkle, D.W. & R.G. Webb (1955): A new species of *Sternotherus* with a discussion of the *Sternotherus carinatus* complex. Tulane Studies in Zoology 3(3): 53-67.
- Tryon, B.W. (1978): Some aspects of breeding and raising aquatic chelonians Part I. Herpetological Review 9(1): 15-18.

- Tuberville, T.D. & V.J. Burke (1994): Do Flag Markers Attract Turtle Nest Predators? *Journal of Herpetology* 28(4): 514-516.
- Tucker, J.K. & J.T. Lamer (2005): *Sternotherus odoratus* (Common Musk Turtle). Clutch size. *Herpetological Review* 36(3): 314.
- Tucker, J.K. (1999): Reproductive output of *Terrapene carolina*, *Chrysemys picta*, and *Sternotherus odoratus* from west-central Illinois. *Bulletin of the Maryland Herpetological Society* 35(3): 61-75.
- Turtle Taxonomy Working Group (TTWG) [Rhodin, A.G.J., Iverson, J.B., Bour, R., Fritz, U., Georges, A., Shaffer, H.B., and van Dijk, P.P.]. (2021): Turtles of the World: Annotated Checklist and Atlas of Taxonomy, Synonymy, Distribution, and Conservation Status (9th Ed.). In: Rhodin, A.G.J., Iverson, J.B., van Dijk, P.P., Stanford, C.B., Goode, E.V., Buhlmann, K.A., and Mittermeier, R.A. (Hrsg.): *Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group*. Chelonian Research Monographs 8: 1–472.
- UNEP-WCMC (2024): Overview of international trade in United States turtle species 2000-2023. Cambridge (UNEP-WCMC Technical Report): 59 pp.
- van den Heuvel, P. & M. Klerks (2007): ESF Studbook *Sternotherus minor*. Studbook Overview, European Studbook Foundation: 3 pp.
- Vogt, R.C., J.J. Bull, C.J. McCoy & T.W. Houseal (1982): Incubation temperature influences sex determination in kinosternid turtles. *Copeia* 1982(2): 480-482.
- Voss, M.L. (2017): Erlebnisse mit Eiern von Kinosterniden. *Sacalia* 15(2): 14-17.
- Wapelhorst, X. (2021): Aquaristik Kompakt: Gewöhnliche Moschusschildkröte *Sternotherus odoratus*. *Aquaristik* 29(5): 44-51.
- Wapelhorst, X., H. Pempelfort & R. Hentschel (2019): How heavy is a Common musk turtle? *Radiata English Edition* 28(2): 15-19.
- Webb, M.C. (2020): The Care & Breeding of Musk Turtles. *The Batagur* 10: 13-16.
- Welc, M.S. (2021): Evolutionary ecology of stripe-necked musk turtles (*Sternotherus peltifer*) in the Cahaba River drainage. Auburn, AL (Auburn University): 66 p.
- Wilkinson, L.R. & J.W. Gibbons (2005): Patterns of Reproductive Allocation: Clutch and Egg Size Variation in Three Freshwater Turtles. *Copeia* 2005(4): 868-879.
- Zappalorti, R.T. & J.B. Iverson (2006): *Sternotherus minor* – Loggerhead Musk Turtle. Pp. 197-206. In: Meylan, P.A. (ed.): *Biology and Conservation of Florida Turtles*. Chelonian Research Monographs 3: 376 pp.
- Zhou, T., C. Huang, W.P. McCord & T. Blanck (2008): Gewerbliche Zuchten von Sumpf- und Wasserschildkröten in China. *Reptilia* 13(6): 27-33.
- Zug, G.R. (1971): American Musk Turtles, *Sternotherus* or *Sternotherus*? *Herpetologica* 27(4): 446-449.

Xaver Wapelhorst (25.08.2024)

Dank an Heinrich Altenfeld, Herbert Becker, Patrick Forster, Günter Kalter, Marcel Münz, Volker Naths, Dirk Nowak, Nicolas Pellegrin, Hendrik Pempelfort, Marcel Walz, Titan Yip und zahlreiche weitere Schildkrötenzüchtende die anonym bleiben wollten.

Trionychidae

Apalone Rafinesque, 1832

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Apalone ferox</i>	(Schneider, 1783)	Florida-Weichschildkröte	Florida Softshell turtle Tortuga de Carapazón Blando de Florida	ja
<i>Apalone mutica</i>	(LeSueur, 1827)	Glattrand-Weichschildkröte	Smooth Softshell turtle Tortuga de Concha Blanda Espinosa	ja
<i>Apalone spinifera</i>	(LeSueur, 1827)	Dornrand-Weichschildkröte	Spiny Softshell turtle Tortuga de Carapazón Blando Lisa	ja

Die Gattung *Apalone* enthält die folgenden aktuell anerkannten Arten und Unterarten:

Apalone Rafinesque, 1832

Apalone ferox (Schneider, 1783) – Florida-Weichschildkröte

Apalone mutica (LeSueur, 1827) – Glatte Weichschildkröte

Apalone mutica mutica (LeSueur, 1827) – Glatte Weichschildkröte

Apalone mutica calvata (Webb, 1959) – Glatte Golfküsten-Weichschildkröte

Apalone spinifera (LeSueur, 1827) – Dornrand-Weichschildkröte

Apalone spinifera spinifera (LeSueur, 1827) – Östliche Dornrand-Weichschildkröte

Apalone spinifera aspera (Agassiz, 1857) – Golfküsten-Dornrand-Weichschildkröte

Apalone spinifera atra (Webb & Legler, 1960) – Schwarze Weichschildkröte, Cuatro Ciénegas-Weichschildkröte

Apalone spinifera emoryi (Agassiz, 1857) – Texanische Dornrand-Weichschildkröte

Apalone spinifera guadalupensis (Webb, 1962) – Guadalupe-Dornrand-Weichschildkröte

Apalone spinifera pallida (Webb, 1962) – Blasse Dornrand-Weichschildkröte



Abb. 34: Merkmale der *Apalone*-Arten

- a *Apalone ferox* ist die größte der nordamerikanischen Weichschildkröten-Arten (A.S. Hennig)
- b nordamerikanische Weichschildkröten, hier *A. ferox*, sind gute Schwimmer (A.S. Hennig)
- c *A. spinifera*, man beachte den „Dornrand“ an der Carapax-Vorderseite (A.S. Hennig)
- d *A. mutica*, halbwüchsige Tiere, mit glattem Panzer-Vorderrand (A.S. Hennig)
- e junge *A. spinifera* (A.S. Hennig)
- f junge *A. mutica* (A.S. Hennig)
- g die typische Kopfform einer adulten *A. ferox* (A.S. Hennig)
- h sehr junge *A. ferox* mit noch aufwärts gebogenem Nasenrüssel (W. Helm).

Morphologie und Taxonomie

Aktuell werden drei Arten innerhalb der Gattung *Apalone* anerkannt: *Apalone ferox*, die Florida-Weichschildkröte, *A. mutica*, die Glatte Weichschildkröte, und *A. spinifera*, die Dornrand-Weichschildkröte. Letztere wurde 1827 von LeSueur als *Trionyx spiniferus* beschrieben; der gleiche Autor beschrieb die Glatte Weichschildkröte als *Trionyx muticus*. Schon vorher, 1783, hatte Schneider eine in Georgia gefundene Weichschildkröte als *Testudo ferox* publiziert.

Als in der Folge für alle drei Arten mehrere Synonyme auftauchten, legte Boulenger 1889 den Gattungsnamen *Trionyx* für alle amerikanischen Weichschildkröten fest. Gemeinsam mit einigen asiatischen Arten wurden sie lange Zeit in dieser Gattung geführt (Wermuth & Mertens 1961, Stebbins 1985, Obst 1988, Ernst et al. 1994), obgleich Carr (1952) den Gattungsnamen *Amyda* anwandte. Carr (1952) führte wie Neill (1951) und Crenshaw & Hopkins (1955) lediglich zwei Arten: *ferox* und *mutica*; *spinifera* und ihre Unterarten dagegen ordnete er als Subspezies zu *ferox* – bis zu den klärenden Arbeiten von Schwartz (1956) und Webb (1962).

Meylan (1987) splittete *Trionyx* in neun Gattungen und brachte dabei den von Rafinesque 1832 aufgestellten Namen *Apalone* ins Spiel. Ernst & Barbour (1989) folgten der Unterteilung und führten die nordamerikanischen Weichschildkröten mit dem Gattungsnamen *Apalone*.

Kizirian & Webb (1990) sowie Webb (1990) hingegen zweifelten an der von Meylan aufgestellten Neuordnung; Webb (1990) hielt diese für verfrüht, aber für einen ersten Schritt zum besseren Verständnis der Verwandtschaftsverhältnisse innerhalb der Gattung *Trionyx*. Nun wiederum folgten Ernst und Barbour in Ernst et al. (1994) der Ansicht von Webb und verwendeten nicht mehr *Apalone*, sondern wieder *Trionyx*; einige der von Meylan (1987) aufgestellten Gattungen seien nachweislich valide, andere hätten eher den Rang einer Untergattung. In Ernst & Lovichs 2009er-Neuaufgabe des 1994er-Werkes jedoch findet schließlich *Apalone* Verwendung.

Einerseits gibt es keine alternative Hypothese zu den Verwandtschaftsverhältnissen innerhalb der Gattung *Trionyx*, andererseits unterscheiden sich die nordamerikanischen Arten morphologisch und biologisch von den am nächsten verwandten Arten – so setzte sich schlussendlich für die nordamerikanischen Weichschildkröten der Gattungsname *Apalone* durch (z. B. Iverson 1992, Conant & Collins 1998, Fritz & Havaš 2006).

Ähnlich verhält es sich mit der von Meylan (1987) erwähnten Untergattung für die Florida-Weichschildkröte: *Apalone (Platypeltis) ferox*. Dieser Status wird zwar von Iverson (1992) erwähnt und von Vetter (2004) übernommen, in der Mehrzahl aber nicht berücksichtigt (u. a. Ernst et al. 1994, Weisrock & Janzen 2000, Fritz & Havaš 2006, Meylan & Moler 2006). *Apalone ferox* hat keine Unterarten, jedoch wurden genetische Abweichungen zwischen den Populationen der Halbinsel Florida und dem südöstlichen South Carolina auf der einen Seite und Tieren vom Apalachicola River im Nordwesten des Bundesstaates Florida auf der anderen Seite festgestellt (Weisrock & Janzen 2000).

Die Schwarze Weichschildkröte, *Apalone spinifera atra*, wurde ursprünglich als *Trionyx ater* beschrieben (Webb & Legler 1960). Zwischen der ausschließlich auf das Cuatro Ciénegas-Becken in Mexiko beschränkten Form und der u. a. im mexikanisch-texanischen Grenzgebiet vorkommenden *A. s. emoryi* gibt es jedoch kaum molekulare Abweichungen. Daher ist kein Artstatus gerechtfertigt, und sie wird ebenfalls als Unterart von *Apalone spinifera* geführt (McGaugh pers. Mitt., Fritz & Havaš 2006).

Nach Studien an *A. spinifera* im gesamten Verbreitungsgebiet stellten McGaugh et al. (2008) die Unterart *A. s. hartwegi* in die Synonymie von *A. s. spinifera*. Seitdem umfasst *A. spinifera* bis auf Weiteres nur noch sechs Unterarten.

Apalone ferox – Der graubraun bis olivfarben gefärbte Rückenpanzer der Florida-Weichschildkröte (*A. ferox*) mit seinen mehr oder weniger vorhandenen dunklen, großen Flecken kann bei ♀♀ eine Länge von über 60 cm erreichen, ♂♂ werden rund 33 cm lang (Ernst & Lovich 2009).

Adulte Exemplare haben ein weißes bis grau gefärbtes Plastron. Der grau, braun bis olivfarben gefärbte Carapax weist zahlreiche kleine, runde, längliche „Beulen“ auf, die in Längsrichtung angeordnet sind. Kopf und Extremitäten sind weißlich grau bis dunkelbraun gefärbt. Hinter den Augen befindet sich je ein cremefarbener, oder gelber Streifen, die bei jüngeren Tieren vor den Augen Y-förmig zusammenlaufen und bis zur weichschildkrötentypisch lang gezogenen Nasenspitze reichen. Auch die wulstigen „Lippen“ am Oberkiefer sind hell abgesetzt. Beine und Füße zeigen bei jüngeren Exemplaren wenige cremefarbene und gelbe Streifen in Längsrichtung. Deutlich ausgeprägt sind die großflächigen Schwimmhäute zwischen den Zehen.

Neben der Größe unterscheiden sich die Geschlechter auch bei Form und Größe des Schwanzes: Bei ♂♂ ist er länger und breiter, die Kloakenöffnung befindet sich weiter entfernt von der Schwanzwurzel als bei ♀♀.

Jungtiere besitzen auf Rückenpanzer und Haut noch ein weißlich bis dottergelb gefärbtes Netzmuster auf dunklem Grund, ihr Bauchpanzer ist auf der vorderen Hälfte heller, auf der hinteren dunkler gefärbt.

Apalone mutica – Barko & Briggler (2006) erwähnen für ♂♂ von *A. mutica* eine maximale Carapaxlänge von 26,6 cm, Ernst & Lovich (2009) geben 35,6 cm für ♀♀ an. Moler (2006a) nennt als Maximum-Länge von *A. m. calvata* 28,7 cm.

Der olivfarbene bis hellbräunliche, mit dunklen Punkten oder kurzen Strichen versehene Carapax der Glatten Weichschildkröte (*A. mutica*) besitzt einen orange-hellbraun abgesetzten Rand und wirkt im Vergleich mit den anderen *Apalone*-Arten ausgesprochen flach. Er ist namensgebend sehr glatt – der Rückenpanzer einer *A. spinifera* hingegen fühlt sich an wie feines Sandpapier, während sich der Carapax einer *A. ferox* mit seiner groben Struktur sehr rau anfühlt. Auf diese Weise kann man die Arten im wahrsten Wortsinn „erfühlen“.

Die Färbung des Plastrons variiert von Weiß bis Grau. Kopf, Hals und Extremitäten sind oberseits hellbräunlich, orange und olivfarben, unterseits hell bzw. weiß gefärbt. Von den Augen aus verläuft je ein schwarz eingefasster, gelber Streifen zum Nacken hin. Zwischen den Krallen befinden sich ausgeprägte Schwimmhäute. ♂♂ unterscheiden sich von ♀♀ neben der geringeren Größe der adulten Tiere vor allem durch den längeren und dickeren Schwanz.

Es werden zwei Unterarten unterschieden: Juvenile Exemplare der Nominatform besitzen zwischen Augen und Schnauzenspitze ein Muster aus dunklen Punkten und kurzen Linien sowie zwei schwach ausgeprägte, hellen Streifen. Der blasse Schläfenstreifen ist schwarz gerahmt. *Apalone mutica calvata* hat auf ihrem Carapax große, runde Punkte. Auf der Schnauzenoberseite gibt es keine Streifen. Die die Schläfenstreifen einfassenden schwarzen Rahmen sind nicht so dünn wie bei der Nominatform, sondern dicker. Auf den weichschildkrötentypisch dicken „Oberlippen“ sind feine Markierungen zu sehen.

Apalone spinifera – Der mit vielen kleinsten Dornen (wie Sandpapier) übersäte Carapax der Dornrand-Weichschildkröte (*A. spinifera*) erreicht bei ♀♀ bis zu 54,0 cm und bei ♂♂ maximal 21,6 cm (Halk 1986). Allerdings differieren die bekannten Maximalgrößen von Unterart zu Unterart. Der Rückenpanzer ist olivfarben bis braun gefärbt und besitzt schwarze Ozellen oder dunkle Flecken. Eine gut sichtbare dunkle Linie markiert den häufig hell abgesetzten Carapaxrand.

Das Plastron ist weißlich bis blassgelb gefärbt; es kann mit zahlreichen dunklen Punkten versehen sein, die sich auf der hinteren Bauchpanzerhälfte mit zunehmendem Alter zu größeren dunklen Flächen vereinigen.

Die Färbung der Haut variiert in zahlreichen Olivgrün-, Weiß- und Brauntönen. Ein schwarz eingefasster, gelb bis weißlich gefärbter Streifen zieht sich von der schnorchelartigen Nasenspitze über die Augen und entlang der Schläfen bis zum Hinterkopf. Viele dunkle Punkte, Netzmuster oder auch größere graubraune Flächen überziehen Kopf, Hals, Beine und Schwanz – die Variabilität und die mit dem Wachstum einhergehende Veränderung der Farben und Muster erschweren das richtige Ansprechen der *spinifera*-Unterarten. Dazu kommen Färbungsunterschiede bei den Geschlechtern. Ohne die Kenntnis der genauen Herkunft der Tiere ist die Bestimmung meist schwierig.

Die Nominatform besitzt auf dem Rückenpanzer große, schwarze Ozellen.

Apalone s. aspera zeigt mindestens zwei, häufig drei den Carapaxrand begleitende Linien; oft bestehen diese jedoch nur aus mehreren kurzen und längeren Strichen. Die hellen Hinteraugenstreifen verschmelzen auf den Kopfseiten mit den ebenfalls weißlichen bis cremefarbenen, am Maul beginnenden Streifen (bei *A. s. spinifera* verlaufen diese parallel zueinander).

Apalone s. pallida besitzt einen blassbraunen Rückenpanzer, auf dessen hinterer Hälfte sich zahlreiche kleine, helle Höckerchen befinden.

Der dunkle Carapax von *A. s. guadalupensis* hat wie bei der zuvor genannten Unterart helle Erhebungen, zusätzlich jedoch kleine schwarze Ozellen, die sich über den gesamten Rückenpanzer verteilen.

Markantes Merkmal von *A. s. emoryi* ist die leicht gebogene schwarze Linie zwischen den Augen. Häufig sind die Hinteraugenstreifen unterbrochen – so verbleibt nur noch ein heller länglicher Fleck.

Verbreitung und Lebensraum

Apalone ferox: Das Verbreitungsgebiet reicht vom südlichen South Carolina, Süd-Georgia und dem äußersten Süden von Alabama über ganz Florida (u. a. Ernst & Lovich 2009). Die Florida Keys im Süden der Halbinsel gehören nicht zum natürlichen Verbreitungsgebiet, doch wurde die Art auf Big Pine Key eingeschleppt (Iverson & Etchberger 1989). Die Art lebt in allen Süßwasserhabitaten. Ernst & Lovich (2009) fanden Exemplare in flachen Entwässerungskanälen und tiefen Flüssen sowie in Sümpfen, Seen und Bächen. In der Nähe von Flussmündungen ist die Art auch im Brackwasser zu finden. Conant & Collins (1998) erwähnen zudem wassergefüllte Straßengräben. Die Art bevorzugt Gewässer mit sandigem oder schlammigem Boden. Aufgrund der warmen Winter auf der Halbinsel Florida ist *A. ferox* in allen Monaten des Jahres aktiv; bei Kälteperioden ist sie inaktiv. In den westlichen und nördlichen Teilen des Verbreitungsgebietes erfolgt in kalten Wintern eine Ruhephase. Am Tag liegen Florida-Weichschildkröten häufig im Bodensubstrat der Gewässer vergraben; ist das Wasser flach, können sie von

einem solchen Versteck aus dank des langen Halses ihren Kopf zur Wasseroberfläche strecken, um zu atmen. Solche Ruhezeiten wechseln sich ab mit der Nahrungssuche und dem aktiven Sonnen auf Sandbänken, am Ufer oder auf Baumstämmen und großen Steinen, die aus dem Wasser ragen. Häufig ist auch zu beobachten, wie die Tiere an der Wasseroberfläche treiben und sich dabei sonnen (Ernst & Lovich 2009).

Apalone mutica: Während das Verbreitungsgebiet von *A. m. calvata* relativ klein ist und sich nur vom südöstlichen Louisiana über Süd- und Ost-Mississippi und das südliche Alabama bis in den westlichsten Zipfel von Florida erstreckt (Einzugsgebiete von Escambia und Pearl River), überdecken die natürlichen Vorkommen der Nominatform weitaus größere Gebiete: Ihr Verbreitungsgebiet reicht im Norden der USA bis zum südlichen Minnesota, den beiden Dakota-Staaten und Ohio, nach Süden bis Tennessee, Louisiana, zum nördlichen Alabama und westlichen Mississippi, nach Westen bis Texas und New Mexico (u. a. Einzugsgebiete der Flüsse Mississippi, Missouri, Ohio, Arkansas und Red River; Iverson & Etchberger 1989, Iverson 1992, Conant & Collins 1998, Ernst & Lovich 2009). Besiedelt werden große Fließgewässer (wie Kansas River, Ohio River, Mississippi, Missouri, Pearl River) sowie ihre Zu- und Abflüsse. Die Nominatform ist auch aus Stillgewässern bekannt. Gewässer mit sandigen Böden, einigen Felsen sowie Wasservegetation werden bevorzugt aufgesucht (u. a. Ernst & Lovich 2009). Ewert (1979a) beobachtete in Indiana adulte ♀♀ in saisonal überfluteten Altarmen und direkt in den Flüssen; ♂♂ waren gewöhnlich in den Flüssen zu finden. Plummer (1977) stellte bei seinen Untersuchungen fest, dass die ♂♂ in allen Bereichen des Kansas River lebten, obgleich sie am häufigsten im seichten Wasser in der Nähe sandiger Uferbereiche bzw. Sandbänke anzutreffen waren. Halbwüchsige ♀♀ hingegen neigten eher als adulte ♀♀ zum Aufenthalt in der Nähe der Sandbänke; diese wurden von den adulten Tieren nur während der Nistsaison aufgesucht. Schlüpflinge bevorzugten kleine, flache und warme Pfützen, die durch Sandanschwemmungen vom eigentlichen Gewässer abgetrennt waren. Der gleiche Autor hält auch fest, dass die Art sich entweder auf sandigen oder schlammigen Ufern, nur wenige Meter vom Wasser entfernt, oder auf Felsen und Baumstämmen sonnt (Fitch & Plummer 1975, Plummer & Shirer 1975). Nach Williams & Christiansen (1981) konzentrieren sich die Funde von *A. m. mutica* in Iowa auf Flüsse; Teiche werden gewöhnlich auch aufgesucht, aber nur, wenn diese wenigstens durch Überflutungen mit nahen Flüssen verbunden sind. *Apalone mutica* und *A. spinifera* kommen in weiten Teilen ihrer Verbreitungsgebiete sympatrisch vor. So wurden sie in Iowa gemeinsam beim Sonnen an Flussumfern beobachtet. Während die erstgenannte Art jedoch nur in den größeren Flussbereichen zu finden ist, reichen die Vorkommen von *A. spinifera* noch deutlich weiter flussaufwärts in die dann noch schmalen Flüsse. Lindeman (2001) stellte ebenfalls unterschiedliche „Vorlieben“ bei der Wahl der Sonnenplätze fest: Bei den von ihm in Kentucky, Mississippi und Louisiana beobachteten Weichschildkröten entdeckte er 38 *A. mutica* beim Sonnen am Flussumfer, dagegen nur drei *A. spinifera*. Die letztgenannte Art bevorzugt aus dem Wasser ragendes Totholz zum Sonnen. In flachen Wasserbereichen wurde *A. mutica* auch beim aquatischen Sonnen beobachtet (Williams & Christiansen 1981). Dabei lassen sich die Tiere an der Wasseroberfläche treiben bzw. profitieren vom sich in der Sonne schneller aufwärmenden flachen Wasser. Die tagaktive, schwimmgewandte *A. mutica* ist in Kansas meist von Mai bis September aktiv, kann aber auch bereits im späten März oder April den Überwinterungsplatz im Bodengrund der Gewässer verlassen (Plummer & Shirer 1975, Plummer 1977). Wenn sich die Tiere nicht sonnen oder anderweitig aktiv sind, verbringen sie viel Zeit eingegraben am Grunde des Gewässers; dabei wählen sie nach Möglichkeit eine Tiefe, die es ihnen erlaubt, mit der Nase die Wasseroberfläche zum Atmen zu erreichen. Adulte ♀♀ sind aktiver als halbwüchsige ♀♀ und auch aktiver als ♂♂; zudem haben sie den größeren Bewegungsradius

bzw. das größere Revier (Plummer & Shirer 1975). Juvenile *A. mutica* werden von diversen Wirbeltieren gefressen: große Fische und Schildkröten, Schlangen, Wasservögel und verschiedene Säugetiere (Ernst & Lovich 2009).

Apalone spinifera: Das Verbreitungsgebiet von *A. spinifera* reicht vom nördlichen Mexiko quer durch die mittleren und östlichen USA bis nach Südost-Kanada. Jenes von *A. s. spinifera* erstreckt sich im Norden bis an die Großen Seen, nach Minnesota und South Dakota. Die nordwestlichsten Ausläufer liegen in Wisconsin, die nordöstlichsten im Südosten der kanadischen Provinzen Ontario und Québec. In Montana gibt es ein großes, vom restlichen Verbreitungsgebiet isoliertes Vorkommen; zwischen diesem und den zuvor beschriebenen Territorien existiert zudem ein kleines inselartiges Vorkommen. Nach Süden siedeln die Populationen bis ins nördliche Louisiana und nordöstliche New Mexico sowie bis ins westliche Virginia, nach North Carolina und Tennessee. Hier schließt sich das Verbreitungsgebiet von *A. s. aspera* an. Im Westen an das Mississippi-Einzugsgebiet grenzend, reichen deren Vorkommen bis zur Golfküste und über das nördliche Florida bis ins südliche North Carolina im Osten. Vom Mississippi aus nach Westen gehend, leben die Populationen von *A. s. pallida*. Ihre Vorkommen werden im Westen vom Brazos River im östlichen Texas und im Süden von der Golfküste begrenzt. Im Nordosten verläuft die Verbreitungsgrenze im Einzugsgebiet des Red River in Louisiana und Oklahoma. Das kleine Verbreitungsgebiet von *A. s. guadalupensis* befindet sich im südzentralen Texas (Wasserscheide von Nueces River und Guadalupe/San Antonio River). *Apalone spinifera emoryi* lebt im Einzugsgebiet von Rio Pecos (Texas, New Mexico) und Rio Grande, dem Grenzfluss von Texas und Mexiko. Nordwestlich davon gibt es Vorkommen im Einzugsgebiet des Colorado River. Das sehr kleine Verbreitungsgebiet von *A. s. atra* befindet sich im Cuatro Ciénegas-Becken im mexikanischen Bundesstaat Coahuila. Im Bereich des Mississippi und in Texas überschneiden sich die dort aneinandergrenzenden Vorkommen der jeweiligen Unterarten großflächig. In diesen Intergradationszonen kommt es zu Mischpopulationen (Iverson 1992, Conant & Collins 1998, Moler 2006b, Ernst & Lovich 2009). Je nach Verbreitungsgebiet ist *A. spinifera* in allen Monaten aktiv (im Süden) oder lediglich von April bis Oktober (im Norden). Je nördlicher die Vorkommen, desto kürzer die Aktivitätsperiode (Ernst & Lovich 2009). So verlässt die Art im Lake Champlain (Grenzgebiet der Provinz Québec/Kanada und des US-Bundesstaats Vermont an der nördlichen Verbreitungsgrenze) den Überwinterungsplatz erst im zeitigen Mai, um ihn gegen Ende August wieder aufzusuchen (Galois et al. 2002). Die tagaktiven Schildkröten schlafen nachts eingegraben im Bodensubstrat der Gewässer oder unter den Zweigen versunkener Bäume. Sind sie in Schlamm oder Sand eingegraben, wählen sie gern eine Stelle im flachen Wasser, die es ihnen erlaubt, durch Strecken des Halses und Emporrecken des Kopfes die Wasseroberfläche zum Atmen zu erreichen (Ernst & Lovich 2009). Die 30–40 mm kleinen Schlüpflinge haben Fische, Schlangen, Watvögel, Säugetiere und andere Schildkröten als Fressfeinde. Adulte Exemplare werden von Alligatoren und vom Menschen gefressen bzw. verzehrt (Webb 1962, Ewert 1979b, Ernst & Lovich 2009).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 32), außer *Apalone spinifera atra*, die bereits beim Inkrafttreten des CITES-Übereinkommens 1975 in Anhang I gelistet worden war.

Verordnung (EU) 2023/0966 [EG]: *Apalone spinifera atra* Anhang A, alle anderen Taxa Anhang B.

Nationaler Schutzstatus für *Apalone* spp. in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV, Artikel 7 (2) No 13: besonders geschützt. *Apalone spinifera atra* ist streng geschützt entsprechend Artikel 7 (2) No 14 a) BNatSchG.

Ausgesetzte bzw. entkommene *Apalone* spp. wurden gelegentlich in verschiedenen europäischen Ländern und auch außerhalb des natürlichen Verbreitungsgebiets in Nord-, Mittel- und Südamerika beobachtet, diese Schildkröten werden aber nicht als invasiv eingestuft.

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Apalone spinifera atra: Vom Aussterben bedroht – CR (Critically Endangered A1ace+2c, assessed 03 August 1996).

Apalone ferox: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 August 2010).

Apalone mutica: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 01 August 2010).

Apalone spinifera: Nicht gefährdet – LC (Least Concern, assessed 26 December 2023) (Doody et al. 2024).

Für viele amerikanische Schildkrötenarten wurde 2024 eine Neubewertung erstellt (Einladung zu den Workshops siehe IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 2023 und Stanford & Rhodin 2023). Die neuen Gefährdungseinschätzungen sollen 2025 publiziert werden (A.G.J. Rhodin pers. Mitt. 30.08.2024). *Apalone mutica* und *A. spinifera* werden darin weiterhin als LC (nicht gefährdet) betrachtet. Eine Neubewertung für *Apalone spinifera atra* ist aktuell nicht geplant.

Farmhaltung und -zucht

Bereits 1973 wurde über die Haltung und Zucht der *Apalone*-Arten berichtet (Anon. 1974), allerdings noch nicht im großen Maßstab. Bereits wenig später wurden nordamerikanische Weichschildkröten in Schildkrötenfarmen für den Heimtierbedarf vermehrt. Insbesondere *Apalone ferox* und *Apalone spinifera* wurden in großen und kleinen Farmbetrieben der südlichen USA regelmäßig vermehrt. Bedient wurden damit der heimische Markt für Lebensmittel und Heimtiere sowie Empfänger in Asien, Europa und Mexiko. So exportierten die USA beispielsweise im Jahr 1997 6.494 *Apalone*-Exemplare nach Japan, 2.735 nach Mexiko, 1.000 nach Taiwan, 412 nach Spanien, 361 nach Italien, 230 nach China und 25 nach Hongkong, siehe in der CITES Trade Database (UNEP-WCMC 2024), im Literaturverzeichnis zum Gesamtdokument. Insgesamt exportierte die USA in jenem Jahr 7.781 *Apalone ferox*, 200 *Apalone mutica*, 1.485 *Apalone spinifera* und 5.487 nicht näher bestimmte Exemplare der Gattung (Franke & Telecky 2001). Später konzentrierten sich die Exporte zunehmend auf China: Die Listung der betreffenden Arten im CITES-Anhang III erlaubt Rückschlüsse auf umfangreiche *Apalone*-Exporte der USA in dieses Land, z. B. 25.790 *Apalone ferox* in 2017, 63.605 in 2018, 32.706 in 2019 oder auch 10.000 Exemplare in 2020. Darüber hinaus gab es z. B. Exporte nach Mexiko (9.300 in 2019) und in wesentlich geringerem Umfang u. a. in Staaten der EU; Deutschland

wird nicht als direktes Importland dokumentiert. *Apalone mutica* spielte in Europa kommerziell nie eine Rolle. Insbesondere in Asien (China, Hongkong) war und ist neben dem Lebensmittelhandel die Verwendung in der traditionellen chinesischen Medizin ein wesentlicher Grund für den seit Jahrzehnten immensen Import von Schildkröten inkl. *Apalone*-Arten und die Produktion von Weichschildkröten auf chinesischen Schildkrötenfarmen.

Tian et al. erwähnen 2016, dass *Apalone ferox* über 20 Jahre zuvor in China eingeführt wurde; Shi & Qingle (2005) nennen die 1990er-Jahre als Einfuhrzeitraum der ersten Exemplare (siehe oben). Yuan et al. (2013) halten fest, dass die Florida-Weichschildkröte seitdem auch erfolgreich nachgezogen wird. 2016 wurden mehr als zehn Millionen Exemplare in Farmen gehalten und jedes Jahr sechs Millionen Schlüpflinge erzielt (Tian et al. 2016). Aktuell werden auf chinesischen Schildkrötenfarmen schätzungsweise eine Milliarde *Apalone*-Schlüpflinge pro Jahr produziert, hauptsächlich *Apalone ferox* und *Apalone spinifera* (Ting & Blanck, schriftl. Mitt. 6-2024).

Die Auswertung des internationalen Handels aus den USA aus der LEMIS-Datenbank in den Jahren 2000–2023 (UNEP-WCMC 2024) ergab, dass in diesem Zeitraum insgesamt 2.702.036 lebende *A. ferox* überwiegend nach Ostasien, einige wenige Tiere jedoch auch nach Mexiko und Italien, exportiert wurden, davon waren 58 % gerancht und 37 % als Nachzuchten eingetragen. In der LEMIS-Datenbank wurde außerdem der Export von 702.028 lebenden Eiern, 3.600 möglicherweise konservierten Eiern und 1.710 kg Fleisch von *A. ferox* registriert. Der Export dieser Art ließ nach 2014 deutlich nach, und ab 2020 finden sich keine Einträge mehr in dieser Datenbank. Für *A. mutica* ließ der Export bereits ab 2006 deutlich nach, die letzten Datenbankeinträge sind von 2012. Insgesamt 36.605 *A. mutica* wurden exportiert, davon 79 % Nachzuchten. Empfängerländer waren außer den Ländern in Ostasien auch Mexiko und die Niederlande. Für *A. spinifera* hat der Export ab 2013 deutlich nachgelassen, es gibt aber immer noch einzelne Einträge. Insgesamt wurden 704.721 Tiere lebend exportiert. – 51 % der Tiere sind als „gerancht“ und 32 % als Nachzuchten eingetragen. Empfängerländer waren Mexiko und für einige wenige Tiere Italien, die meisten Exporte gingen nach Ostasien.

Yu et al. (2019) bezeichnen *Apalone ferox* und *Apalone spinifera* als wichtige Wirtschaftsarten in China. Viele Schlüpflinge werden auf chinesischen Zierfischmärkten als Heimtiere angeboten. Erreichen sie die Geschlechtsreife, werden sie häufig ausgesetzt; mittlerweile kommt die Florida-Weichschildkröte im Gelben Fluss (China) vor (Yu et al. 2019).

Gefährdungsfaktoren

Die Bestände der *Apalone*-Arten und auch anderer nordamerikanischer Wasserschildkröten werden durch menschliche Aktivitäten beeinflusst. Die größte Bedrohung ist die Habitat-Zerstörung (Ernst & Lovich 2009): Feuchtgebiete (einschließlich Sümpfe, Teiche und andere Gewässer) werden entwässert (Gregory & Campbell 1984, Mitchell 1994, Mitchell 2001), Flüsse und Ströme baulich verändert (z. B. durch Ausbaggern des Flussbodens) und kanalisiert (Mitchell 1994, Mitchell 2001). In den letzten 200 Jahren wurden mehr als 53 % der Feuchtgebiete auf dem Territorium der Vereinigten Staaten beseitigt (Meffe & Carroll 1994), und die Habitate in den Feuchtgebieten werden weiter zerstört, verändert oder verbleiben als isolierte Landschaftsfragmente (Tiner 1987).

So führen beispielsweise Galois et al. (2002) das große Aktivitätsgebiet in einer Population von *A. s. spinifera* an der amerikanisch-kanadischen Grenze auf die Habitatfragmentierung zurück.

Die geringere Verfügbarkeit an geeigneten Habitaten (z. B. Eiablage- und Überwinterungsplätze) macht eine höhere Aktivität und längere Wege für die Schildkröten notwendig.

Des Weiteren werden ♀♀ nordamerikanischer Wasserschildkröten bei der Suche nach einem geeigneten Eiablageplatz von Autos überfahren, wenn sie Straßen überqueren (ein ähnliches Problem wie in Deutschland die Mortalität bei Amphibienwanderungen). So gibt es beispielsweise in Florida den, von einem vierspurigen Highway zerteilten Lake Jackson. Insbesondere, wenn der durch die Schnellstraße abgeschnittene kleinere Seebereich austrocknet, kommt es zu Wanderungen der dort lebenden Amphibien und Reptilien, so auch von Wasserschildkröten wie *A. ferox*. Beim Überqueren des Highways fallen sehr viele Individuen dem Straßenverkehr zum Opfer (z. B. Aresco 2003).

Zudem ist *A. ferox* die am intensivsten bejagte Süßwasserschildkröte Floridas; dennoch ist sie insgesamt noch häufig (Meylan & Moler 2006). Schlüpflinge dieser Art gelangen vornehmlich in den Heimtierhandel, andere Altersstadien auf den Lebensmittelmarkt: Exemplare zwischen 3,5 und 4,5 kg werden geschlachtet und als gefrostetes Fleisch verkauft, Exemplare unter dem genannten Gewicht werden getötet, ausgeweidet und im Ganzen eingefroren, kleinere Tiere werden lebend gehandelt (Moler & Berish 1995).

Das sehr kleine Verbreitungsgebiet von *A. s. atra* in den Cuatro Ciénegas in der Chihuahua-Wüste in Mexiko ist äußerst anfällig für Störungen. Mit dem Kanalbau und der damit geschaffenen Verbindung zu den natürlichen Vorkommen von *A. s. emoryi* kann sich diese Unterart mit der im Cuatro Ciénegas-Becken autochthonen *A. s. atra* vermischen (u. a. Vetter 2004, Cerdá-Ardura et al. 2008).

In Kanada wird *A. spinifera* als „bedroht“ eingestuft. Habitatverluste ließen das ursprüngliche Verbreitungsgebiet dieser Art stark schrumpfen. Die Nutzung der Habitate durch Erschließung und Freizeitaktivitäten des Menschen verhindert den Zugang der Weichschildkröten zu Nist- und Überwinterungsplätzen sowie zu Sonnenplätzen und Nahrungsgründen. Der Feinddruck auf juvenile Exemplare bleibt, und die Vermehrungsraten verringern sich durch die genannten Bedingungen. Die Populationen werden durch Dämme und andere Infrastrukturbauten isoliert. Schließlich kollidieren die Schildkröten mit Motorbooten und sterben in Fallen, die für den Fischfang genutzt werden (COSEWIC 2002).

Reproduktionsdaten

Reproduktion von *Apalone ferox* im Freiland

Webb (1962) erwähnt, ♂♂ ab einer Plastronlänge von 12 cm seien geschlechtsreif. Die für neuere Untersuchungen (Meylan et al. 2002) gefangenen ♂♂ verschiedener Größe waren alle geschlechtsreif – das kleinste Exemplar mit einer Plastronlänge von 15,2 cm. Hamilton (1947) nennt als Mindestgröße für geschlechtsreife ♀♀ etwa 22 cm Carapaxlänge, wobei Iverson (1985) nach seinen Untersuchungen von 28–30 cm ausgeht.

Im südlichen Florida beginnt die Nistsaison Mitte März und reicht bis Juli (Lardie 1983, Iverson 1985), im nördlichen und westlichen Teil des Verbreitungsgebietes von Juni bis Juli. Bevorzugte Nistplätze liegen sonnig und besitzen sandigen Bodengrund (Ernst & Lovich 2009). Wie auch Florida-Rotbauchschmuckschildkröten, *Pseudemys nelsoni*, legen Florida-Weichschildkröten ihre Eier gelegentlich in die Nester von Alligatoren (Deitz & Jackson 1979, Jackson 2006). Die Gelege können 4–24 Eier umfassen (meist 17–22); diese sind rundlich und haben einen Durchmesser von 24–33 mm (Goode 1983, Iverson 1985, Ernst & Lovich 2009). Pro Jahr

werden zwei bis möglicherweise mehr als sechs Gelege abgesetzt (Iverson 1985). Die Entwicklung dauert 56–83 Tage (meist 60–70), abhängig von der Bruttemperatur (Goff & Goff 1935, Lardie 1973, Goode 1983, Iverson 1985).

Die Nester können u. a. von Krähen, Skunks, Bären, Waschbären und Füchsen geplündert werden. Juvenile *A. ferox* haben als Fressfeinde große Wasserschildkröten und Fische, Schlangen, Greif- und Wasservögel sowie verschiedene Säuger (Pope 1939, Hamilton 1947, Woodin & Woodin 1981, Beissinger 1990, Ernst & Lovich 2009).

Vertreter der Gattung *Apalone* unterliegen der genetischen Geschlechtsbestimmung, der sogenannten Genotypischen Geschlechtsfixierung (GSD = Genotypic Sex Determination). Bull & Vogt (1979) sowie Janzen & Paukstis (1991) weisen dies für *A. spinifera* nach. Ernst & Lovich (2009) kommen zu dem gleichen Schluss und erwähnen in diesem Zusammenhang Ewert & Nelson (1991), die Eier von *Apalone mutica* bei 27–33 °C inkubierten und dabei je eine ungefähr gleich große Anzahl von ♂♂ und ♀♀ erzielten.

Das Geschlechterverhältnis bei Schildkröteneiern mit GSD beträgt innerhalb eines Geleges – unabhängig von der konstanten oder schwankenden Bruttemperatur – etwa 1:1 (siehe hierzu auch Pieau & Dorizzi 2005). So berichtet Ewert (1979b, pers. Mitt. in Meylan & Moler 2006) von einem *A. ferox*-Gelege mit 26 Eiern, aus dem 13 ♂♂ und 13 ♀♀ schlüpften.

Reproduktion von *Apalone spinifera* im Freiland

Ihre Geschlechtsreife erlangen die ♂♂ im vierten Lebensjahr, bei Plastronlängen von meist 80–85 mm. ♀♀ werden in ihrem neunten Lebensjahr mit Bauchpanzerlängen von 140–150 mm geschlechtsreif. Paarungen finden von April bis Juni sowie im August statt. In dieser Zeit suchen die ♂♂ aktiv nach den Geschlechtspartnerinnen, sowohl im Wasser als auch an den Sonnenplätzen. Dabei „überprüfen“ sie jede sich sonnende Schildkröte, indem sie ihre Schnauze unter den jeweiligen Carapaxrand schieben. Geraten sie dabei an ein Weichschildkröten-♂♂, reagiert dieses aggressiv und öffnet drohend das Maul. Sich sonnende ♀♀ drohen dabei nicht nur, sondern beißen auch nach dem nach einer Geschlechtspartnerin suchenden ♂♂; daher weisen männliche Exemplare im Frühjahr frische Verletzungen am Carapaxrand auf. Verlässt ein ♀ den Sonnenplatz und gleitet ins Wasser, können dort gegebenenfalls mehrere ♂♂ versuchen, auf die potenzielle Partnerin aufzureiten (Plummer 1977).

Vom späten Mai bis in den Juli hinein werden in einem Gelege bis zu 33 Eier (Ernst & Lovich 2009) vergraben; in Kansas sind es meist 11–14 (Plummer 1977), in den nördlicher gelegenen Verbreitungsgebieten 18–22 (u. a. Vogt 1981). Ein zweites Gelege im Jahr ist möglich (Ernst & Lovich 2009). Meist liegen die Eiablageplätze maximal 30 m (4–90) vom Gewässerrand entfernt, an sonnenexponierten Stellen – beispielsweise auf hohen Sandbänken, weniger an permanent bewachsenen Plätzen (u. a. Anderson 1958, Webb 1962, Fitch & Plummer 1975). Die Nistgruben sind 15–30 cm tief (Goldsmith 1945, Ernst & Lovich 2009). Die Nester können von Fliegenlarven, Krähen, Maulwürfen, Waschbären, Skunks und Hunden geplündert werden; Hauptproblem jedoch sind periodische Überschwemmungen der als Nistplatz ausgewählten Sandbänke (Muller 1921, Goldsmith 1945, Webb 1962, Fitch & Plummer 1975, Plummer 1976). Nach einer Brutdauer von etwa 44–82 Tagen (je nach Bruttemperatur) schlüpfen die rund 30–45 mm großen und etwa 3–7 g schweren Jungtiere (Ernst & Lovich 2009).

Reproduktion von *Apalone spinifera* im Freiland

Die Geschlechtsreife tritt bei ♂♂ von *A. spinifera* bereits mit Plastronlängen von 8–10 cm, bei ♀♀ mit 18–20 cm ein (Webb 1956, 1962). Paarungen finden im April und Mai statt. Im späten Mai schließt sich die Eiablagessaison an, die bis August dauert; zwei Gelege pro Jahr sind möglich. Zur Eiablage können die ♀♀ bis zu 100 m ins Inland wandern, die meisten Nester (je 10–25 cm tief) werden jedoch an vollsonnigen Plätzen relativ nah am Wasser angelegt, u. a. auf Kies- und Sandbänken.

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Apalone</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Adulte ♂♂ sind (deutlich) kleiner und leichter als ♀♀. Bei ♂♂ ist der Schwanz länger und breiter als bei den ♀♀, die Kloakenöffnung befindet sich weiter entfernt von der Schwanzwurzel als bei ♀♀.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	<i>Apalone ferox</i> ca. 15 (♂♂) bzw. meist 22–30 cm Plastronlänge (♀♀); <i>A. mutica</i> : 8–8,5 cm (♂♂) bzw. 14–15 cm (♀♀); <i>A. spinifera</i> : 8–10 cm (♂♂) bzw. 18–20 cm (♀♀).
Paarung und Eiablagestellen	Paarungen am häufigsten nach Überwinterung; zur Eiablage meist vollsonnige Sandplätze, <i>A. ferox</i> gelegentlich in Alligator-Nestern.
Fortpflanzungs-saison	<i>Apalone ferox</i> Eiablagen März bis August; <i>A. mutica</i> Mai bis Juli; <i>A. spinifera</i> Mai bis August.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>Apalone ferox</i> 4–40 Eier, 2–7 Gelege/Jahr; <i>A. mutica</i> 1–33 Eier, 2–3 Gelege/Jahr; <i>A. spinifera</i> 3–39 Eier, 1–3 Gelege/Jahr.
Eigröße / Schlupfgröße	<i>Apalone ferox</i> runde Eier, Durchmesser 24–33 mm, 9,8–12,1 g; <i>A. mutica</i> ovale bis kugelförmige Eier, Durchmesser 18–27 mm, 3,4–9,1 g; <i>A. spinifera</i> kugelförmige Eier, Durchmesser 22–32 mm, 6,7–11,9 g.
Entwicklungsdauer	<i>Apalone ferox</i> 56–80 Tage; <i>A. mutica</i> 44–82 Tage; <i>A. spinifera</i> 75–85 Tage.
Geschlechtsbestimmung	Genetisch, ZZ/ZW-Chromosomen-System.
Spermien-speicherung	Möglich.

Haltung und Nachzucht B/A



Abb. 35: Zucht von *Apalone* spp.

- a *A. ferox*, ♂ Plastronansicht (A.S. Hennig)
- b *A. ferox*, ♀ Plastronansicht (A.S. Hennig)
- c *A. ferox* frisches Gelege in der Nestgrube (W. Helm)
- d *A. ferox* Schlüpflinge (X. Wapelhorst)
- e *A. spinifera* im Gartenterrarium (A.S. Hennig)
- f sehr junge *A. ferox* mit noch schwarzem Plastron (W. Helm).

Thema	Angaben für <i>Apalone</i> spp.
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Kühlere Wintertemperaturen (Exemplare aus den US-Südstaaten, z. B. <i>A. ferox</i>) bzw. Überwinterung bei etwa 6–9 °C.
Haltungsansprüche	Haltung adulter Exemplare in Aquarien ab 150–200 cm Länge (♀♀). Für die kleiner bleibenden ♂♂ von <i>A. mutica</i> (max. Carapaxlänge < 20 cm) und <i>A. spinifera</i> (ca. 20 cm) entsprechend kleinere Becken. Sonnenplatz mit punktuell ca. 45 °C Strahlungswärme, ggf. ergänzt mit LED-Leuchtbalken zur allgemeinen Beleuchtung. Sandgefüllter, ausreichend großer Landteil für die ♀♀ zur Eiablage. Saisonale Haltung in Freilandterrarien/-becken möglich.

	Wassertemperaturen im Sommerhalbjahr tagsüber 25–30 °C, Lufttemperaturen jeweils etwas darüber; nachts Absenkung auf Zimmer-/Gewächshaustemperatur. In der Summe einfach zu bewerkstelligende Haltungsbedingungen; es wird für adulte ♀♀ viel Platz benötigt. In der Regel ruhige Tiere, nicht aggressiv zum Halter; Einzelhaltung paarungsaufdringlicher ♂♂ oder dominanter Exemplare.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Wesentlicher Bestandteil der Haltung ist eine tiefe Schicht sauberer Flusssand im Wasserteil, zum vollständigen Eingraben der Tiere; sie verweilen dort ausdauernd, und nur der Kopf schaut heraus.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	In gut strukturierten, kleineren Becken (Sand als Bodengrund, robuste [Schwimm-] Pflanzen, Wurzeln, Äste) können im ersten Lebensjahr mehrere Jungtiere gemeinsam aufgezogen werden; bei unterschiedlich schnellem Wachstum größere Exemplare separieren. Strahler über Sonnenplatz bzw. Außenhaltung im Sommer. Ernährung einfach mit Wirbellosen (lebend, gefrostet, getrocknet), Pellets u.v.m.
Lebenserwartung in Haltung	> 20 Jahre.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	<i>Apalone</i> -Arten werden nicht häufig gehalten (Desinteresse an diesen Arten, platzintensiv, in Zoos wenig attraktiv für Schau aufgrund der versteckten Lebensweise); Zucht <i>A. spinifera</i> z. B. regelmäßig im Zoo Frankfurt (1991–2010), <i>A. ferox</i> regelmäßig in Privathaltung über Jahre hinweg.
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Einfach und vergleichbar mit anderen Weichschildkrötenarten. Limitierend ist nur der notwendige Platz mit entsprechend großen Becken.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Bei artgerechter Haltung gering.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	In Europa noch nicht publiziert; mit Sicherheit in den USA und auf chinesischen Farmen.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Regelmäßig und in großen Stückzahlen auf Schildkrötenfarmen in den USA und in China.
Befragungen	25 private Züchter in Europa und den USA und 2 Zoos, die meisten hatten Erfahrung mit mehreren Arten bzw. Unterarten. Außerdem konnten Informationen anhand der Diskussionen bei den verschiedenen Treffen der Schildkrötenhalter-Verbände in Europa eingeholt werden; es gab auch eine intensive Diskussion der Radiata-Schriftleitung über die Bedingungen für die Farmzucht in Louisiana mit Feldmann & Feldmann (2018).

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Albers, J. (2012): „*Apalone mutica*.“ Animal Diversity Web, from https://animaldiversity.org/accounts/Apalone_mutica/ (Letzter Zugriff: 21.08.2024).
- Alibardi, L. & M. Toni (2006): Skin structure and cornification proteins in the soft-shelled turtle *Trionyx spiniferus*. *Zoology* 109(3): 182-195.
- Allen, E.R. (1982): *Trionyx ferox* (Florida softshell). Size. *Herpetological Review* 13(2): 49.
- Anderson, N.J. (2009): Biomechanics of feeding and neck motion in the softshell turtle, *Apalone spinifera*, Rafinesque. Pocatello (Idaho State University): 103 pp.
- Anon. (1974): Turtle of the Month: U.S. Softshell. Reprinted from The Tortuga Gazette Vol. 9, No. 8, 8/73. *Plastron Papers* III(7): 4-6.

- Anon. (2011): Spektrum: Stoppt die Ausbeutung nordamerikanischer Schildkrötenbestände. Minor 10(4): 22.
- Antonio Guzmán, J.A. (2016): El tráfico ilegal de fauna silvestre en la Ciudad de México. Mexico City (Escuela Nacional de Ciencias Biológicas): 105 pp.
- Aresco, M.J. (2005): Ecological Relationships of Turtles in Northern Florida Lakes: A Study of Omnivory and the Structure of a Lake Food Web. Tallahassee (Florida State University): 141 pp.
- Aresco, M.J. (2010): Le Trionyx de Floride, *Apalone ferox*. Chéloniens 5(18): 4-7.
- Arkansas Game & Fish Commission (2015): Commercial Fishing, Turtling, Turtle Farmer and Closure Regulations. Little Rock, AR, USA: 5 pp.
- Ashmore, G.M. & F.J. Janzen (2003): Phenotypic variation in smooth softshell turtles (*Apalone mutica*) from eggs incubated in constant vs. fluctuating temperatures. Oecologia 134: 182-188.
- Ashton, R.E. & P.S. Ashton (1985): Handbook of Reptiles and Amphibians of Florida. Part two: Lizards, Turtles & Crocodilians. Miami (Windward Publishing): 191 pp.
- Ashton, K.G. & J.E. Carlson (2003): *Apalone ferox* (Florida Softshell turtle). Movement behavior. Herpetological Review 34(2): 138.
- Averill-Murray, R.C. (2007): Spiny Softshell (*Apalone spinifera*). Sonoran Herpetologist 20(9): 94-95.
- Badenhorst, D., R. Stanyon, T. Engstrom & N. Valenzuela (2013): A ZZ/ZW microchromosome system in the spiny softshell turtle, *Apalone spinifera*, reveals an intriguing sex chromosome conservation in Trionychidae. Chromosome Research 21: 137-147.
- Baguette Pereiro, B., G. Spajic & D.B. Risaro (2022): Primer Registro de las Tortugas de Agua Dulce *Gratemys ouachitensis* (Emydidae), *Pseudemys nelsoni* (Emydidae) y *Apalone spinifera* (Trionychidae en Argentina. Revista Latinoamericana de Herpetología 5(4): 47-50.
- Baines, F.M., J. Chattell, J. Dale, D. Garrick, I. Gill, M. Goetz, T. Skelton & M. Swatman (2016): How much UVB does my reptile need? The UV-Tool, a guide to the selection of UV lighting for reptiles and amphibians in captivity. Journal of Zoo and Aquarium Research 4(1): 42-63.
- Bandas, S. & K.F. Higgins (2004): A Field Guide to South Dakota turtles. Brookings (South Dakota State University). SDCES EC 919: 40 pp.
- Barko, V.A. & J.T. Briggler (2006): Midland Smooth Softshell (*Apalone mutica*) and Spiny Softshell (*Apalone spinifera*) Turtles in the Middle Mississippi River: Habitat Associations, Population Structure, and Implications for Conservation. Chelonian Conservation & Biology 5(2): 225-231.
- Barko, V.A., J.T. Briggler & D. Ostendorf (2004): Passive fishing techniques: A cause of captured turtle mortality in the Mississippi River. Journal of Wildlife Management 68(4): 1145-1150.
- Barone, S. (2005): Die Florida-Weichschildkröte (*Apalone ferox*) und vom Nutzen der Kenntnis wissenschaftlicher Namen. Reptilia 10(5): 68-72.
- Bartholomew, P. (2008): „*Apalone spinifera*.“ Animal Diversity Web, from https://animaldiversity.org/accounts/Apalone_spinifera/ (Letzter Zugriff: 21.08.2024).
- Bartley, J.A. (1971): A histological and hormonal analysis of physiological and morphological chromatophore responses in the soft-shelled turtle *Trionyx* sp. Journal of Zoology 163(1): 125-144.
- Baur, M. & T. Friz (2009): Physiologie der Ruhephasen bei Reptilien, insbesondere Schildkröten. Teil 1: Winterruhe (Hibernation) – eine Literaturübersicht. Marginata 6(4): 48-56.
- Bernacki, L.E. (2014): The Molecular Evolution of Non-Coding DNA and Population Ecology of the Spiny Softshell Turtle (*Apalone spinifera*) in Lake Champlain. Burlington (University of Vermont): 168 pp.

- Bista, B., Z. Wu, R. Literman & N. Valenzuela (2021): Thermosensitive sex chromosome dosage compensation in ZZ/ZW softshell turtles, *Apalone spinifera*. Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences 376: 20200101.
- Bolau, H. (1900): Die Dreiklaue-Schildkröte. Nerthus 2(43): 717-718.
- Bour, R. (2010): *Trionyx spiniferus* Lesueur, 1827 and *Trionyx muticus* Lesueur, 1827. Type specimens and original illustrations. Emys 17(1): 26-36.
- Breckenridge, W.J. (1955): Observations on the life history of the soft-shelled turtle, *Trionyx ferox*, with especial reference to growth. Copeia 1955(1): 5-9.
- Brown, D.J., V.R. Farallo, J.R. Dixon, J.T. Baccus, T.R. Simpson & M.R.J. Forstner (2011): Freshwater turtle conservation in Texas: harvest effects and efficacy of the current management regime. Journal of Wildlife Management 75(3): 486-494.
- Brown, D.J., A.D. Schultz, J.R. Dixon, B.E. Dickerson & M.R.J. Forstner (2012): Decline of Red-Eared Sliders (*Trachemys scripta elegans*) and Texas Spiny Softshells (*Apalone spinifera emoryi*) in the Lower Rio Grande Valley of Texas. Chelonian Conservation & Biology 11(1): 138-143.
- Buhlmann, K.A., T. Tuberville & J.W. Gibbons (2008): Turtles of the Southeast. Athens (University of Georgia Press): 264 pp.
- Bull, J.J. & R.C. Vogt (1979): Temperature-dependent sex determination in the Turtle. Science 206: 1186-1188.
- Burleson, D. (2010): FWS Investigations Dealing With the Commercialization of Turtle Species. USFWS Workshop on Conservation and Trade Management of Freshwater and Terrestrial Turtles in the United States. St. Louis, MO (U.S. Fish and Wildlife Service, International Wildlife Trade Program): Presentation 46 pp.
- Cerdá-Ardura, A., F. Soberón-Mobarak, S.E. McGaugh & R.C. Vogt (2008): *Apalone spinifera atra* (Webb & Legler 1960) – Black Spiny Softshell Turtle, Cuatrociénegas Softshell, Tortuga Concha Blanda, Tortuga Negra de Cuatrociénegas. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(21): 1-4.
- CITES (2022): CoP19 Prop 32. Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Transfer of Genus *Apalone* spp. (Except the subspecies included in Appendix I) to Appendix II. CITES CoP19, Proposal 32: 35 pp.
- Clark, H.W. & J.B. Southall (1920): Fresh-water turtles: A source of meat supply. Appendix VII to the Report of the U. S. commissioner of Fisheries for 1919. Washington (Bureau of Fisheries): 20 pp., 28 plates.
- Collins, D. & G. George (1992): Establishing a North American turtle collection at the Tennessee Aquarium. 16th International Herpetological Symposium on Captive Propagation and Husbandry. St. Louis, Thurmont, M.D. (Zoological Consortium).
- CONABIO (2017a): *Apalone ferox* Schneider, 1783. Método de Evaluación Rápida de Invasividad (MERI) para especies exóticas en México, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad: 8 pp.
- CONABIO (2017b): *Apalone spinifera* (LeSueur, 1827). Método de Evaluación Rápida de Invasividad (MERI) para especies exóticas en México, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad: 8 pp.
- Conant, R. (1961): The softshell turtle, *Trionyx spinifer*, introduced and established in New Jersey. Copeia 1961(3): 355-356.
- Conant, R. & J.T. Collins (1998): Field Guide to Reptiles and Amphibians: Eastern and Central North America. (Peterson Field Guides). 3rd edition, expanded. Boston (Houghton Mifflin): 616 pp.

- Creedy, B.D. (2020): Alien and Invasive Species lists in terms of sections 66(1), 67(1), 70(1)(a), 71(3) and 71A of the National Environmental Management: Biodiversity Act, 2004 (Act No. 10 of 2004). Staatskoerant, 18 September 2020 No. 43726. Fisheries and the Environment Minister of Forestry, Department of Environment, Forestry and Fisheries South Africa. 1003: 31-77.
- Cruz, D., P. Delgado, V. López & J. Montero (2015): Presencia de *Apalone ferox* en el Parque Natural de las Lagunas de Ruidera (Ciudad Real). Boletín de la Asociación Herpetológica Española 26(1): 89-91.
- Cueto Mares, M.A., J.G. Castañeda Gaytán, S.I. Valenzuela Ceballos, H. Gadsden Esparza, L. Oliver López, D. Lazcano Villarreal, J.A. Lemos Espinal & G.A. Woolrich Piña (2018): Reptiles. La biodiversidad en Coahuila: Estudio de Estado, CONABIO. Secretaría de Medio Ambiente y Desarrollo Urbano de Coahuila. II: 335-343.
- Cueto Mares, M.A., J.G. Castañeda Gaytán, S.I. Valenzuela Ceballos, A. Carrillo Reyes & T.M. Rioja Paradelo (2018): Las tortugas de distribución puntual. La biodiversidad en Coahuila: Estudio de Estado, CONABIO. Secretaría de Medio Ambiente y Desarrollo Urbano de Coahuila. II: 349-353.
- Cupul-Magaña, F.G. (2012): *Varanus exanthematicus* (Bosc, 1792), *Apalone spinifera emoryi* (Le Sueur, 1827) y *Gopherus berlandieri* (Agassiz, 1857): reptiles exóticos en el área urbana de Puerto Vallarta, Jalisco, México. Cuadernos de Herpetología 26(1): 59-60.
- Daniel, W.M. & C. Morningstar (2023): *Apalone spinifera* (Lesueur, 1827). Nonindigenous Aquatic Species Database. U.S. Geological Survey. Gainesville, FL.
- Daniel, W.M. & C. Morningstar (2023): *Apalone spinifera emoryi* (Agassiz, 1857). Nonindigenous Aquatic Species Database. U.S. Geological Survey. Gainesville, FL.
- Davy, C.M., J. Skuza & A.K. Whitear (2018): Spiny Softshell (*Apalone spinifera*) turtles exhibit scarring consistent with attempted lamprey bites. Canadian Field-Naturalist 132(2): 120-121.
- de Solla, S.R., M.L. Fletcher & C.A. Bishop (2003): Relative Contributions of Organochlorine Contaminants, Parasitism, and Predation to Reproductive Success of Eastern Spiny Softshell Turtles (*Apalone spiniferus spiniferus*) from Southern Ontario, Canada. Ecotoxicology 12: 261-270.
- Deitz, D.C. & D.R. Jackson (1979): Use of American Alligator Nests by Nesting Turtles. Journal of Herpetology 13(4): 510-512.
- Donner, D. & D.J. Brown (2022): Spiny Softshell, *Apalone spinifera* (LeSueur 1827). Pp. 850-860. In: Kapfer, J.M. & D.J. Brown (eds.): Amphibians and Reptiles of Wisconsin. Madison (University of Wisconsin Press): 1176 pp.
- Doody, J.S., S.D. Gillingwater, I. Mali, M.R.J. Forstner, P.P. van Dijk & A.G.J. Rhodin (2024): *Apalone spinifera* – Spiny Softshell Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2024: e.T163451A161722123.
- Doody, J.S. & J.W. Tamplin (1992): An efficient marking technique for softshelled turtles. Herpetological Review 23(2): 54-56.
- Dreslik, M.J. (1997): An inexpensive method for creating spaghetti tags for marking trionychid turtles. Herpetological Review 28(1): 33.
- Enge, K.M., H.F. Percival, K.G. Rice, M.L. Jennings, G.R. Masson & A.R. Woodward (2000): Summer Nesting of Turtles in Alligator Nests in Florida. Journal of Herpetology 34(4): 497-503.
- Ernst, C.H. (1985): Midland Smooth softshell (*Trionyx muticus*). Pp. 294-295. In: Genoways, H.H. & F. Brenner (eds.): Species of special concern in Pennsylvania. Special Publication of Carnegie Museum of Natural History 11: 430 pp.
- Ernst, C.H., R.W. Barbour & J. Lovich (1994): Turtles of the United States and Canada. Washington (Smithsonian Institution Press): 682 pp.

- Ernst, C.H. & J. Lovich (2009): Turtles of the United States and Canada. Baltimore, Maryland (John Hopkins University Press): 827 pp.
- Feldman, M.L. (2014): Developing New Methods to Induce Egg Laying in Turtles. *Turtle Survival* 2014: 15-17.
- Feldman, M.L. & E. Feldman (2018): Wie wir lernten, die Eiablage bei Wasserschildkröten einzuleiten. *Radiata* 27(2): 18-33.
- Fitzgerald, L.A., C.W. Painter, A. Reuter & C. Hoover (2004): Collection, Trade, and Regulation of Reptiles and Amphibians of the Chihuahuan Desert Ecoregion. Washington, D.C. (TRAFFIC North America): 113 pp.
- Franke, J. & T. M. Telecky (2001): Reptiles as pets: An Examination of the Trade in Live Reptiles in the United States. Washington, DC (Human Society United States): 146 S.
- Franklin, C.J. (2014): *Apalone spinifera* (Spiny softshell turtle). *Cheloniophagy*. *Herpetological Review* 45(2): 309.
- Fritz, U. & P. Havaš (2007): Checklist of chelonians of the world. *Vertebrate Zoology* 57(2): 149-368.
- Galois, P. & M. Ouellet (2007): Traumatic Injuries in Eastern Spiny Softshell Turtles (*Apalone spinifera*) Due to Recreational Activities in the Northern Lake Champlain Basin. *Chelonian Conservation & Biology* 6(2): 288-293.
- Gillingwater, S.D. (2010): Le Trionyx épineux *Apalone spinifera*. *Chéloniens* 18: 24-28.
- Goff, D. & C.C. Goff (1935): On the Incubation of a Clutch of Eggs of *Amyda ferox* (Schneider). *Copeia* 1935(3): 156.
- González-Sánchez, V.H., J.D. Johnson, D. González-Solís, L.A. Fucsko & L.D. Wilson (2021): A review of the introduced herpetofauna of Mexico and Central America, with comments on the effects of invasive species and biosecurity methodology. *ZooKeys* 1022: 79-154.
- Goode, E. (1983): *Trionyx ferox* (Florida softshell). Reproduction. *Herpetological Review* 14(4): 122.
- Graham, T.E. (1991): *Apalone spinifera spinifera* (Eastern Spiny softshell). Pattern dimorphism. *Herpetological Review* 22(3): 97.
- Graham, T.E. & C.B. Cobb (1998): Sexual dimorphism of neonate eastern spiny softshells, *Apalone spinifera spinifera*. *Chelonian Conservation & Biology* 3(1): 111-113.
- Gramentz, D. (2009): Zum Wachstum verschiedener Weichschildkrötenarten in Menschenobhut. *Radiata* 18(1): 28-44.
- Gramentz, D. (2010): Bemerkungen zum Verteidigungsverhalten der Florida-Weichschildkröte, *Apalone ferox*. *Radiata* 19(4): 26-32.
- Gramentz, D. (2012): Thermoregulation bei Weichschildkröten. *Marginata* 9(1): 10-23.
- Gramentz, D. (2012): Bemerkungen zum Wanderverhalten von Weichschildkröten. *Marginata* 9(1): 24-30.
- Gray-Schofield, Lynn (1993): CITES Appendix I Species in Captivity 1977-1981. A survey of the maintenance and breeding of captive mammals, birds, reptiles, and amphibians from three data sources. *TRAFFIC (USA)*: 80 pp.
- Greenbaum, E. & J.L. Carr (2001): Sexual differentiation in the spiny softshell turtle (*Apalone spinifera*), a species with genetic sex determination. *Journal of experimental Zoology* 290(2): 190-200.
- Greenbaum, E. & J.L. Carr (2002): Staging criteria for embryos of the spiny softshell turtle, *Apalone spinifera* (Testudines: Trionychidae). *Journal of Morphology* 254(3): 272-291.

- Guyot Jackson, G. & D.R. Jackson (2003): Le Trionyx de Floride, *Apalone ferox*, incubation et élevage de nouveaux-nés en vue d'un lâcher. *Manouria* 7(25): 39-44.
- Haffner, P. (1997): Bilan des introductions récentes d'amphibiens et de reptiles dans les milieux aquatiques continentaux de France métropolitaine [Assessment of recent introductions of amphibians and reptiles in inland aquatic systems in Metropolitan France]. *Bulletin français de la pêche et de la pisciculture* 344-345: 155-163.
- Hamilton, W.J. (1947): On the Incubation of a Clutch of Eggs of *Amyda ferox* (Schneider). *Copeia* 1947(3): 209.
- Heinrich, G. & D.E. Richardson (1993): *Apalone ferox* (Florida Softshell). Reproduction. *Herpetological Review* 24(1): 60.
- Helm, W. (1998): Erfahrungen bei der Haltung von Weichschildkröten. *Journal der AG Schildkröten* 7(2): 10-13.
- Helm, W. (2018): Haltung und Vermehrung der Florida-Weichschildkröte (*Apalone ferox*) *Marginata* 16(1): 40-43.
- Hennig, A.S. (2005): Erfahrungen bei der Aufzucht der Glatten Weichschildkröte *Apalone mutica mutica* Lesueur, 1827. *Radiata* 14(1): 23-29.
- Hennig, A.S. (2007): Nordamerikanische Weichschildkröten der Gattung *Apalone*. Teil 1: Systematik, Handel und Gefährdung. *Terraria* 2(4): 54-58.
- Hennig, A.S. (2007): Nordamerikanische Weichschildkröten der Gattung *Apalone*. Teil 2: Die *Apalone*-Arten. *Terraria* 2(6): 54-61.
- Hennig, A.S. (2007): Nordamerikanische Weichschildkröten der Gattung *Apalone*. Teil 3: Haltung und Vermehrung. *Terraria* 3(1): 54-63.
- Hennig, A.S. (2011): *Apalone mutica mutica* (Lesueur, 1827). *Elaphe N.F.* 19(1): 3; 77-78.
- Hennig, A.S. (2018): Nordamerikanische Weichschildkröten der Gattung *Apalone*. *Marginata* 16(1): 10-26.
- Hennig, A.S. (2018): Erfahrungen mit der Aufzucht nordamerikanischer Weichschildkröten. *Marginata* 16(1): 28-33.
- Hennig, A.S. (2023): Florida – ein Paradies für Schildkröten. *Marginata* 20(3): 13-17.
- Hennig, A.S. (2023): Häufig gehaltene Wasserschildkröten. *Marginata* 20(4): 10-16.
- Hennig, A.S. (2023): Tipps zur Ernährung häufig gehaltener Schmuck-, Zier- und Höckerschildkröten. *Marginata* 20(4): 25-31.
- Hennig, A.S. (2023): Tipps zur Einrichtung eines Aufzuchtbeckens für juvenile Wasserschildkröten. *Marginata* 20(4): 36-40.
- Hong, X., X. Zhang, X. Liu, Y. Wang, L. Yu, W. Li, F. Chen & X. Zhu (2022): Status and Analysis of Artificial Breeding and Management of Aquatic Turtles in China. *biology* 11(9): 1368.
- Horne, B.D. & C.A. Jones (2020): Current Trends in the Global Turtle Trade: Food, Pets, and the Rise of Investment Trading. Las Vegas, Nevada (Desert Tortoise Council 45th Annual Meeting and Symposium).
- Iverson, J.B. (1985): Reproduction in the Florida softshell turtle, *Trionyx ferox*. *Florida Scientist* 48(1): 41-44.
- Iverson, J.B. (1992): A Revised Checklist with Distribution Maps of the Turtles of the World. Richmond, IN (Earlham College, privately printed): 363pp.

- Iverson, J.B. & C.R. Etchberger (1989): The distributions of the turtles of Florida. *Florida Scientist* 52(2): 119-144.
- Iverson, J.B. & P.E. Moler (1997): The female reproductive cycle of the Florida softshell turtle, *Apalone ferox*. *Journal of Herpetology* 31(3): 399-409.
- Jackson, D.R. (1991): *Trionyx ferox* (Florida Softshell). Reproduction. *Herpetological Review* 22(2): 56.
- Janzen, F.J. (1993): The influence of incubation temperature and family on eggs, embryos, and hatchlings of the smooth softshell turtle (*Apalone mutica*). *Physiological Zoology* 66(3): 349-373.
- Jungnickel, J. (2009): Beobachtungen zum Putzverhalten von Welsen der Gattungen *Ancistrus* und *Pterygoplichthys* an der nordamerikanischen Dornrandweichtschildekröte (*Apalone spinifera aspera* Agassiz, 1857). *Sauria* 31(1): 51-52.
- Kopecký, O., L. Kalous & J. Patoka (2013): Establishment risk from pet-trade freshwater turtles in the European Union. *Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems* 410(02): 1-11.
- Krysko, K.L., K.M. Enge & P.E. Moler (2019): *Amphibians and Reptiles of Florida*. Gainesville (University Press of Florida): 706 pp.
- Lardie, R.L. (1965): Pugnacious behavior in the softshell *Trionyx spinifer pallidus* and implications of territoriality. *Herpetologica* 20(4): 281-284.
- Lardie, R.L. (1973): Notes on Eggs and Young of *Trionyx ferox* (Schneider). *Journal of Herpetology* 7(4): 377-378.
- Lau, M. & H. Shi (2010): Turtle Farming in China, with particular reference to US species. USFWS Workshop on Conservation and Trade Management of Freshwater and Terrestrial Turtles in the United States. St. Louis, MO, U.S. Fish and Wildlife Service, International Wildlife Trade Program.
- Lazcano, M., M. Nevárez-de los Reyes, E. García-Padilla, J.D. Johnson, V. Mata-Silva, D.L. DeSantis & L.D. Wilson (2019): The herpetofauna of Coahuila, Mexico: composition, distribution, and conservation status. *Amphibian & Reptile Conservation* 13(2): 31-94.
- Lee, T.N., M.V. Plummer & N.E. Mills (2007): Use of posthatching yolk and external forage to maximize early growth in *Apalone mutica* hatchlings. *Journal of Herpetology* 41(3): 492-500.
- Legler, J.M. & R.C. Vogt (2013): *The Turtles of Mexico: Land and Freshwater Forms*. Berkeley (University of California Press): 416 pp.
- Lenhart, C.F., J.R. Naber & J.L. Nieber (2013): Impacts of Hydrologic Change on Sandbar Nesting Availability for Riverine Turtles in Eastern Minnesota, USA. *Water* 2013(5): 1243-1261.
- LeSueur, C.A. (1827): Note sur deux espèces de tortues, du genre *Trionyx* de M. Geoffroy-Saint-Hilaire. *Mémoires du Musée d'Histoire Naturelle*, Paris 15: 257-268.
- Lindeman, P.V. (2001): A contrast in the basking habits of the sympatric trionychid turtles *Apalone mutica* and *A. spinifera*. *Herpetological Natural History* 8(1): 87-89.
- Love, B. (1997): Albino-Schildkröten am Horizont des Tierhandels. *Reptilia* 2(9): 14-15.
- Lovich, J.E., M. Agha, C.W. Painter, L. Cole, A. Fitzgerald, K. Narum & R.D. Jennings (2016): Aspects of the reproductive ecology of female turtles in New Mexico. *Western North American Naturalist* 76(3): 291-297.
- Lutz, C.G. (2000): Pet turtle production. Stoneville, MS (Southern Regional Aquaculture Center): SRAC Publication No. 439: 4 pp.
- Mali, I., M.R.J. Forstner & P.P. van Dijk (2014): What Can Recent Export Trends Tell Us about U.S. Freshwater Turtle Exploitation? *Turtle Survival* 2014: 28-30.

- Mali, I., M.W. Vandeweye, S.K. Davis & M.R.J. Forstner (2014): Magnitude of the Freshwater Turtle Exports from the US: Long Term Trends and Early Effects of Newly Implemented Harvest Management Regimes PLoS ONE 9(1): e86478.
- Mali, I., H.-H. Wang, W.E. Grant, M. Feldman & M.R.J. Forstner (2015): Modeling Commercial Freshwater Turtle Production on US Farms for Pet and Meat Markets. PLoS ONE 10(9): e0139053.
- Mankowski, A. (2012): The Illinois Endangered Species Protection Act at Forty: a Review of the Act's Provisions and the Illinois List of Endangered and Threatened Species. Springfield, Illinois (Illinois Endangered Species Protection Board): 152 pp.
- Mansueti, R. & D.H. Wallace (1960): Notes on the Soft-Shell Turtle (*Trionyx*) in Maryland Waters. Chesapeake Science 1(1): 71-72.
- Masin, S., A. Bonardi, E. Padoa-Schioppa, L. Bottoni & G.F. Ficetola (2014): Risk of invasion by frequently traded freshwater turtles. Biological Invasions 16(1): 217-231.
- McGaugh, S.E. (2008): Color Variation among Habitat Types in the Spiny Softshell Turtles (Trionychidae: *Apalone*) of Cuatrociénegas, Coahuila, Mexico. Journal of Herpetology 42(2): 347-353.
- McGaugh, S.E., C.M. Eckerman & F.J. Janzen (2008): Molecular phylogeography of *Apalone spinifera* (Reptilia, Trionychidae) Zoologica Scripta 37(3): 289-304.
- McGaugh, S.E. & F.J. Janzen (2008): The Status of *Apalone atra* Populations in Cuatro Ciénegas, Coahuila, México: Preliminary Data Chelonian Conservation & Biology 7(1): 88-95.
- Meylan, P.A. & P.E. Moler (2006): *Apalone ferox* – Florida Softshell Turtle. Pp.160-168. In: Meylan, P.A. (ed.): Biology and Conservation of Florida Turtles. Chelonian Research Monographs 3: 376 pp.
- Meylan, P.A., R. Schuler & P. Moler (2002): Spermatogenetic cycle of the Florida Softshell Turtle, *Apalone ferox*. Copeia 2002(3): 779-786.
- Miller, K., G.F. Birchard, M.J. Packard & G.G. Packard (1989): *Trionyx spiniferus* (Spiny softshell turtle). Fecundity. Herpetological Review 20(2): 56.
- Moler, P.E. (2006a): *Apalone mutica calvata* – Gulf Coast Smooth Softshell Turtle. Pp. 169-172. In: Meylan, P.A. (ed.): Biology and Conservation of Florida Turtles. Chelonian Research Monographs 3: 376 pp.
- Moler, P.E. (2006b): *Apalone spinifera aspera* – Gulf Coast Spiny Softshell Turtle. Pp. 173-177. In: Meylan, P.A. (ed.): Biology and Conservation of Florida Turtles. Chelonian Research Monographs 3: 376 pp.
- Mullins, M.A. & F.J. Janzen (2006): Phenotypic effects of thermal means and variances on Smooth Softshell turtle (*Apalone mutica*) embryos and hatchlings. Herpetologica 62(1): 27-36.
- Nagle, R.D., M.V. Plummer, J.D. Congdon & R.U. Fischer (2003): Parental investment, embryo growth, and hatchling lipid reserves in Softshell turtles (*Apalone mutica*) from Arkansas. Herpetologica 59(2): 145-154.
- Nickl, S. (2012): Erfahrungen bei der Aufzucht von Dornrand-Weichschildkröten (*Apalone spinifera*). Terraria 7(5): 82–85.
- Obst, F.J. (1988): Die Welt der Schildkröten. Leipzig (Edition Leipzig): 235 pp.
- Packard, M.J. & G.C. Packard (1991): Sources of calcium, magnesium, and phosphorus for embryonic softshell turtles (*Trionyx spiniferus*). Journal of experimental Zoology Part A: Ecological Genetics and Physiology 110(2): 99-112.
- Pamfilie, A.M., M.D. Espinal & N.S. Vitek (2023): Quantifying shell patterning helps identify species of Trionychidae. Anatomical Record 306(6): 1454-1462.

- Pappas, M. & M. Plummer (2010): Le Trionyx mutique *Apalone mutica*. Chéloniens 18: 8-15.
- Pawlowski, S. & C. Krämer (2006): Schildkrötenhaltung in Zoogeschäften und Fachmärkten im Großraum Rhein-Neckar. Elaphe N.F. 14(1): 58-66.
- Pfau, B. & J.M. Wiechert (2003): Gedanken zur Fütterung von Wasserschildkröten. Emys 10(4): 4-50.
- Philippen, H.-D. (2010): Farbmutationen bei Schildkröten. Eine aktuelle Übersicht. Marginata 7(4): 10-30; 35-37.
- Philippen, H.-D. (2012): Erfolgreiche Haltung und Aufzucht junger Weichschildkröten. Marginata 9(1): 8-9.
- Plummer, M.V. (1977): Reproduction and growth in the turtle *Trionyx muticus*. Copeia 1977(3): 440-447.
- Plummer, M.V. (1977): Notes on the Courtship and Mating Behavior of the Soft-Shell Turtle, *Trionyx muticus* (Reptilia, Testudines, Trionychidae). Journal of Herpetology 11(1): 90-92.
- Plummer, M.V. (2007): Nest emergence of Smooth softshell turtles. Herpetological Conservation and Biology 1(2): 61-64.
- Plummer, M.V. (2008): A notching system for marking softshell turtles. Herpetological Review 39(1): 64-65.
- Plummer, M.V. & J.S. Doody (2010): Terrestrial burrowing in nesting softshell turtles (*Apalone mutica* and *A. spinifera*). Reptiles and Amphibians, Conservation and Natural History 17: 79-81.
- Plummer, M.V., T.N. Lee & N.E. Mills (2008): Effect of a Sand Substrate on the Growth and Condition of *Apalone mutica* Hatchlings Journal of Herpetology 42(3): 550-554.
- Plummer, M.V. & N.E. Mills (2015): Growth and Maturity of Spiny Softshell Turtles (*Apalone spinifera*) in a Small Urban Stream. Herpetological Conservation and Biology 10(2): 688-694.
- Plummer, M.V. & M. Pappas (2010): Le Trionyx mutique, *Apalone mutica*. Chéloniens 18: 8-15.
- Plummer, M.V., C.E. Shadrix & R.C. Cox (1994): Thermal limits of incubation in embryos of softshell turtles (*Apalone mutica*). Chelonian Conservation & Biology 1(2): 141-144.
- Plummer, M.V. & S.E. Trauth (2009): The structure of Rathke's glands in the softshell turtles *Apalone mutica* and *A. spinifera*. Herpetological Conservation and Biology 4(2): 207-220.
- Porter, E., J.E. Paterson & C.M. Davy (2024): Testing 'bigger is better' and maternal effects hypotheses in hatchlings of the sexually dimorphic spiny softshell turtle (*Apalone spinifera*). Biological Journal of the Linnean Society 141(4): 520-528.
- Rafinesque, C.S. (1832): Description of two new genera of soft shell turtles of North America. *Apalone* and *Mesodeca*. Atlantic Journal and Friend of Knowledge 1: 64-65.
- Rawski, M., B. Kierończyk, S. Świątkiewicz & D. Józefiak (2018): Long-term study on single and multiple species probiotic preparations for Florida softshell turtle (*Apalone ferox*) nutrition. Animal Science Papers & Reports 36(1): 87-98.
- Robinson, K.M. & G.C. Murphy (1978): The reproductive cycle of the eastern spiny softshell turtle (*Trionyx spiniferus spiniferus*). Herpetologica 34(3): 137-140.
- Roman, J. & B.W. Bowen (2000): The mock turtle syndrome: genetic identification of turtle meat purchased in the south-eastern United States of America. Animal Conservation 3(1): 61-65.
- Sachsse, W. (1969): Zur Entwicklung der Geschlechtsorgane bei Schildkröten. Salamandra 5(3-4): 92-94.
- Sanderson, R.A. (1971): Eggs of the Soft Shell Turtle in Gopher Tortoise Burrows. Bulletin of the Maryland Herpetological Society 7(1): 24-25.

- Schneider, J.G. (1783): *Ferox*. Testudo testa cartilaginea ovata 3 palmarum plantarumque unguibus ternis, nanbus tubulatis prominentibus. Pp. 330-334. In: Schneider, J.G.: Allgemeine Naturgeschichte der Schildkröten, nebst einem systematischen Verzeichnisse der einzelnen Arten und zwei Kupfern. Leipzig (J.G. Müller): 364 pp.
- Schoepff, J.D. (1793): Historia Testudinum Iconibus Illustrata. Erlangae [=Erlangen], Ioannis Iacobi Palm: [Fasciculus III and IV, pp. 33-80, pls. 11-16, 17B-20].
- Schoepff, J.D. (1795): Historia Testudinum Iconibus Illustrata. Erlangen (Erlangae, Ioannis Iacobi Palm: Fasciculus V): 81-112, pls. 117, 121-125.
- SEMARNAT (2019): MODIFICACIÓN del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, publicada el 30 de diciembre de 2010. Diario Oficial de la Federación, 14 de noviembre de 2019, Ciudad de México (México, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales).
- Shepherd, C.R. & V. Nijman (2005): Pet freshwater turtle and tortoise trade in Chatuchak Market, Bangkok, Thailand. Petaling Jaya, Selangor, Malaysia (TRAFFIC, Southeast Asia Regional Office): 45 pp.
- Shi, J. & Q. Li (2005): Preliminary report of culturing Florida softshell turtle (*Apalone ferox*) Guangxi Agricultural Sciences 36(6): 566-568.
- Shi, H.-T., M. Hou, P. Pritchard, M. Lau, J.-C. Wang, Y.-X. Liu, F. Yeh, J.-J. Peng, Z.-Y. Fan, F. Yin, T.-H. Chen, P.P. van Dijk, J. Parham, J. Fong, B. Horne, H. Zwartepoorte, C. Schaffer, J. Tucker, B. Devaux, A. Cadi, S.P. Gong & K.S. Lee (2013): Identification Manual for the Conservation of Turtles in China. Beijing, China (Encyclopedia of China Publishing House): 174 pp.
- Siebenrock, F. (1923): Die nearktischen Trionychidae. Verhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Wien 73: 180-194.
- Somma, L.A. (2023): *Apalone ferox* (Schneider, 1783). Nonindigenous Aquatic Species Database. U.S. Geological Survey. Gainesville, FL.
- Stuart, H (2009): „*Apalone ferox*.“ Animal Diversity Web, from https://animaldiversity.org/accounts/Apalone_ferox/ (Letzter Zugriff: 21.08.2024).
- Tian, Y., Y. Gao & L. Han (2016): Testudinate China. Hangzhou (8th World Congress of Herpetology): 58 pp.
- Tortoise & Freshwater Turtle Specialist Group (1996): *Apalone spinifera ssp. atra* – Black Spiny Softshell Turtle. IUCN Red List of Threatened Species: e.T1820A97408016.
- UNEP-WCMC (2009): Review of non-CITES reptiles that are known or likely to be in international trade, The European Commission, Directorate General Environment, Directorate E – Global & Regional Challenges, LIFE ENV.E.2. – Global Sustainability, Trade & Multilateral Agreements, Brussels, Belgium: 86 pp.
- UNEP-WCMC (2021): EU Wildlife Trade 2019: Analysis of the European Union and candidate countries' annual reports to CITES 2019. Cambridge, The European Commission, Directorate-General Environment, Directorate F – Global Sustainable Development, Unit F3 – Multilateral Environmental Cooperation, Brussels, Belgium: 36 pp.
- UNEP-WCMC (2024): Overview of international trade in United States turtle species 2000-2023. Cambridge (UNEP-WCMC Technical Report): 59 pp.
- Valverde, J. (2007): Weichschildkröten. Reptilia 12(6): 16-23.
- Valverde, J. (2007): *Apalone ferox*, die Florida-Weichschildkröte. Reptilia 12(6): 24-28.

- van Dijk, P.P. (2011a): *Apalone ferox*, Florida Softshell Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T165597A97397831.
- van Dijk, P.P. (2011b): *Apalone mutica*, Smooth Softshell Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011 e.T165596A97398190.
- van Dijk, P.P. (2011c): *Apalone spinifera*, Spiny Softshell Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2011: e.T163451A97398618.
- Van Dyke, J.U., M.V. Plummer & S.J. Beaupré (2011): Residual yolk energetics and postnatal shell growth in Smooth Softshell Turtles, *Apalone mutica*. Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology 158(1): 37-46.
- Vogt, R.C. & J.J. Bull (1982): Genetic sex determination in the spiny softshell *Trionyx spiniferus* (Testudines: Trionychidae). Copeia 1982(3): 699-700.
- Vraniak, D.A. & G.A. Geller (2017): *Apalone spinifera* (Spiny Softshell), *Chelydra serpentina* (Snapping turtle) and *Glyptemys insculpta* (Wood turtle). Embryo survival after nest flooding. Herpetological Review 48(2): 419-420.
- Watermolen, D.J. (2004): Softshell turtles (*Apalone* spp.) as bald eagle prey. Bulletin of the Chicago Herpetological Society 39(4): 69-70.
- Webb, R.G. (1959): Description of a New Softshell Turtle From the Southeastern United States. University of Kansas Publications Museum of Natural History 11(9): 517-525.
- Webb, R.C. (1960): Type and type locality of the Gulf Coast Spiny Softshell turtle *Trionyx spinifer asper* (Agassiz). Breviora 129: 1-10.
- Webb, R.G. (1962): North American recent soft-shelled turtles (family Trionychidae). University of Kansas Publications, Museum of Natural History 13(10): 429-611.
- Webb, R.G. (1973a): *Trionyx ater* Webb & Legler. Black softshell turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 137: 1-2.
- Webb, R.G. (1973b): *Trionyx ferox* (Schneider). Florida softshell turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 138: 1-3.
- Webb, R.G. (1973c): *Trionyx muticus* Lesueur. Smooth softshell turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 139: 1-2.
- Webb, R.G. (1973d): *Trionyx spiniferus* Lesueur. Spiny softshell turtle. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 140: 1-4.
- Webb, R.G. (1990): *Trionyx* Geoffroy Siant-Hilaire. Softshell turtles. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 487: 1-7.
- Webb, R.G. & J.M. Legler (1960): A new softshell turtle (genus *Trionyx*) from Coahuila, Mexico. University of Kansas Science Bulletin 40(2): 21-30.
- Weisrock, D.W., T.S. Haselkorn & F.J. Janzen (1998): Lack of genetic variation in cytochrome b in a population of smooth softshell turtles. Journal of the Iowa Academy of Science 105: 158-160.
- Weisrock, D.W. & F.J. Janzen (2000): Comparative molecular phylogeography of North American soft-shell turtles (*Apalone*): implications for regional and wide-scale historical evolutionary forces. Molecular Phylogenetics and Evolution 14: 152-164.
- Weissgold, B. (2010): U.S. Turtle Exports and Federal Trade Regulation: A Snapshot. USFWS Workshop on Conservation and Trade Management of Freshwater and Terrestrial Turtles in the United States. St. Louis, MO (U.S. Fish and Wildlife Service, International Wildlife Trade Program).
- Wermuth, H. & R. Mertens (1961): Schildkröten. Krokodile. Brückenechsen. Jena (Gustav Fischer Verlag): 422 pp.

- Werneburg, I. (2009): A standard system to study vertebrate embryos. PLoS ONE 4(6): e5887.
- Werning, H. (2017): *Apalone spinifera*, Dornrand-Weichschildkröte Marginata 14(4): 39-42.
- Williams, T.A. & J.L. Christiansen (1981): The niches of two sympatric softshell turtles, *Trionyx muticus* and *Trionyx spiniferus*, in Iowa. Journal of Herpetology 15(3): 303-308.
- Wilson, L.D., V. Mata-Silva & J.D. Johnson (2013): A conservation reassessment of the reptiles of Mexico based on the EVS measure. Amphibian & Reptile Conservation 7(1): 1-47.
- Xu, C., X. Chen, J. Han, Y. Chen, C. Ge, L. Wang, R. Yang, Y. Shen & H. Yang (2023): Development and Application of qPCR Assay for Species-specific Identification of Two Animal-derived Tonics: Vinegar-quenched Testudinis Carapax et Plastrum and Vinegar-quenched Trionycis Carapax. Pharmacognosy Magazine 19(4): 831-840.
- Ye, Y.-C., W.H. Yu, C. Newman, C.D. Buesching, Y.-L. Xu, X. Xiao & Z.-M. Zhou (2020): Effects of regional economics on the online sale of protected parrots and turtles in China. Conservation Science and Practice 2(3): e161.
- Yu, P., X. Yang, W. Zhou, W. Yang, L. Zhou, X. Liu, Q. Wan & J. Zhang (2019): Comparative mitogenomic and phylogenetic analysis of *Apalone spinifera* and *Apalone ferox* (Testudines: Trionychidae). Genetika 147(2): 165-176.
- Zoologischer Garten der Stadt Frankfurt am Main (1992): Stacheltragende Dreiklauen haben Nachwuchs. Herpetofauna 13(75): 6.

Andreas S. Hennig (15.08.2024)

***Nilssonia leithii* (Gray, 1872)**

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Nilssonia leithii</i>	(Gray, 1872)	Leiths Pfauenaugen-Weichschildkröte, Vorderindische Weichschildkröte	Leith's Softshell turtle Nagpur Softshell turtle Tamil: Parisal amai, Seravi amai, Thoni amai, Kannada: Pale poo Telugu: Nadi tabelu	nein

Abb. 36: *Nilssonia leithii* (S. Singh / TSA India).**Morphologie und Taxonomie**

Bei *Nilssonia leithii* handelt es sich um eine groß werdende Art der Weichschildkröten des indischen Subkontinents. Die ♂♂ werden mit etwa 63,5 cm größer als die ♀♀ mit 54,8 cm (Moll & Vijaya 1986, Deepak & Vasudevan 2009). Das et al. (2014) geben für fünf Exemplare aus dem Kali Fluss, Karnataka, Indien, eine mittlere Gesamtlänge des Carapax (der Knochenpanzer plus dem dahinterliegenden Hautlappen, über die Wölbung gemessen) von 63,3 cm an. Bei einem adulten ♂ aus demselben Fluss wurde eine Gesamtlänge von 72 cm gemessen.

Ein rekordverdächtig großes ♀, das 2011 im Tungabhadra River nahe Kalagatta gefangen und von den dortigen Forstbeamten beschlagnahmt worden war, hatte (nach Angaben der Beamten) eine Carapaxlänge von 160 cm und eine Carapaxbreite von 110 cm und wog etwa 130 kg (Angaben und Foto in Murthy 2011). Nach Begutachtung der von Murthy (2011) bereitgestellten Fotos handelt es sich bei dem abgebildeten Exemplar jedoch um *Chitra indica*.

Wie alle Weichschildkröten ihrer Gattung der Pfauenaugen-Weichschildkröten zeichnet sich *Nilssonia leithii* durch vier bis sechs Augenflecken im Bereich des Rückenpanzers aus. Diese

verschwimmen mit zunehmendem Alter, was eine eindeutige Artbestimmung adulter, älterer Exemplare nicht einfach macht. Die Grundfarbe des Rückenpanzers ist grau bis olivfarben, 2022 konnte jedoch ein ungewöhnlich goldbraun gefärbtes Tier beschlagnahmt werden (Vaghela 2025).

Das Plastron von Leiths Weichschildkröte ist cremefarben, ihr grünlicher Kopf kann einige schwarze Zeichnungselemente aufweisen und die Mundwinkel zeigen einen gelben oder rötlich-orangefarbenen Punkt. Solche Punkte können bei juvenilen Exemplaren auch auf der Stirn auftreten.

Ursprünglich von Gray (1872) als *Trionyx leithii* beschrieben, wurde die Art mehr als 100 Jahre in dieser Gattung geführt. Meylan (1972) stellte die großen Weichschildkröten Indiens in die Gattung *Aspideretes*. Auf Basis genetischer Analysen stellten Praschag et al. (2007) sie in die Gattung *Nilssonia* (und damit näher zur Burmesischen Weichschildkröte, *Nilssonia formosa*). Liebing et al. (2012) konnten zeigen, dass es sich bei *Nilssonia leithii* um das Schwestertaxon von *Nilssonia gangetica* handelt. Von *Nilssonia leithii* sind weder Unterarten noch geographische Variationen bekannt.

Verbreitung und Lebensraum

Das Verbreitungsgebiet von Leiths Pfauenaugen-Weichschildkröte beschränkt sich auf den Indischen Subkontinent. Es erstreckt sich dabei vom südlichen Flusstal des Ganges, Andhra Pradesh bis Karnataka und Tamil Nadu im Süden (Vasudevan et al. 2019). Ältere Verbreitungsdaten aus der Literatur von weiter nördlich stammenden Orten beruhen auf der Verwechslung mit anderen Arten.

Wie alle Arten ihrer Gattung ist die Art hauptsächlich in größeren Flüssen zu finden. Vorrangig handelt es sich dabei um die im flachen Hügelland von Zentralindien entspringenden Flüsse, welche nach Osten und Westen in Richtung Meer abfließen. Vereinzelte Funde sind auch aus (künstlichen) Wasserreservoirs bekannt.

Der Fund eines Exemplars im Chalakudy Fluss, aus der Nähe des Ortes Perinjanam in Kerala, lässt die Möglichkeit der Nutzung von Flussmündungen als zumindest temporäres Habitat zu. Nur wenige Exemplare wurden in den letzten fünf Jahren aus der Umgebung der Stadt Pune in Maharashtra bekannt.

Die Nahrung von *Nilssonia leithii* setzt sich aus Fischen, Krebstieren, Süßwassermollusken sowie bei Jungtieren auch aus Mückenlarven zusammen (Das 2001). In einem Tempelteich des Dorfes Kotapalli im Bundesstaat Andhra Pradesh gehaltene Exemplare verzehrten auch Hibiskusblüten sowie Bananen (Das et al. 2014).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang I seit 2023 (CoP19 Proposal Nr. 33). Bereits seit 2014 auf CITES-Anhang II gelistet (CITES 2013).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang A.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Streng bzw. besonders geschützt.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Vom Aussterben bedroht – CR (Critically Endangered A2cd+4cd, assessed 13 March 2018)

Gefährdungsfaktoren

Lange galt *Nilssonia leithii* als weit verbreitete und häufige Art, wobei einzelne Populationen einen rückgängigen Populationstrend verzeichneten (Choudhury et al. 2000). Umfassendere Daten, welche 2005 und 2010 anlässlich des Rote Liste-Workshops im indischen Lucknow vorgestellt wurden, zeigten jedoch ein anderes Bild: im Verlauf der vergangenen 30 Jahre sei der Bestand der Art um 90 % zurückgegangen. Umfassende Feldstudien aus den darauffolgenden Jahren bestätigten diese Einschätzung (Das et al. 2014). Schon in Schutzgebieten ist die Leiths Pfauenaugen-Weichschildkröte selten, in ungeschützten Gebieten zeigen die Bestände einen besonders drastischen Rückgang.

Nilssonia leithii wird, wie viele andere Schildkrötenarten (insbesondere Weichschildkröten) in ihrem Herkunftsland großräumig für den menschlichen Konsum ausgebeutet. Zu Beginn der 2000er Jahre kostete eine Schildkröte auf dem lokalen Markt zwischen 100 und 300 Rupien, also umgerechnet etwa 2 bis 5 Euro (Kumar 2004). In den 2000er Jahren scheint sich auch ein nationaler Binnenhandel intensiviert zu haben, bei dem die Schildkröten vom Süden Indiens in im Nordosten gelegene Bundesstaaten exportiert wurden. Es scheint, als hätte sich dieser Handel inzwischen zunehmend von lebenden Exemplaren auf bereits verarbeitete Teile des Carapax (Suppenknorpel – Calipee) verschoben (Murthy 2011, Das et al. 2014, CITES 2022, Roopa et al. 2024).

Einheimische Jäger gaben in Interviews an, nicht mehr aktiv nach *Nilssonia leithii* zu suchen, da sich dieser Aufwand aufgrund ihrer Seltenheit nicht mehr lohne. Bereits 2011 galten diese Schildkröten als sehr schwer zu finden, und es war keine überlebensfähige Population der Art mehr bekannt (Praschag et al. 2021).

Neben den Schildkröten selbst werden auch ihre Eier als Nahrungsmittel gehandelt.

Umweltverschmutzung, der kommerzielle Abbau von Sand, die Veränderung von Flussläufen sowie der Bau von Wasserkraftwerken und Staudämmen im Lebensraum von *Nilssonia leithii* stellen weitere Faktoren für den Rückgang ihrer Populationen im gesamten Verbreitungsgebiet dar (Praschag et al. 2021).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Nilssonia leithii</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Die Schwänze der ♂♂ sind länger und an der Basis dicker als jene von ♀♀.
Fortpflanzungsweise	Ovipar.
Geschlechtsreife	Praschag et al. (2021) schätzen, dass die Geschlechtsreife mit 7–8 eintritt und nehmen daher eine Generationsdauer von 21–24 Jahren an.
Paarung und Eiablagestellen	Informationen zur Paarung von <i>Nilssonia leithii</i> liegen nicht vor. Die Eiablagen sollen in den Sandbänken der bewohnten Flüsse erfolgen.
Fortpflanzungsaison	♀♀ mit legereifen Eiern im Körper wurden in den Monaten Januar und Juni beobachtet. Im Sharavathi Valley Wildlife Sanctuary kam es in den Monaten April und Mai zu Eiablagen. Wahrscheinlich graben sich die Schildkröten nach der Eiablage im Sommer

	zur Ästivation ein (Praschag et al. 2007). Am Moyar River fand man im Juni frischgeschlüpfte Jungtiere (Das et al. 2014). Vardia & Tonapi (1992) geben an, dass die Fortpflanzungszeit für die Schildkröten im Osten Indiens mit der Monsunaison (Juni bis Oktober) korreliert.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	Möglicherweise werden zwei Gelege pro Jahr, etwa im Dezember/Januar, und dann noch einmal im Juni, abgesetzt (Praschag et al. 2007). Über die Eizahl pro Gelege ist nichts bekannt.
Eigröße / Schlupfgröße	In Pune, West-Indien, gefundene Eier waren kugelförmig und hatten einen Durchmesser von 29,8–31,1 mm (Das et al. 2014, Vardia & Tonapi 1992).
Entwicklungsdauer	Unbekannt.
Geschlechtsbestimmung	Nicht untersucht. Wahrscheinlich wie bei anderen Weichschildkröten genetisch, ZZ/ZW-Chromosomen-System.
Spermien-speicherung	Möglich, aber nicht beobachtet.

Haltung und Nachzucht **C/X**

Thema	Angaben für <i>Nilssonia leithii</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Unbekannt.
Haltungsansprüche	Zur Haltung sind geräumige, beheizte Wasserbecken mit ausreichend hohem Wasserstand. Tropische Wasser- und Lufttemperaturen müssen ganzjährig erreicht werden. Ein Sonnenplatz auf dem ca. 40 °C Strahlungswärme erreicht werden ist unbedingt erforderlich. Wie bei vielen anderen Weichschildkröten sollte eine Einzelhaltung praktiziert werden. Der Wasserteil sollte nicht zu stark ausgeleuchtet werden und über ausreichend Deckung für die Schildkröten verfügen. <i>Nilssonia leithii</i> verzehren in menschlicher Obhut bevorzugt carnivore Kost wie Würmer, Garnelen, Fisch oder Mollusken (Varghese & Tonapi 1986), akzeptieren aber gelegentlich auch pflanzliche Kost (Das et al. 2014). In einem Tempelteich in Andhra Pradesh gehaltene Exemplare wurden mit Hibiskusblüten (<i>Hibiscus rosa-sinensis</i>) und Bananen (<i>Musa domestica</i>) gefüttert. Die Turtle Survival Alliance in Indien plant den Aufbau einer Reservepopulation in verschiedenen Zoos im Verbreitungsgebiet (CITES 2022), und hat 2016 auf Facebook ein Foto eines sehr kleinen Jungtieres gepostet, aber über die Haltungsbedingungen, und ob hier bereits Nachzuchten erzielt werden konnten, ist nichts bekannt.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Die potenzielle Endgröße und der damit verbundene Platzbedarf, sowie die Temperaturansprüche der Art stellen die größte Schwierigkeit dar.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Jungtiere können zunächst mit Mückenlarven ernährt werden. Ihre Haltung ähnelt der adulten Exemplare, wobei kleinere Becken verwendet werden. Junge Weichschildkröten sind empfindlich und können zu Hautpilzerkrankungen neigen, sodass stets ein Augenmerk auf eine gute Wasserqualität gelegt werden muss. Die Jungtiere sollten bereits einzeln untergebracht werden.
Lebenserwartung in Haltung	Unbekannt. Die Madras Crocodile Bank pflegt über einen Zeitraum von mehr als zehn Jahren ein adultes ♀ von <i>Nilssonia leithii</i> .
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Sehr selten. Es sind aktuell keine Zuchtprojekte in Indien und keine Haltungen außerhalb Indiens bekannt.

Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Die stattliche Endgröße der Art sowie die erforderlichen Haltungstemperaturen stellen eine große Herausforderung für die Haltung in menschlicher Obhut dar. Für die Eiablage ist ein ausreichend groß dimensionierter Eiablage erforderlich.
Sterblichkeit in den ersten Lebensjahren	Unbekannt.
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Nach aktuellem Kenntnisstand nicht erfolgt.
Kommerzielle Nachzucht / Ranching	Nicht bekannt.
Befragungen	Die Angaben stammen aus den Erhaltungsprojekten und aus der Literatur.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Choudhury, B.C., S. Bhupathy & F. Hanfee (2000): Status Information on the Tortoises and Freshwater Turtles of India. Pp 86-94. In: van Dijk, P.P., B.L. Stuart & A.G.J. Rhodin (eds.): Asian Turtle Trade. Lunenburg (Chelonian Research Monographs 2): 164 pp.
- CITES (2013): Inclusion of *Aspideretes leithii*, *Dogania subplana*, *Nilssonina formosa*, *Palea steindachneri*, *Pelodiscus axenaria*, *P. maackii*, *P. parviformis*, and *Rafetus swinhoei* in Appendix II and transfer of *Chitra chitra* and *C. vandijki* from Appendix II to Appendix I. Proposal 38 in: CITES CoP16 Doc. 77 Annex 1.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – The Proponents propose the transfer of the Leith's Softshell Turtle (*Nilssonina leithii*) from Appendix II to Appendix I in accordance with paragraph 1 of Article II of the Convention. CITES CoP19, Proposal 33: 9 pp.
- Das, I. (1997): Conservation problems of Tropical Asia's Most Threatened Turtles. Pp. 295-301. In: Van Abbema, J. (ed.): Proceedings: Conservation, Restoration, and Management of Tortoises and Turtles – An International Conference. Purchase (New York, New York Turtle and Tortoise Society).
- Das, I., D. Basu & S. Singh (2010): *Nilssonina hurum* (Gray 1830) – Indian Peacock Softshell Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(48): 1-5.
- Das, I., S. Sirsi, K. Vasudevan & B.H.C.K. Murthy (2014): *Nilssonina leithii* (Gray 1872) – Leith's Softshell Turtle. In: Rhodin, A.G.J., P.C.H. Pritchard, P.P. van Dijk, R.A. Saumure, K.A. Buhlmann & J.B. Iverson (eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group 5(75): 1-5.
- Das, K.C. & A. Gupta (2011): Size records of softshell turtles (Chelonia: Trionychidae) from Barak Valley, Assam, northeastern India. Journal of Threatened Taxa 3(4): 1722-1726.
- Gerard, J.D., D. Veerappan, K. Ram, P. Christopher & U. Fritz (2023): New records of Leith's softshell turtle (*Nilssonina leithii*, Gray 1872) after 30 years from Kaveri River delta in Tamil Nadu, India. Hamadryad 40(1 and 2): 24-28.
- Gray, J.E. (1872): *Trionyx leithii* (The Poona Mud-Tortoise). Pp. 334-335. In: Gray, J.E.: Notes on the mud-tortoises of India (*Trionyx*, Geoffroy). Annals and Magazine of Natural History (4)10: 326-340.
- Kumar, B.A. (2004): Records of Leith's softshell turtle, *Aspideretes leithii* (Gray, 1872) and Asian giant softshell turtle, *Pelochelys cantorii* (Gray, 1864) in Bharathapuzha River, Kerala. Zoo's print journal 19(4): 1445.

- Liebing, N., P. Praschag, R. Gosh, K. Vasudevan, S.M.A Rashid, D. Rao, H. Stuckas & U. Fritz (2012): Molecular phylogeny of the softshell turtle genus *Nilssonia* revisited, with first records of *N. formosa* for China and wild-living *N. nigricans* for Bangladesh. *Vertebrate Zoology* 62(2): 261-272.
- Meylan, P.A. (1987): The phylogenetic relationships of soft-shelled turtles (family Trionychidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 186(1): 1-101.
- Moll, E.O. & J. Vijaya (1986): Distributional records for some Indian turtles. *Journal of the Bombay Natural History Society* 83(1): 57-62.
- Murthy, B.H.C.K. (2011): The largest fresh water turtle from Thungabhadra River, Hampi, Bellary District, Karnataka. *ZSI E-News* 3(8): 23.
- Nameer, P.O., K.R. Unnikrishnan & J. Thomas (2007): Record of Leiths Softshell Turtle *Aspideretes leithii* (Gray, 1872) (Family Trionychidae) from Kerala. *ReptileRap* 8: 5.
- Praschag, P., A.K. Hundsdoerfer, A.H.M.A Reza & U. Fritz (2007): Genetic evidence for wild-living *Aspideretes nigricans* and a molecular phylogeny of South Asian softshell turtles (Reptilia: Trionychidae: *Aspideretes*, *Nilssonia*). *Zoologica Scripta* 36(4): 301-310.
- Praschag, P., I. Das, B.C. Choudhury & S. Singh (2021): *Nilssonia leithii*, Leith's Softshell Turtle. The IUCN Red List of Threatened Species 2021: e.T2174A2778380.
- Roopa, S.R., A. Chaudhuri, S. Dey & U. Mendiratta (2024): Calipee Trade: A Pervasive Yet Under-recognized Threat to Softshell Turtles in South Asia. *Chelonian Conservation & Biology* (in press). <https://doi.org/10.2744/CCB-1636.1>.
- Sagar, H.S.S.C., M. Mrunmayee, I.N. Chethan, M. Kumar & D.V. Girish (2019): Elusive, rare and soft: a new site record of Leith's Softshell Turtle *Nilssonia leithii* (Reptilia: Testudines: Trionychidae) from Bhadra Tiger Reserve, Karnataka, India. *JoTT* 11(13): 14770-14772.
- Vaghela, U. (2025): A Color-aberrant Nagpur Soft-shelled Turtle (*Nilssonia leithii*) from India. *Reptiles & Amphibians* 32: e22479.
- Vardia, H.K. & G.T. Tonapi (1992): Bioecology of some freshwater turtles of Poona. *Geobios New Reports* 11: 78-80.
- Varghese, G. & G.T. Tonapi (1986): Observations on the identity of some Indian freshwater turtles and their feeding habits. *Biological Conservation* 37: 87-92.
- Vasudevan, K., B. Pandav & V. Deepak (2010): Ecology of two endemic turtles in the Western Ghats. Chandrabani, Dehradun (Wildlife Institute of India, Final Technical Report): 74pp.
- Whitaker, R. & H.V. Andrews (1997): Captive breeding of Indian turtles and tortoises at the Centre for Herpetology/Madras Crocodile Bank. Pp. 166-170. *In*: Van Abbema, J. (ed.): *Proceedings: Conservation, Restoration, and Management of Tortoises and Turtles – An International Conference*. Purchase (New York, New York Turtle and Tortoise Society).

Sebastian Nickl (15.08.2024)

Ich danke Nikhil Whitaker, Shailendra Singh und Sushmita Kar für den Review.

Anura – Froschlurche

Centrolenidae

Allgemeines zur Familie Centrolenidae Taylor 1951



Abb. 37: Ventralansicht eines ♀ von *Hyalinobatrachium fleischmanni*. Das rechte und linke Ovar mit angebildeten Eifollikeln sind gut zu erkennen. Beachte auch die gelben Zehenspitzen, die zentral gelegene Bauchvene und das bei dieser Gattung durchsichtige Bauchfell (parietales Peritoneum), wohingegen Herz, vordere Leberhälfte und Magen-Darmtrakt von einem weißen Bauchfell-Überzug (viszerales Peritoneum) bedeckt sind (T. Eisenberg).

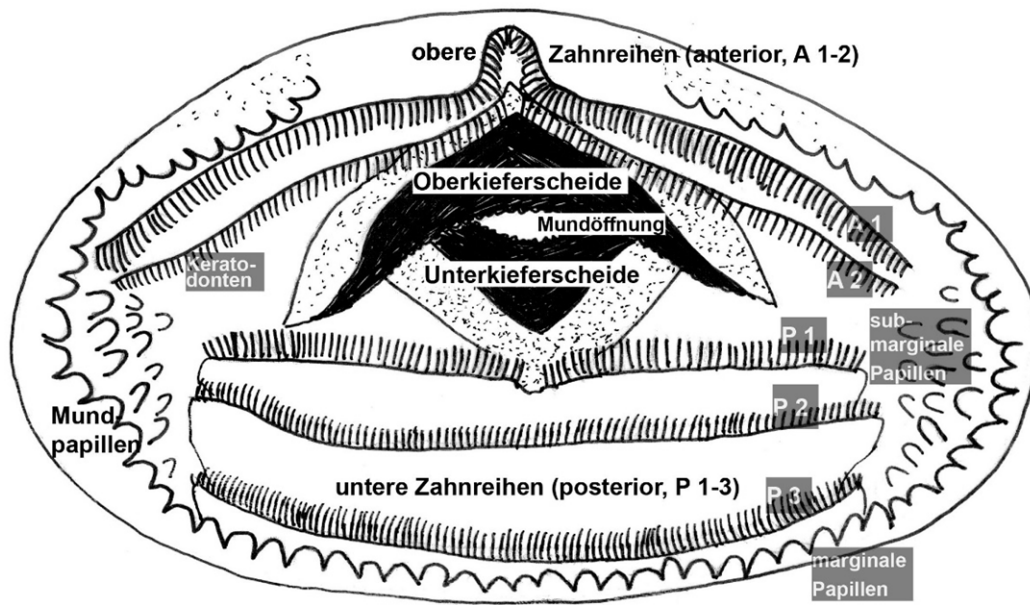


Abb. 38: Mundfeld einer Kaulquappe am Beispiel von *Scinax perereca* (Hylidae) (A. Kwet). Man beachte zwei obere Zahnreihen (anterior; A 1–2) und drei untere Zahnreihen (posterior; P 1–3) zwischen dem Ober- und Unterschnabel sowie marginale und submarginale Papillen, die das Mundfeld umgeben.

Morphologie und Taxonomie

Die Familie der Glasfrösche erhielt ihre Bezeichnung aufgrund der bauchseitigen (ventralen) – manchmal sogar auch der rückenseitigen (dorsalen; vgl. Abb. 10) – Transparenz ihrer Haut, durch die sich anteilig die Organe der Leibeshöhle von außen erkennen lassen. Die meisten Glasfrösche sind oberseits grün gefärbt, wodurch sie auf ihren Sitzwarten, den Blättern, meisthaft getarnt sind. Bei manchen Spezies findet sich die durch Gallensalze verursachte grüne Färbung sogar in den Knochen. Mitglieder dieser Gruppe eint ferner ein besonderes Hautpigment, welches Infrarotstrahlung in der gleichen Weise reflektiert wie Pflanzen, was ebenfalls der Tarnung dient. Die meisten Glasfrösche sind deutlich kleiner als 30 mm Kopf-Rumpflänge (KRL), lediglich die kolumbianische *Centrolene geckoidea* bringt es auf 77 mm.

Die neotropische Familie der Glasfrösche (Centrolenidae) kommt von Zentralamerika über weite Teile Südamerikas vor (tropisches Zentralamerika, tropische Anden, Sierra Nevada de Santa Marta in Kolumbien, Cordillera de la Costa in Venezuela, Tobago, Guayana-Schild, Amazonasbecken, Atlantische Wälder Brasiliens). Die Familie wurde 2009 umfassend revidiert, so dass sie zur Zeit des Abfassens dieser Arbeit 166 Spezies in zwölf Gattungen beinhaltet (Gua-yasamin et al. 2009, AmphibiaWeb 2023). Sie bildet damit eine Klade, die vom jüngsten gemeinsamen Vorfahren der Spezies *Centrolene geckoidea* Jiménez de la Espada 1872, *Centrolene tayrona* Ruiz-Carranza & Lynch 1991b und *Hyalinobatrachium fleischmanni* (Boettger 1893) abstammt. Alle Glasfrösche zeichnen sich durch Gemeinsamkeiten an den knöchernen Strukturen der Extremitäten (verbreiteter medialer Fortsatz am Metacarpus III, ein Interkalarelement zwischen distalen und vorletzten Phalangen, eine vollständige oder teilweise Verschmelzung von Tibiale und Fibulare) oder des Rumpfes (8 Präsakralwirbel, keine Rippen,

arciferaler Beckengürtel), der Fortpflanzungsbiologie (Eier werden außerhalb des Wassers abgelegt) oder weiterer anatomischer Strukturen aus (ventrales parietales Peritoneum teilweise oder vollständig durchsichtig, nach vorne gerichtete Augen in einem Winkel von 45° zur Körperachse, ein Merkmal, das möglicherweise binokulares Sehen ermöglicht). Einige der vorgenannten Merkmale sind laut Hypothese Synapomorphien für Glasfrösche, es werden aber noch weitere mutmaßliche Synapomorphien zur Myologie, Osteologie, Färbung und Larvalentwicklung diskutiert, welche für das Verständnis und den Anwendungszweck dieser Schrift weniger von Bedeutung sind.

Das in dieser Revision eingeführte Konzept von insgesamt zwölf z. T. neu eingeführten Gattungen hat sich allgemein durchgesetzt und wird auch in den folgenden Kapiteln angewandt, um die Unterschiede zwischen Arten und Artengruppen möglichst klar zum Ausdruck zu bringen. Dabei wurden allerdings Merkmale, welche lediglich mikroskopisch am Präparat oder nach Sektion zu erheben sind, nur am Rande gestreift oder im Interesse des Leseflusses nicht weiter berücksichtigt. Hinweise zu den Gattungsspezifika finden sich in den einzelnen Kapiteln. Allerdings würde ein echter Bestimmungsschlüssel aufgrund der regelmäßig auftretenden Ähnlichkeiten zwischen Taxa den Rahmen dieser Arbeit sprengen, zumal viele Artbestimmungen ohnehin nur mittels molekularbiologischer Analysen abgesichert werden können. Dies wurde in der zitierten Revision anhand einer Auswahl und Analyse mitochondrialer und nukleärer Gene bewerkstelligt, sodass die folgenden Gattungen und die Monophylie der Familie auf Basis morphologischer und genetischer, teilweise auch anhand ökologischer Daten (Lebensweise, Bioakustik, Embryologie) beschrieben sind. Das Schwesterntaxon der Familie Centrolenidae ist die Familie Allophrynidae.

Centrolene ist die Typusgattung der Familie Centrolenidae. Spezies der Unterfamilie Centroleninae zeichnen sich mit Ausnahme von *Espadarana andina*, *Nymphargus balionotus*, *Sachatamia albomaculata* und *S. illex* durch eine Knochenleiste (Crista medialis) am Oberarmknochen aus, welche sämtlichen Vertretern der zweiten Unterfamilie Hyalinobatrachinae fehlt, wohingegen sie bei *Ikakogi* spp. als dritter „Basisgruppe“ besonders stark ausgeprägt ist. Ein weiteres Merkmal der Centroleninae und *Ikakogi* spp. ist ein relativ langer Präpollex, welcher bei Hyalinobatrachinae kurz ist. Auch das Kampfverhalten der ♂♂ wurde für manche Arten der Centroleninae untersucht und als primäre Homologie der Klade gewertet: Danach hängen zwei kämpfende ♂♂ Bauch an Bauch und nur mit den Füßen am Blatt fixiert und versuchen, sich gegenseitig vom Blatt zu stoßen. Im Gegensatz dazu zählt das „Amplexus-ähnliche“ oder „Ringkampfverhalten“ der Hyalinobatrachinae als primitiv. Die meisten Vertreter der Centroleninae haben weiterhin gelappte Lebern (3–5 Lappen), im Leben grüne Knochen (weiß bei *Nymphargus rosadus* und *N. anomalus*); ♂♂ rufen üblicherweise von den Oberseiten der Blätter, und ♀♀ laichen zumeist auch auf die Oberseiten (Ausnahmen: *Centrolene antioquiense*, *C. notostictum*, *C. peristictum*, *Cochranella spinosa*, *Hyalinobatrachium eurygnathum*), und ♂♂ zumindest einiger Gattungen besitzen je einen Haken (engl. humeral spine) am Oberarm. Sieben der neun Gattungen der Centroleninae werden weiterhin zum Stamm Cochranellini (*Chimerella*, *Cochranella*, *Espadarana*, *Rulyrana*, *Sachatamia*, *Teratohyla*, *Vitreorana*) zusammengeschlossen (Guayasamin et al. 2009).

Glasfrösche sind zumindest während ihrer Reproduktionsphase im Blattwerk von Bäumen und Büschen oberhalb von Waldbächen und -flüssen zu finden. Je nach Spezies werden tropische bis subtropische Tiefland- bis Bergregen- oder Nebelwälder bewohnt. Die Eier der Glasfrösche werden in einfachen bis komplexen Gelegen immer außerhalb und oberhalb meist fließender Gewässer auf Blättern oder Felsen abgelegt, sodass die schlüpfenden Kaulquappen einen

wichtigen Entwicklungsvorteil gegenüber im Wasser abgesetztem Laich haben. Dabei spielt der genaue Ablageort, nämlich Blattober- oder -unterseite, eine wichtige Rolle bei der verwandtschaftlichen Zuordnung verschiedener Arten. Die Gelege unterschiedlicher Gattungen unterscheiden sich durch die mütterlichen Gallerte-Anteile des Geleges, welche die Dottermembranen umgeben, und reichen von einfachen Klumpen von Eiern mit nur geringen Gallerte-Anteilen bis hin zu Eiern, eingebettet in große gallertartige Strukturen. Arten mit väterlicher Brutpflege legen oft ‚einfache‘ Gelege (flache Schicht von Eiern, die sich berühren, ohne Gallerte zwischen ihnen [Monolayer]), die auf der Unterseite der Blätter abgelegt werden. Bei Arten ohne väterliche Fürsorge reichen die Gelegeformen von einfachen Eiklumpen bis hin zu Eiern, die in eine komplexe Gallerte-Matrix eingebettet sind, die an eine Vielzahl von Substraten angeheftet sind (z. B. Blattoberseiten, Steine in Spritzwasserzonen, Moos, Äste). Die Ausgestaltung dieser Gallerte-Anteile legt die Fähigkeit fest, dass ein Gelege während der Inkubation Wasser absorbieren und speichern kann, was das Überleben der Embryonen erhöht. Während das Überleben von Gelegen ohne gallertartige Matrix um die Eier herum von der Verhinderung der Dehydrierung durch die elterliche Brutpflege (wie bei *Hyalinobatrachium*- und einigen *Centrolene*-Arten) abhängt, absorbieren dem Regen ausgesetzte Gelege mit einer gallertartigen Matrix schneller Wasser und überleben länger ohne Rehydrierung wie bei Arten ohne väterliche Brutpflege in den Gattungen *Chimerella*, *Cochranella*, *Espadarana*, *Nymphargus*, *Sachatamia*, *Teratohyla* und *Vitreorana* (Valencia-Aguilar et al. 2024).

Die sich entwickelnden Embryonen werden, bevor sie aus dem Gelege schlüpfen und im darunterliegenden Bach ihre Metamorphose vollenden, mehr oder weniger intensiv von den Elterntieren, von jeweils unterschiedlichen Geschlechtern, durch eine Brutpflege versorgt. Dieses Verhalten, bei welchem das Gelege über einen längeren Zeitraum ausschließlich vom ♂ angefeuchtet und ggf. verteidigt wird, hat sich innerhalb der beiden Gattungen *Centrolene* und *Hyalinobatrachium* zweimal unabhängig voneinander entwickelt. Eine ausschließlich durch ♀♀ ausgeführte permanente Brutpflege wurde unlängst in der Gattung *Ikakogi* und damit in der dritten basalen Klade mit noch nicht abschließend geklärtem Status (*incertae sedis*) beschrieben (Valencia & Delia 2016). Bei den anderen Gattungen existieren Übergangsformen, bei welchen die ♀♀ unmittelbar nach der Eiablage für wenige Stunden, also nur temporär in einer Art „Brutverhalten“ sitzend auf dem Gelege verbleiben, um in der sensibelsten Phase Feuchtigkeit zu spenden. Auch das Brutpflegeverhalten der Eltern und die Beschaffenheit der Gelege sind bei der systematischen Einteilung berücksichtigt worden.

Bei sämtlichen untersuchten Arten war die Brutpflege besonders in den ersten Tagen essenziell, in der späteren Phase wirkte sich dies nicht mehr zwingend als erforderlich aus. Alle Arten zeigten ein Brutfürsorgeverhalten, welches bei einfachen (einschichtigen) Gelegen mit hohem Flüssigkeitsbedarf wie bei *Hyalinobatrachium* spp. durch eine längere Brutpflege bewerkstelligt wird. Bei einigen anderen Gattungen (*Cochranella*, *Teratohyla*) erfolgt eine extrem verkürzte Brutpflege in Form eines ausschließlich durch das ♀ ausgeführten, initialen Brutpflegeverhaltens unmittelbar und für einige Stunden nach der Eiablage. Die Gelege der zuletzt genannten Gattungen werden in der Regel auf der regenexponierten Blattoberseite platziert, sodass diese bei ausbleibendem Regen (< 5 mm täglich während der ersten drei Tage) besonders leicht austrocknen und Embryonalschäden davontragen. Bei Spezies mit längerer Brutpflege (u. a. *Hyalinobatrachium*) wird dies durch das ♂ verhindert. Die Gelegestruktur beeinflusst dabei die Flüssigkeitsaufnahme und den Rehydrierungsbedarf: Gelege, die reich an Gallerte sind, nehmen schneller und mehr Wasser auf als einfache, einschichtige Gelege (gallertreiche Gelege von *Cochranella granulosa* absorbierten maximal 12,72 g Wasser, diejenigen

von *H. fleischmanni* dagegen lediglich 4,9 g). Bei maximaler Sättigung nach initialem Brutpflegeverhalten („brooding-only care“) halten diese Gelege der Austrocknung länger stand als einfache Gelege, weshalb die fortgesetzte elterliche Brutpflege bei dem gallertreichen Typ nicht mehr erforderlich scheint. Somit ergab sich eine fast durchgängige, statistisch abgesicherte Beziehung zwischen dem evolutiven Übergang zu einfachen Gelegen und einer zunehmenden Länge des Brutpflegeverhaltens (meist als Kombination zwischen Bewachung und wiederholter Befeuchtung („guarding-and-brooding care“) ausschließlich durch das ♂ (Ausnahmen: Gelege von *Sachatamia* spp. sind einfache, nicht dauerhaft betreute Gelege, welche allerdings oft in der Spritzwasserzone abgelegt werden; bei *H. fleischmanni* wird keine Bewachung praktiziert, nur Befeuchtung [verlängerte „brooding-only care“]). Eine weitere Ausnahme stellen die einfachen, gallertearmen Gelege von *Ikakogi tayrona* dar, für welche eine verlängerte Brutpflege ausschließlich durch das ♀ besteht. Ein weiterer flüssigkeitsspeichernder Faktor in Form des Vorhandenseins von leeren Eihüllen im Gelege, welche bei gallertreichen Gelegen besonders reichlich vorkommen, könnte bei Glasfröschen dieselbe Funktion wie bei phyllo-medusinen Laubfröschen haben (McDiarmid 1978, Hayes 1991, Savage 2002, Delia et al. 2017a, Delia et al. 2020).

Besondere Schwierigkeiten bei der Identifizierung von CITES gelisteten Arten

Eine partielle Durchsichtigkeit insbesondere der Bauchhaut ist auch von anderen Anuren von verschiedenen Kontinenten bekannt, obwohl keine näheren verwandtschaftlichen Beziehungen zu den Glasfröschen bestehen, beispielsweise bei *Boana cinerascens*, *B. nympha*, *Hyloscirtus phyllognathus*, *Tlalocohyla celeste* (Hylidae), *Hyperolius jackie* (Hyperoliidae), *Boophis boppa* (Boophinae), *Feihyla kajau* (Rhacophoridae). Dies erschwert eine morphologische Unterscheidung von Glasfröschen und nicht CITES gelisteten Arten seitens der zuständigen Behörden und dem Zoll. Um eine adäquate Umsetzung der CITES Listungen zu ermöglichen werden Vertragsstaaten daher gemäß Res. Conf. 19.4 angehalten, Hilfestellung zur Identifizierung von CITES gelisteten Arten, und wenn praktikabel, auch nicht gelisteten Arten zu erarbeiten und zu teilen.

Schutzstatus

Alle Glasfrösche der Familie Centrolenidae sind seit 2023 auf CITES-Anhang II gelistet (CoP19 Proposal 34).

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV in Deutschland: Besonders geschützt.

Haltung und Nachzucht, Befragungen



Abb. 39: Fotos einer Aquarienanlage für die Nachzucht von Glasfröschen (alle Fotos T. Eisenberg)

- a Mess- und Regelungstechnik: Schaltrelais als Taktgeber für pulsative Beregnungen
- b Schalttableaus zum wechselseitigen Verwenden verschiedener Pumpen, um für einzelne Terrariengruppen eine pulsatile Beregnung zu ermöglichen
- b Blick in die feuchte Kammer zur Gelegeinkubation – die Blätter mit den Gelegen sind oberhalb der Wasseroberfläche befestigt. Eine Nebeldüse oder ein Ultraschallvernebler befeuchten die Gelege mit Wasser. Wichtig ist, dass die Blattoberflächen danach wieder einige Zeit abtrocknen können, damit die Eier nicht vorzeitig ins Wasser rutschen. Diese Gelege-Behandlung ist essentiell für die Inkubation von Gelegen von *Cochranella granulosa*
- d Aquarienanlage für die Aufzucht von Glasfrosch-Kaulquappen: pro Kompartiment wird je eine Art aufgezogen. Beachte die Luftheber-Schwammfilter zur Belüftung und Filtration des Wassers sowie zahlreiche Unterschlupfe für die Larven.

Für die Haltung und Nachzucht in Menschenobhut sind für Glasfrösche bestimmte Bedingungen erforderlich, die hier verallgemeinert aus eigenen Erfahrungen bzw. besonders detaillierten Zuchtberichten und Befragungsangaben zusammengefasst werden. Detaillierte Angaben finden sich in den nachfolgenden, taxonspezifischen Kapiteln.

Als Nahrung für Glasfrösche haben sich im Terrarium Mikroheimchen und -grillen (*Acheta domestica*, *Gryllus assimilis*, *G. bimaculatus*), *Drosophila* spp., Bohnenkäfer (*Acanthoscelides obtectus*), Erbsenblattläuse (*Acyrtosiphon pisum*) oder verschiedene Springschwanz-Arten (insbesondere bei Jungtieren) bewährt, eine Fütterung lediglich mit Fruchtfliegen erscheint nicht ausreichend. Gefüttert wird einmal (Redbond et al. 2019) bis mehrfach (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten) pro Woche. Sämtliche Futterinsekten werden vor dem Verfüttern mit einem Mineralstoff-Vitamin-Präparat, z. B. Repashy Calcium plus (Repashy Superfoods, Oceanside, CA, USA) oder Nutrobal (Vetark Ltd., Winchester, UK), eingestäubt (Redbond et al. 2019, Eisenberg in prep., Papenfuss & Eisenberg in prep.).

Die Terrarien werden für ca. zwölf Stunden beleuchtet, und die Temperaturen sollten tagsüber zwischen 20 und 26 °C liegen. Redbond et al. (2019) steuerten das Klima nach einer Klimatabelle aus dem Herkunftsgebiet in Costa Rica. Abgesehen von nicht immer zu vermeidenden höheren Tages- und Nachttemperaturen im hiesigen Sommer, welchen die Tiere allerdings temporär auch im natürlichen Lebensraum ausgesetzt sind (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten), sind damit ganzjährig relativ gleichförmige Haltungsbedingungen die Regel.

Eine Haltung von mehreren ♂♂ und ♀♀ hat sich als vorteilhaft erwiesen. Die Rufe mehrerer ♂♂ stimulieren die Fortpflanzung. Rangordnungskämpfe rivalisierender ♂♂ kommen nur sehr selten und nur bei bestimmten Arten während der Fortpflanzungszeit vor, sollten aber nicht dauerhaft auftreten.

Das Terrarium sollte möglichst hoch, mindestens 50–60 cm (bei größeren Arten auch bis zu 100 cm) sein. Breite und Tiefe sind daran anzupassen. Terrarien- oder Paludarium-Größen von z. B. 50 x 50 x 50 bis 60 x 50 x 80 cm (L x B x H) eignen sich für Gruppen von 3–4 ♂♂ und 3–5 ♀♀ für die meisten Arten.

Auch wenn die Pflege ohne permanenten flachen Wasserteil funktioniert, hat sich ein solcher generell bewährt – durch eine automatische Beregnung wird dieser ständig mit frischem Wasser gespeist. Geeignete, d. h. glattwandige, nicht zu fleischige Blätter der Pflanzen (z. B. *Spatiphyllum cochlearispathum*, *Philodendron laciniatum*, *P. hederaceum*, *P. erubescens* und *Monstera acuminata*, Anthurien u. a.) sollten über Wasser- und Landteil platziert werden. Da die Frösche auch über Land ablaichen, finden die Larven ggf. durch Hochschnellbewegungen des Körpers das Wasser.

Die Terrarien haben beim Verfasser eine schräg eingeklebte doppelte Bodenscheibe, welche in einen frontalen Wassergraben entwässert, in den ein Bodenablauf eingelassen ist. Die Behälter sind an Rück- und Seitenwänden mit Xaximplatten oder Hygroton®-Gaze beklebt, auf denen sämtliche Pflanzen und Moose epiphytisch wachsen. Auf ein Bodensubstrat wurde verzichtet, allerdings wächst Moos auf Teilen der Bodenscheibe, welche weiterhin mit größeren Steinen ausgelegt ist. Andere Autoren empfehlen Steine, Blätter und ein Bodensubstrat aus Kies und Erde (Redbond et al. 2019) oder künstliches Material. Die Terrarien sind am besten mit Sprühdüsen an eine Beregnungsanlage angeschlossen, welche im Jahresverlauf unterschiedlich häufig in Betrieb ist. Zur Beleuchtung werden LED-Lichtbalken oder 35 W Vollspektrumlampen mit UV-Anteil (z. B. Bright Sun UV Jungle, Import Export Peter Hoch GmbH, Waldkirch) oberhalb der Drahtgaze verwendet (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).

Nach der Eiablage hat sich für eine hygienische Aufzucht das Entfernen des kompletten Blattes aus dem Terrarium bewährt.

Paarungen können durch häufiges Besprühen über die Beregnungsanlage oder Dauerregen, welcher mit einer Umlaufpumpe erreicht wird, initiiert werden. Ein Fließgewässer wie von Redbond et al. (2019) propagiert, ist für die Eiablage nicht unbedingt erforderlich.

Aufzucht der Jungfrösche: 25 x 20 x 60 cm große Aufzuchtterrarien mit Wassergraben und epiphytischen *Philodendron*-Ranken ohne Bodengrund (Eisenberg in prep., Papenfuss & Eisenberg in prep.).

176 bekannte Glasfrosch-Halter bzw. -züchter wurden direkt für die Befragung angeschrieben und erinnert; weiterhin wurde der Fragebogen über den Verteiler der DGHT-AG Anuren sowie als Formular in der Facebook-Gruppe „Glass Frog Breeding COOP“ (Anfang 2024 ca. 3.500 Mitglieder) und der WhatsApp-Gruppe „Dendrobaten Germany“ (201 Mitglieder) bekannt gemacht.

Spezielle Angaben zu einzelnen Gattungen oder Arten sind in den einzelnen Taxon-spezifischen Kapiteln enthalten. Ein senkrechter Strich zwischen den Halterangaben („|“) steht für die jeweiligen Antworten aus der Halterbefragung. Sofern nichts anderes angegeben ist, beziehen sich die Aussagen auf Angaben eines Halters (n=1).

Tobias Eisenberg (15.08.2024)

Ich danke Amadeus Plewnia für die Bereitstellung von Daten sowie den zahlreichen mir bekannten oder anonymen Haltern für die Bereitstellung ihrer Daten zur Pflege und Nachzucht von Glasfröschen. Außerdem danke ich den Fachbetreuern vom BfN und Dr. Beate Pfau und Dr. Axel Kwet für ihre konstruktiven Anmerkungen während des Reviewprozesses. Weiterhin gilt mein Dank zahlreichen Bildautoren für die Bereitstellung ihrer exzellenten Abbildungen und Aufnahmen. In alphabetischer Reihenfolge sind hier zu nennen: Jackeline Arpi, Maik Dobiey, Dr. Karl-Heinz Jungfer, Prof. Dr. Twan Leenders, Dr. Claudia Koch, Dr. Jörn Köhler, Dr. Axel Kwet, Amadeus Plewnia, Alberto Sanchez-Vialas, Remco Stuster, Dr. Markus Weber. Ana Motta, PhD, stellte die Fotos, die William Duellman im University of Kansas Digital Archive (KUDA) hinterlegt hatte, zur Verfügung. Die KUDA-Nummern dieser Fotos werden jeweils in der Abbildungsunterschrift der Bildtafeln referenziert.

Literatur zur Familie Centrolenidae

Die Publikationen zu Glasfröschen beziehen sich meist auf mehrere Arten, die inzwischen häufig sogar unterschiedlichen Gattungen zugeordnet werden, sie wurden deshalb hier in einem allgemeinen Literaturverzeichnis zusammengestellt.

Almeida-Reinoso, D. & L.A. Coloma (2012): Natural History Notes: *Rulyrana orejuela* (Orejuela glass frog). Predation. Herpetological Review 43(1): 126.

Almendáriz, A. & D. Batallas (2012): Nuevos datos sobre la distribución, historia natural y el canto de *Centrolene condor* Cisneros-Heredia & Morales-Mite 2008 (Amphibia: Anura: Centrolenidae). Politécnica 30(3): 42-53.

Altherr, S., A. Schuller & A. Fischer (2016): Stolen Wildlife II – why the EU still needs to tackle smuggling of nationally protected species. München (ProWildlife) 40 pp.

Amador, L., A. Parada, G. D'Elía & J.M. Guayasamin (2018): Uncovering hidden specific diversity of Andean glassfrogs of the *Centrolene buckleyi* species complex (Anura: Centrolenidae). PeerJ 6(e5856): 1-20.

AmphibiaWeb (2023): University of California, Berkeley, CA, USA. <<https://amphibiaweb.org> (Letzter Zugriff: 22 Jul 2023).

- Arcila-Pérez, L.F., J.A. Ríos-Soto, S.O. Montilla, C.A. Londoño-Guarnizo, C. Gómez & F. Vargas-Salinas (2017): Vocalization and natural history in populations of a Glassfrog assigned to *Nymphargus griffithsi* in the Central Andes of Colombia. *Herpetological Review* 48(2): 275-280.
- Arpi Lojano, J., F.R. Siavichay, N. Aguilar & J.C. Sánchez-Nivicela (2023): Descripción del renacuajo de *Rulyrana mcdiarmidi* (Anura: Centrolenidae) del sur de Ecuador. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 6(3): 21-32.
- Arrivillaga, C. (2019): Mouth-gaping behavior in the Bell Glass Frog, *Cochranella nola* (Anura: Centrolenidae) in southeastern Peru. *Reptiles & Amphibians* 26(2): 106-107.
- Arteaga, A., Bustamante, L., Guayasamin, J. M. (2013): The Amphibians and Reptiles of Mindo. Quito, Ecuador (Universidad Tecnológica Indoamérica; Imprenta Mariscal): 257 pp.
- Ayarzagüena, J. (1992): Los Centrolénidos de la Guayana Venezolana. *Publicaciones de la Asociación Amigos de Doñana* 1: 1-48.
- Ayarzagüena, J. & J.C. Señaris (1997): Dos nuevas especies de *Cochranella* (Anura: Centrolenidae) para Venezuela. *Publicaciones de la Asociación de Amigos de Doñana*. Sevilla 8: 1-16.
- Barona-Cortés, E. & A.M. Mendoza-Henao (2022): *Hyalinobatrachium tatayoi* Castroviejo-Fisher, Ayarzagüena & Vilà, 2007. Rana de Cristal de Tatayo. *Catálogo de Anfibios y Reptiles de Colombia* 8(1): 43-54.
- Barrera-Rodríguez, M. & P.M. Ruiz-Carranza (1989): Una nueva especie del género *Centrolenella* Noble 1920 (Amphibia: Anura: Centrolenidae) de la Cordillera Occidental de Colombia. *Trianea* 3: 77-84.
- Barría, E.A., J. Ashcroft, A. De Gracia, A. Baules, M. Quiroz, M. Miranda, A. Batisda & R.D. Fuentes (2023): Agonistic behaviour in the White-spotted Glassfrog, *Sachatamia albomaculata* (Taylor, 1949), with a report of interspecific amplexus. *Herpetology Notes* 16: 71-74.
- Barría, E.A., G.C. Hernández, R.D. Fuentes & K. Mebert (2024): Combat Wounds in Dwarf Glassfrogs, *Teratohyla spinosa* (Centrolenidae). *Reptiles & Amphibians* 31: e21057.
- Barrio-Amorós C.L. (2004): Amphibians of Venezuela, systematic list, distribution and references; an update. *Revista Ecología Latino Americana* 9(3): 1-48.
- Barrio-Amorós, C.L. (2006): Geographic distribution: *Hyalinobatrachium ibama*. *Herpetological Review* 37(2): 238.
- Barrio-Amoros, C.L. & C. Brewer-Carias (2008): Herpetological results of the 2002 expedition to Sarisariñama, a tepui in Venezuelan Guayana, with the description of five new species. *Zootaxa*, 1942(1): 1-68.
- Barrio-Amorós, C.L., F.J.M. Rojas-Runjaic & J.C. Señaris (2019): Catalogue of the amphibians of Venezuela: Illustrated and annotated species list, distribution, and conservation. *Amphibian & Reptile Conservation* 13(1): 1-198.
- Basto-Riascos, M.C., J. López-Caro & F. Vargas-Salinas (2017): Reproductive ecology of the glass frog *Espadarana prosoblepon* (Anura: Centrolenidae) in an urban forest of the Central Andes of Colombia. *Journal of Natural History* 51(41-42): 2535-2550.
- Batallas-Revelo, D. & J. Brito-M. (2016): Análisis bioacústico de las vocalizaciones de seis especies de anuros de la laguna Cormorán, complejo lacustre de Sardinayacu, Parque Nacional Sangay, Ecuador. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 87(4): 1292-1300.
- Boettger, O. (1892): Katalog der Batrachier-Sammlung im Museum der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft im Frankfurt and Main. Frankfurt (Museum der Seckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft; Druck von Gebrüder Knauer): 94 pp.
- Boettger, O. (1893): Ein neuer Laubfrosch aus Costa Rica. Bericht über die Senckenbergische Naturforschende Gesellschaft in Frankfurt am Main 1893: 251-252.

- Bolívar, W., T. Grant & L.A. Osorio (1999): Combat behavior in *Centrolene buckleyi* and other centrolenid frogs. *Alytes* 16(3-4): 77-83.
- Boulenger, G.A. (1882): Catalogue of the Batrachia Salientia s. Ecaudata in the collection of the British Museum. Second Edition. London (British Museum [Natural History]. Department of Zoology. [Amphibia]; Printed by order of the Trustees): 503 pp.
- Boulenger, G.A. (1918): Descriptions of new South American batrachians. *Annals and Magazine of Natural History* 2(Series 9): 427-433.
- Brunner, R.M. & J.M. Guayasamin (2020): Nocturnal visual displays and call description of the cascade specialist glassfrog *Sachatamia orejuela*. *Behaviour* 157(14-15): 1257-1268.
- Bustamante, M.R., D.F. Cisneros-Heredia, M.H. Yáñez-Muñoz, H.M. Ortega-Andrade & J.M. Guayasamin (2007): Notes on geographic distribution: Amphibia, Centrolenidae, *Cochranella pulverata*, *Hyalinobatrachium aureoguttatum*: distribution extension, Ecuador. *Check List* 3(3): 271-276.
- Burbano-Yandi, C.E., J.D. Loaiza-Piedrahita & A. Arenas-Clavijo (2018): Predation of glass frog (Anura: Centrolenidae) eggs by a ground beetle (Coleoptera: Carabidae) in Colombia. *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 17(1), 131-134.
- Byrne, I., R. Thomson, R. Thomson, D. Murry-Uren & J.R. Downie (2020): Observations on metamorphosing tadpoles of *Hyalinobatrachium orientale* (Anura: Centrolenidae). *Phyllomedusa: Journal of Herpetology*, 19(2): 217-223.
- Cannatella, D.C. (1980): Two new species of *Centrolenella* from Bolivia (Anura: Centrolenidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington* 93: 714-724.
- Cannatella, D.C. & W.E. Duellman (1982): Two new species of *Centrolenella*, with a brief review of the genus in Perú and Bolivia. *Herpetologica* 38(3): 380-388.
- Cabanzo-Olarte, L.C., M.P. Ramírez-Pinilla & V.H. Serrano-Cardozo (2013): Oviposition, site preference, and evaluation of male clutch attendance in *Espadarana andina* (Anura: Centrolenidae). *Journal of Herpetology* 47(2): 314-320.
- Cabanzo-Olarte, L.C. & J.E. Ortega-Chinchilla (2017): Advertisement call of the glass frog *Espadarana andina* (Anura: Centrolenidae). *Herpetological Review* 48(3), 514-516.
- Cabanzo-Olarte, L.C. & J.E. Ortega-Chinchilla (2018): *Espadarana andina* (Rivero 1968) -Ranita de cristal andina. *Catálogo de Anfibios y Reptiles de Colombia* 4(1): 16-22.
- Cadle, J.E. & R.W. McDiarmid (1990): Two new species of *Centrolenella* (Anura: Centrolenidae) from northwestern Peru. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 103(3): 746-768.
- Cardozo-Urdaneta, A. & J.C. Señaris (2012): Vocalización y biología reproductiva de las ranas de cristal *Hyalinobatrachium pallidum* y *Centrolene daidaleum* (Anura, Centrolenidae) en la Sierra de Perijá, Venezuela. *Memoria de la Fundación La Salle de Ciencias Naturales* 173-174: 87-105.
- Carvajal-Cogollo, J.E., K. A. Quiroga-Huertas, J.A. Muñoz-Castro, P. Hernández-Avendaño, G.A. González-Durán & F.L. Meza-Joya (2023): Rediscovery and phylogenetic position of the glassfrog „*Centrolene*“ *acanthidiocephalum* (Ruiz-Carranza and Lynch, 1989) (Anura: Centrolenidae) with the description of its advertisement call and comments on clutches and tadpoles. *Zootaxa* 5264(3): 341-354.
- Castro-Herrera, F & W. Bolívar-García (2010): Libro Rojo de los Anfibios del Valle del Cauca. Cali, Colombia (Feriva Impresores SA): 200pp.
- Castroviejo-Fisher, S., J. Ayarzagüena & C. Vilà (2007): A new species of *Hyalinobatrachium* (Centrolenidae: Anura) from Serranía de Perijá, Venezuela. *Zootaxa* 1441(1): 51-62.

- Castroviejo-Fisher S., J.M. Padial, J.M. Chaparro, R. Aguayo & I. de la Riva (2009): A new species of *Hyalinobatrachium* (Anura: Centrolenidae) from the Amazonian slopes of the central Andes, with comments on the diversity of the genus in the area. *Zootaxa* 2143(1): 24-44.
- Castroviejo-Fisher, S., J.C. Señaris, J. Ayarzagüena & C. Vilà (2008): Resurrection of *Hyalinobatrachium orocostale* and notes on the *Hyalinobatrachium orientale* species complex (Anura: Centrolenidae). *Herpetologica* 64(1): 472-484.
- Castroviejo-Fisher, S., C. Vilà, J. Ayarzagüena, M. Blanc & R. Ernst (2011): Species diversity of *Hyalinobatrachium* glassfrogs (Amphibia: Centrolenidae) from the Guiana Shield, with the description of two new species. *Zootaxa* 3132(1): 1-55.
- Castroviejo-Fisher, S., J.M. Guayasamin, A. Gonzalez-Voyer & C. Vila (2014): Neotropical diversification seen through glassfrogs. *Journal of Biogeography* 41(1): 66-80.
- Catenazzi, A., L. Rodríguez & M.A. Donnelly (2009): The advertisement calls of four species of glassfrogs (Centrolenidae) from Southeastern Peru. *Studies on Neotropical Fauna and Environment* 44(2): 83-91.
- Catenazzi, A., E. Lehr, L.O. Rodriguez & V.T. Vredenburg (2011): *Batrachochytrium dendrobatidis* and the collapse of anuran species richness and abundance in the Upper Manu National Park, southeastern Peru. *Conservation Biology* 25(2): 382-391.
- Catenazzi, A. & P. J. Venegas (2012): Anfíbios y reptiles / Amphibians and reptiles. Pp. 106-117 (Spanish), 260-271 (English). In: Pitman, N., E. Ruelas Inzunza, D. Alvira Reyes, C. Vriesendorp, D. Moskovitz, A. del Campo, T. Wachter, D.F. Stotz, S. Noningo, E. Tuesta & R.C. Smith (eds.): Perú: Cerros de Kampan-kis. Chicago (Field Museum of Natural History: Rapid biological and Social Inventories Report 24): 454 pp.
- Catenazzi, A., R. Von May, E. Lehr, G., Gagliardi-Urrutia & J.M. Guayasamin (2012): A new, high-elevation glassfrog (Anura: Centrolenidae) from Manu National Park, southern Peru. *Zootaxa* 3388(1): 56-68.
- Centro Jambatu (2011-2019): Amphibians of Ecuador/Anfibios de Ecuador V1.23 de 2022. <http://www.anfibiosecuador.ec> (Letzter Zugriff: 01.08.2024).
- Chaves, G., F. Bolaños, J.E. Rodríguez & Y. Matamoros (2014): Actualización de las Listas Rojas Nacionales de Costa Rica. Anfíbios y reptiles – Utilizando los lineamientos de las Listas Rojas de la UICN. San José, Costa Rica (Conservation Breeding Specialist Group (SSC/IUCN)/CBSG Mesoamerica): 51 pp.
- Chaves-Acuña W., E. Moreno, J.A. Salazar-Zúñiga & F. Bolaños (2024): Acoustics associated with paternal care and territorial behaviors in a glassfrog with prolonged egg-attendance. *South American Journal of Herpetology* 30(1) 40–51.
- Chávez, G., R. Pradel & A. Catenazzi (2019): Integrative taxonomy reveals first country record of *Hyalinobatrachium mondolfii* Señaris and Ayarzagüena 2001, and distribution range extensions for *Cochranella nola* Harvey 1996, and *Rulyrana spiculata* Duellman 1976 (Anura: Centrolenidae) in Peru. *Zootaxa* 4691(5): 541-560
- Cisneros-Heredia, D.F. & R.W. McDiarmid (2005): Amphibia, Centrolenidae, *Centrolene peristictum*, *Centrolene prosoblepon*, *Cochranella cochranae*, *Cochranella midas*, *Cochranella resplendens*, *Cochranella spinosa*, *Hyalinobatrachium munozorum*: range extensions and new provincial records. *CheckList* 1(1): 18-22.
- Cisneros-Heredia, D.F. (2007): A new species of glassfrog of the genus *Centrolene* from the foothills of Cordillera Oriental of Ecuador (Anura: Centrolenidae). *Herpetozoa* 20(1/2): 27-34.

- Cisneros-Heredia, D.F. & R.W. McDiarmid (2007): Revision of the characters of Centrolenidae (Amphibia: Anura: *Athesphatanura*), with comments on its taxonomy and the description of new taxa of glassfrogs. *Zootaxa* 1572: 1-82.
- Cisneros-Heredia, D. F. & P. Meza-Ramos (2007): An enigmatic new species of glassfrog (Amphibia: Anura: Centrolenidae) from the Amazonian Andean slopes of Ecuador. *Zootaxa* 1485(1): 33-41.
- Cisneros-Heredia, D.F. & M.H. Yáñez-Muñoz (2007): A new species of glassfrog (Centrolenidae) from the southern Andean foothills on the West Ecuadorian region. *South American Journal of Herpetology* 2(1): 1-10.
- Cisneros-Heredia, D.F. (2008): Seven new species of Ecuadorian glassfrogs discovered: Future uncertain. *FrogLog* 89: 7-10.
- Cisneros-Heredia, D.F. & M.A. Morales-Mite (2008) A new species of glassfrog from the elfin forests of the Cordillera del Condor, southeastern Ecuador (Anura: Centrolenidae). *Herpetozoa* 21(1/2): 49-56.
- Cisneros-Heredia, D.F., J. Delia, M. Yáñez-Muñoz & H.M. Ortega-Andrade (2008a): Natural history and intraspecific variation of the Ecuadorian Blue Glassfrog *Cochranella mache* Guayasamin & Bonaccorso, 2004. *Herpetozoa* 21: 57-66.
- Cisneros-Heredia, D.F., P.J. Venegas, R. Rada & R. Schulte (2008b): A new species of glass-frog (Anura: Centrolenidae) from the foothill Andean forests of Ecuador and Peru. *Herpetologica* 64(3):341-353.
- Cisneros-Heredia, D.F., J. Delia, M. Yáñez-Muñoz & H.M. Ortega-Andrade (2010): Endemic Ecuadorian glassfrog *Cochranella mache* is Critically Endangered because of habitat loss. *Oryx* 44(1): 114-117.
- Cisneros-Heredia, D.F. & J.M. Guayasamin (2014): Notes on the taxonomy of some Glassfrogs from the Andes of Peru and Ecuador (Amphibia: Centrolenidae). *Papéis Avulsos de Zoologia (São Paulo)* 54(12): 161-168.
- Cisneros-Heredia, D.F., M.H. Yáñez-Muñoz, J.C. Sánchez-Nivicela & S.R. Ron (2023): Two new syntopic species of glassfrogs (Amphibia, Centrolenidae, *Centrolene*) from the southwestern Andes of Ecuador. *PeerJ* 11(e15195): 1-27.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – The inclusion of all species of the family Centrolenidae in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 34: 52 pp.
- Cochran, D.M. & C.J. Goin (1970): Frogs of Colombia. *Bulletin of the United States National Museum* 288: 1-655.
- Coloma, L.A., S. Santiago Ron, D. Cisneros-Heredia & T. Grant (2004): *Centrolene heloderma*. The IUCN Red List of Threatened Species 2004: e.T54916A11223156.
- CONAP (2022): Lista de Especies Amenazadas Guatemala. Consejo Nacional de Áreas Protegidas – CONAP–. Publicación técnica No. 02-2022: 118 pp.
- Cortés Bedoya, S. (2010): Ecología trófica del ensamble de ranas de cristal (Anura: Centrolenidae) en una región del Magdalena medio Caldense. *Manizales, Colombia (Universidad de Caldas)*: 48 pp.
- Costa-Campos, C.E., R. Tavares-Pinheiro & S. Castroviejo-Fisher (2020): Amphibia, Anura, Centrolenidae, *Cochranella resplendens* (Lynch & Duellman, 1973): first record from Brazil and updated map of the geographic distribution. *Check List* 16(4): 847-851.
- Cotoras, D.D. & J.G. Vallejos (2021): Wandering spider (*Cupiennius* sp.) predation on the emerald glass frog (*Espadarana prosoblepon*) in a montane rainforest of southwestern Costa Rica. *Herpetology Notes* 14: 667-669.
- Crawford A.J., K.R. Lips & E. Bermingham (2010): Epidemic disease decimates amphibian abundance, species diversity, and evolutionary history in the highlands of central Panama. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 107(31): 13777-13782.

- Dautel, N., A.L. Salgado Maldonado, R. Abuza, H. Imba, K. Griffin & J.M. Guayasamin (2011): Advertisement and combat calls of the glass frog *Centrolene lynchi* (Anura: Centrolenidae), with notes on combat and reproductive behaviors. *Phyllomedusa*. Belo Horizonte 10(1): 31-43.
- De la Riva, I., J. Köhler, S. Lötters & S. Reichle (2000): Ten years of research on Bolivian amphibians: Updated checklist, distribution, taxonomic problems, literature and iconography. *Revista Española de Herpetología* 14: 19-164.
- de Oliveira, U.S.C., D. Meneghelli & M.R. Messias (2012): Amphibia, Anura, Centrolenidae, *Cochranella adenocheira* Harvey and Noonan, 2005: Distribution and geographic extension in the state of Rondônia, Brazil. *Check List* 8(1): 145-146.
- Delia, J., D.F. Cisneros-Heredia, J. Whitney & R. Murrieta-Galindo (2010): Observations on the reproductive behavior of a neotropical glassfrog, *Hyalinobatrachium fleischmanni* (Anura: Centrolenidae). *South American Journal of Herpetology* 5(1): 1-12.
- Delia, J.R.J., J.L. Whitney & T. Burkhardt (2013): Rediscovery of 'lost' treefrogs from the Oaxacan highlands of Mexico. *Biodiversity and Conservation* 22(6-7): 1405-1414.
- Delia, J.R.J., A. Ramirez-Bautista & K. Summers (2014): Glassfrog embryos hatch early after parental desertion. *Proceeding of the Royal Society B* 281(1785): 2013-3237.
- Delia, J., L. Bravo-Valencia & R.W. McDiarmid (2017a): Notes on paternal behavior in *Hyalinobatrachium* glassfrogs (Anura: Centrolenidae). *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 16(1): 101-107.
- Delia, J., L. Bravo-Valencia & K.M. Warkentin (2017b): Patterns of parental care in Neotropical glassfrogs: fieldwork alters hypotheses of sex-role evolution. *Journal of Evolutionary Biology* 30(5): 898-914.
- Delia, J., J.M. Rivera-Ordóñez, M.J. Salazar-Nicholls & K.M. Warkentin (2019): Hatching plasticity and the adaptive benefits of extended embryonic development in glassfrogs. *Evolutionary Ecology* 33: 37-53.
- Delia, J., L. Bravo-Valencia & K.M. Warkentin (2020): The evolution of extended parental care in glassfrogs: Do egg-clutch phenotypes mediate coevolution between the sexes? *Ecological Monographs* 90(3): 1-28.
- Díaz-García, J.M., V. Vásquez-Cruz, A. Sandoval-Comte, J. Ramos-Luna & A. Kelly-Hernández (2023): Depredación de huevos de la rana de cristal nortea *Hyalinobatrachium viridissimum* por la culebra-cordelilla chata *Imantodes cenchoa* en un bosque de niebla de Veracruz, México. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 6(3): 149-153 (e680).
- Díaz-Gutiérrez, N., F. Vargas-Salinas, M. Rivera-Correa, J. A. Rojas-Morales, S. Escobar-Lasso, J. A. Velasco, P. D. A. Gutiérrez-Cárdenas & A. Amézquita (2013): Description of the previously unknown advertisement call and tadpole of the Colombian endemic glassfrog *Centrolene savagei* (Anura: Centrolenidae). *Zootaxa* 3686(2): 289-296.
- Díaz-Marín, C.A. R. Luría-Manzano & G. Gutiérrez-Mayén (2019): Body Temperature of *Phrynosoma braconieri* (Squamata: Phrynosomatidae) from a Xeric Scrubland in Central Mexico. *Herpetological Review* 50(2): 259-262.
- Díaz-Ricaurte, J., E. Molina, C. Guevara & R. Díaz-Morales (2016): *Teratohyla midas* (Santa Cecilia Cochran Frog). Reproductive behavior. *Herpetological Review* 47(1): 12-13.
- Díaz-Ricaurte, J.C. & C.E. Guevara-Molina (2020): Morphological and molecular data reveal new country records and distribution extensions of some glassfrogs (Anura: Centrolenidae) for Colombia. *Studies on Neotropical Fauna and Environment* 57(1): 51-65.
- Díaz-Ricaurte, J.C. & M. Rada (2020): „*Centrolene*“ *medemi* (Cochran & Goin, 1970) – Rana de cristal de Medem. *Catálogo de Anfibios y Reptiles de Colombia* 6(1): 15-19.

- Duarte-Marín, S., M. Rada, M. Rivera-Correa, V.Z. Caorsi, E. Barona-Cortés, G.A. González-Durán & F. Vargas-Salinas (2023): Tic, Tii and Trii calls: advertisement call descriptions for eight Glass Frogs from Colombia and analysis of the structure of auditory signals in Centrolenidae. *Bioacoustics* 32(2): 143-180.
- Duellman, W.E. & J.B. Tulecke (1960): The distribution, variation, and life history of the frog *Cochranella viridissima* in Mexico. *American Midland Naturalist* 63(2): 392-397.
- Duellman, W.E. (1967): Additional studies of chromosomes of anurans amphibians. *Systematic Zoology* 16(1): 38-43.
- Duellman, W.E. (1976): Centrolenid frogs from Perú. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, the University of Kansas* 52: 1-11.
- Duellman, W.E. & A.H. Savitzky (1976): Aggressive behavior in a centrolenid frog, with comments on territoriality in anurans. *Herpetologica* 32(4): 401-404.
- Duellman, W.E. & C.A. Toft (1979): Anurans from the Serranía de Sira, Amazonian Perú: Taxonomy and biogeography. *Herpetologica* 35(1): 60-70.
- Duellman, W.E. (1980): The identity of *Centrolenella grandisonae* Cochran and Goin (Anura: Centrolenidae). *Transactions of the Kansas Academy of Sciences* 83(1): 26-32.
- Duellman, W.E. (1981): Three New Species of Centrolenid Frogs from the Pacific Versant of Ecuador and Colombia. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, the University of Kansas* 88:1-9.
- Duellman, W.E. & P.A. Burrowes (1989): New species of frogs, *Centrolenella*, from the Pacific versant of Ecuador and southern Colombia. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, the University of Kansas* 132:1-14.
- Duellman, W.E. & R. Schulte (1993): New species of centrolenid frogs from northern Peru. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, the University of Kansas* 155: 1-33.
- Duellman, W.E. & E.R. Wild (1993): Anuran Amphibians from the Cordillera de Huancabamba, Northern Peru: systematics, ecology, and biogeography. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, the University of Kansas* 157: 1-53.
- Duellman, W.E. & J.C. Señaris, J.C. (2003): A new species of glass frog (Anura: Centrolenidae) from the Venezuelan Guayana. *Herpetologica* 59(2): 247-253.
- Dunn, E.R. (1931): New frogs from Panama and Costa Rica. *Occasional Papers of the Boston Society of Natural History* 5: 385-401.
- Eisenberg, T. (2025): Kapitel 4.7 *Hyalinobatrachium*. In: Anuren mit Bezug zu CITES. Mertensiella, in press.
- Ernst, R., M.-O. Rödel & D. Arjoon (2005): On the cutting edge – The anuran fauna of the Mabura Hill Forest Reserve, Central Guyana. *Salamandra* 41(4): 179-194.
- Escalante, R.N. & D.G. Acuña (2020): Predation of a plantation glassfrog, *Hyalinobatrachium colymbiphylum* (Anura: Centrolenidae), by an ornate cat-eyed snake, *Leptodeira ornata* (Squamata: Dipsadidae), in Costa Rica. *Reptiles & Amphibians* 27(3): 489-490.
- Escobar-Lasso, S. & J.A. Rojas-Morales (2012): Antipredatory behaviors of the Colombian endemic glassfrog *Centrolene savagei* (Anura: Centrolenidae). *Boletín Científico. Centro de Museos. Museo de Historia Natural* 16(1): 226-232.
- Fendt, L. (2014): Costa Rica deports a German caught smuggling over 400 frogs and reptiles in takeout containers. *Global Post* September 18, 2014. (Letzter Zugriff: 13.12.2023)
- Flores, G. & R.W. McDiarmid (1989): Two New Species of South American *Centrolenella* (Anura: Centrolenidae) Related to *C. mariae*. *Herpetologica* 45(4): 401-411.

- Fouquet, A., J.-P. Vacher, V. Kadosoe, R. Jairam & P.E. Ouboter (2015): Checklist of the amphibians of the Sipaliwini area, Suriname. *Herpetology Notes* 8: 63-68.
- Fouquet, A., N. Vidal & M. Dewynter (2019): The Amphibians of the Mitaraka massif, French Guiana. *Zoosystema* 41(sp1): 359-374.
- Frost, D.R. (2024): Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.2. Electronic Database accessible at <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>. American Museum of Natural History, New York, USA (Letzter Zugriff: 28.01.2024).
- Galindo, C.A., A. Viuche-Lozano & M.H. Bernal (2020): The advertisement call of the Colombian endemic glassfrog *Rulyrana susatamai* (Anura: Centrolenidae). *Zootaxa* 4852(5): 586-589.
- Gagliardi Urrutia, G., C. García Dávila, A. Jaramillo Martinez, O. Rojas Padilla, E. Ríos Alva, R. Aguilar Manihuari, P.E. Pérez Peña, P. Tupinambá, S. Castroviejo Fisher, P.I. Simões, G. Estivals, J. Guillen Husmán, D. Castro Ruiz, C. Angulo Chávez, C. Mariac, F. Duponchelle & J.-F. Renno (2022): Anfibios de Loreto. Iquitos, Perú (Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP)): 208 pp.
- García Iturralde, S.A. (2013): Análisis de los cromosomas mitóticos de cuatro especies de anuros de la familia Centrolenidae. Quito, Ecuador (Pontificia Universidad Católica del Ecuador): 67 pp.
- García-Padilla, E., V. Mata-Silva, I. Villalobos-Juárez, E.A. López-Esquivel, M.C. Lavariega, A. Rocha, D.L. DeSantis, A.I. Melgar-Martínez, J.D. Johnson, L.A. Fucsko, D.Lazcano & L.D. Wilson (2022): Anfibios y reptiles de la región de los Chimalapas, Istmo de Tehuantepec, Oaxaca, México: composición, categorización distribucional, estado de conservación y significado para la biodiversidad. *Biología y Sociedad* 5(10): 37-76.
- Goin, C.J. (1961): Three new centrolenid frogs from Ecuador. *Zoologischer Anzeiger* 166: 95-104.
- Goin, C.J. (1966): A new frog of the genus *Centrolenella* from Suriname. *Studies on the Fauna of Suriname and Other Guyanas* 8(1): 77-80.
- Goin, C.J. (1967): A new centrolenid frog from Guyana. *Quarterly Journal of the Florida Academy of Sciences* 30(2): 115-118.
- Gómez-Murcia, D.A., M.D.M. Bedoya-Ospina, L.F. Arcila-Pérez & F. Vargas-Salinas (2023): Nothing like home: most males of *Espadarana prosoblepon* (Anura Centrolenidae) exhibit homing to calling site despite the availability of alternative suitable sites for calling and mating. *Ethology Ecology & Evolution* 36(1): 70-85.
- Gosner, K.L. (1960): A simplified table for staging anuran embryos and larvae with notes on identification. *Herpetologica* 16(3): 183-190.
- Goyes Vallejos, J. & K. Ramirez-Soto (2020): Causes of embryonic mortality in *Espadarana prosoblepon* (Anura: Centrolenidae) from Costa Rica. *Phyllomedusa* 19(1): 83-92.
- Goyes-Vallejos, J. & A.D. Hernández-Figueroa (2022): Influence of environmental factors and body condition on the post-oviposition behavior in the emerald glass frog *Espadarana prosoblepon* (Centrolenidae). *PeerJ* 10: e13616.
- Grant, T., G.W. Bolívar & F. Castro (1998): The advertisement call of *Centrolene geckoidea*. *Journal of Herpetology* 32(3): 452-455.
- Guayasamin, J.M. & E. Bonaccorso (2004): A new species of Glass Frog (Centrolenidae: *Cochranella*) from the lowlands of northwestern Ecuador, with comments on the *Cochranella granulosa* group. *Herpetologica* 60(4): 485-494.
- Guayasamin, J.M., E. Lehr, D. Rodriguez & C. Aguilar (2006a): A new species of glass frog (Centrolenidae: *Cochranella ocellata* group) from central Peru. *Herpetologica* 62(2): 163-172.

- Guayasamin, J.M., M.R. Bustamante, D. Almeida-Reinoso & W.C. Funk (2006b): Glass frogs (Centrolenidae) of Yanayacu Biological Station, Ecuador, with the description of a new species and comments on centrolenid systematics. *Zoological Journal of the Linnean Society* 147(4): 489-513.
- Guayasamin, J.M., D.F. Cisneros-Heredia, M.H. Yáñez-Muñoz & M.R. Bustamante (2006c): Notes on geographic distribution. Amphibia, Centrolenidae, *Centrolene ilex*, *Centrolene litorale*, *Centrolene medemi*, *Cochranella albomaculata*, *Cochranella ametarsia*: range extensions and new country records. *Check List* 2(1): 70-75.
- Guayasamin, J.M. & L. Trueb (2007): A new species of Glassfrog (Anura: Centrolenidae) from the lowlands of northwestern Ecuador, with comments on centrolenid osteology. *Zootaxa* 1447(1): 27-45.
- Guayasamin, J.M., S. Castroviejo-Fisher, J. Ayarzagüena, L. Trueb & C. Vilà (2008a): Phylogenetic relationships of glassfrogs (Centrolenidae) based on mitochondrial and nuclear genes. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 48(2): 574-595.
- Guayasamin, J.M., D.F. Cisneros-Heredia & S. Castroviejo-Fisher (2008b): Taxonomic identity of *Cochranella petersi* Goin, 1961 and *Centrolenella ametarsia* Flores, 1987. *Zootaxa* 1815(1): 25-34.
- Guayasamin, J.M., S. Castroviejo-Fisher, L. Trueb, J. Ayarzagüena, M. Rada & C. Vilà (2009): Phylogenetic systematics of glassfrogs (Amphibia: Centrolenidae) and their sister taxon *Allophryne ruthveni*. *Zootaxa* 2100(1): 1-97.
- Guayasamin, J.M. (2013): A new yellow species of glassfrog (Centrolenidae: *Nymphargus*) from the Amazonian slopes of the Ecuadorian Andes. *Zootaxa* 3652(1): 193-200.
- Guayasamin, J.M., A.M. Mendoza, A.V. Longo, K.R. Zamudio & E. Bonaccorso (2014): 'High Prevalence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in an Andean frog Community (Reserva Las Gralarias, Ecuador). *Amphibian & Reptile Conservation* 8(1): 33-44.
- Guayasamin, J.M., D.F. Cisneros-Heredia, R.J. Maynard, R.L. Lynch, J. Culebras & P.S. Hamilton (2017): A marvelous new glassfrog (Centrolenidae, *Hyalinobatrachium*) from Amazonian Ecuador. *ZooKeys* 673: 1-20.
- Guayasamin, J.M., J. Vieira, R.E. Glor & C.R. Hutter (2019a): A new glassfrog (Centrolenidae: *Hyalinobatrachium*) from the Topo River Basin, Amazonian slopes of the Andes of Ecuador. *Amphibian & Reptile Conservation* 13(2): 133-144.
- Guayasamin, J.M., D.F. Cisneros-Heredia, J. Vieira, S. Kohn, G. Gavilanes, R.L. Lynch, P.S. Hamilton & R.J. Maynard (2019b): A new glassfrog (Centrolenidae) from the Chocó-Andean Río Manduriacu Reserve, Ecuador, endangered by mining. *PeerJ* 7: e6400.
- Guayasamin, J.M. (2020): *Nymphargus colomai* new species Guayasamin and Hutter. Pp. 162-163. In: Guayasamin, J.M., D.F. Cisneros-Heredia, R.W. McDiarmid, P. Peña & C.R. Hutter: Glassfrogs of Ecuador: Diversity, Evolution, and Conservation. *Diversity* 12(222): 285 pp.
- Guayasamin, J. M. & C.R. Hutter (2020): *Nymphargus lindae* new species Guayasamin. Pp. 186-188. In: Guayasamin, J.M., D.F. Cisneros-Heredia, R.W. McDiarmid, P. Peña & C.R. Hutter: Glassfrogs of Ecuador: Diversity, Evolution, and Conservation. *Diversity* 12(222): 285 pp.
- Guayasamin, J.M., D.F. Cisneros-Heredia, R.W. McDiarmid, P. Peña & C.R. Hutter (2020): Glassfrogs of Ecuador: Diversity, evolution, and conservation. *Diversity* 12(222): 1-285.
- Guayasamin, J.M., R.M. Brunner, A. Valencia-Aguilar, D. Franco-Mena, E. Ringler, A.M. Armijos, C. Morochz, L. Bustamante, R.J. Maynard & J. Culebras (2022): Two new glassfrogs (Centrolenidae: *Hyalinobatrachium*) from Ecuador, with comments on the endangered biodiversity of the Andes. *PeerJ* 10: e13109.
- Guevara-Molina, S.C. & F. Vargas-Salinas (2014): *Nymphargus grandisonae* (red-spotted glassfrog): Reproductive behaviour. *Herpetological Bulletin* 128: 29-30.

- Guevara-Molina, S.C. & M. Rada (2018): *Sachatamia orejuela* (Duellman & Burrowes, 1989): Rana de cristal de Orejuela. Catálogo de anfibios y reptiles de Colombia 4(2): 68-72.
- Guyer, C. & M.A. Donnelly (2005): Amphibians and Reptiles of La Selva, Costa Rica and the Caribbean Slope: A Comprehensive Guide. Berkeley (University of California Press): 420 pp.
- Guzman, P.A. & J.C. Salazar (2012): Una aproximación estadística para explorar la relación entre la morfometría de una rana colombiana y sus hábitos alimenticios. Revista de la Facultad de Ciencias-Universidad Nacional de Colombia 1(1): 23-39.
- Haga, I.A., F.S. Andrade, N.P. Toscano, A. Kwet & A.A. Giaretta (2014): Advertisement call and habitat of *Vitreorana uranoscopa* (Müller, 1924) (Anura, Centrolenidae) in eastern Brazil. Salamandra 50(4): 236-240.
- Hardy, J.D. (1984): A new subspecies of *Centrolenella orientalis* (Anura: Centrolenidae) from Tobago, West Indies. Bulletin of the Maryland Herpetological Society 20: 165-173.
- Harvey, M. (1996): A new species of glass frog (Anura: Centrolenidae: *Cochranella*) from Bolivia, and the taxonomic status of *Cochranella flavidigitata*. Herpetologica 52(3): 427-435.
- Harvey, M.B. & B.P. Noonan (2005): Bolivian glass frogs (Anura: Centrolenidae) with a description of a new species from Amazonia. Proceedings of the Biological Society of Washington 118(2): 428-441.
- Hawley, T.J. (2006): Embryonic development and mortality in *Hyalinobatrachium pulveratum* (Anura: Centrolenidae) of south-western Costa Rica. Journal of Tropical Ecology 22(6): 731-734.
- Hayes, M.P. (1991): A study of clutch attendance in the Neotropical frog *Centrolenella fleischmanni*. Miami (University of Miami): 239 pp.
- Hertz, A., S. Lotzkat, L. Stadler, N. Hamad, A. Carrizo & G. Köhler (2011): Noteworthy records of amphibians from western Panama. Herpetological Review 42(2): 245-250.
- Hoffmann, H. (2004): Description of the previously unknown tadpole of *Hyalinobatrachium pulveratum* (Anura: Centrolenidae). Revista de Biología Tropical 52(1): 219-228.
- Hoffmann, H. (2010a): The glass frog tadpoles of Costa Rica (Anura: Centrolenidae): A study of morphology. Abhandlungen der Senckenbergischen Gesellschaft für Naturforschung 567: 78 pp.
- Hoffmann, H. (2010b): Cyanosis by methemoglobinemia in tadpoles of *Cochranella granulosa* (Anura: Centrolenidae). Revista de Biología Tropical 58(4): 1467-1478.
- Hutter, C.R. & J.M. Guayasamin (2012): A new cryptic species of glassfrog (Centrolenidae: *Nymphargus*) from Reserva Las Gralarias, Ecuador. Zootaxa 3257(1): 1-21.
- Hutter, C.R., S. Escobar-Lasso, J.A. Rojas-Morales, P.D.A. Gutiérrez-Cárdenas, H. Imba & J.M. Guayasamin (2013a): The territoriality, vocalizations and aggressive interactions of the red-spotted glassfrog, *Nymphargus grandisonae*, Cochran and Goin, 1970 (Anura: Centrolenidae). Journal of Natural History. London 47(47-48): 3011-3032.
- Hutter, C.R., J.M. Guayasamin & J.J. Wiens (2013b): Explaining Andean Megadiversity: the Evolutionary and Ecological Causes of Glassfrog Elevational Richness Patterns. Ecology Letters 16(9): 1135-1144.
- Ibáñez, R. (1991): Synchronized calling in *Centrolenella granulosa* and *Smilisca sila* (Amphibia, Anura). Mansfield (University of Connecticut). AAI9221531: 157 pp.
- Ibáñez, R., F. Jaramillo & C.A. Jaramillo (1999): Ampliación del ámbito de distribución y descripción del renacuajo de la rana de cristal *Hyalinobatrachium aureoguttatum* (Anura: Centrolenidae). Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales 23(Suplemento especial): 293-298.

- Ibáñez, R., F. Solís, C. Jaramillo & S. Rand (2000): An overview of the herpetology of Panama. Pp. 159-170. In: Johnson, J.D., R.G. Webb & O.A. Flores-Villela (eds.): Mesoamerican Herpetology: Systematics, Zoogeography and Conservation. El Paso (The University of Texas Special Publication 1): 200 pp.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2017): *Nymphargus armatus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2017: e.T54947A85872631.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2018a): *Nymphargus mixomaculatus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2018: e.T135886A89218196.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2018b): *Nymphargus ocellatus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2018b: e.T54974A89198440.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2019a): *Centrolene heloderma*. The IUCN Red List of Threatened Species 2019: e.T54916A85878225.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2019b): *Nymphargus chami*. The IUCN Red List of Threatened Species 2019: e.T54952A49368155.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2020a): *Hyalinobatrachium colymbiphyllum*. The IUCN Red List of Threatened Species 2020: e.T55323729A54343182.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2020b): *Hyalinobatrachium orientale*. The IUCN Red List of Threatened Species 2020: e.T43268296A3022366.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2020c): *Hyalinobatrachium valerioi*. The IUCN Red List of Threatened Species 2020: e.T55036A3022651.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2022a): *Hyalinobatrachium chirripoi*. The IUCN Red List of Threatened Species 2022: e.T55323986A54343070.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2022b): *Hyalinobatrachium mondolfii*. The IUCN Red List of Threatened Species 2022: e.T125196721A3022082.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group. (2022c): *Nymphargus chancas*. The IUCN Red List of Threatened Species 2022: e.T54953A89198212.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group. (2022d): *Nymphargus siren*. The IUCN Red List of Threatened Species 2022: e.T54992A85874078.
- Jacobson, S.K. (1985): Reproductive behavior and male mating success in two species of glass frogs (Centrolenidae). *Herpetologica* 41(4): 396-404.
- Jaramillo, C.A., F.E. Jaramillo & R. Ibáñez (1988): Geographic variation: *Centrolenella colymbiphyllum* (Glass Frog). *Herpetological Review* 19(3): 59.
- Jaramillo, F.E., C.A. Jaramillo & R. Ibáñez (1997): Renacuajo de la rana de cristal *Hyalinobatrachium colymbiphyllum* (Anura: Centrolenidae). *Revista de Biología Tropical* 45(2): 867-870.
- Jiménez de la Espada, M. (1872): Nuevos batracios americanos. *Anales de la Sociedad Española de Historia Natural* 1: 85-88.
- Johnson, J.D., V. Mata-Silva & L.D. Wilson (2015): A conservation reassessment of the Central American herpetofauna based on the EVS measure. *Amphibian & Reptile Conservation* 9(2): 1-94.
- Jowers, M.J., R.M. Lehtinen, R.J. Downie, A.P. Georgiadis & J.C. Murphy (2014): Molecular phylogenetics of the glass frog *Hyalinobatrachium orientale* (Anura: Centrolenidae): evidence for Pliocene connections between mainland Venezuela and the island of Tobago. *Mitochondrial DNA* 26(4): 613-618.
- Jungfer, K.-H. (1988): Froschlurche von Fortuna, Panama. II. Hylidae (2), Centrolenidae, Dendrobatidae. *Herpetofauna, Weinstadt* 10(56): 6-12.

- Koch, C., P.J. Venegas, R. Santa Cruz & W. Böhme (2018): Annotated checklist and key to the species of amphibians and reptiles inhabiting the northern Peruvian dry forest along the Andean valley of the Marañón River and its tributaries. *Zootaxa* 4385(1): 1-101.
- Köhler, J. (2000): Amphibian diversity in Bolivia: a study with special reference to montane forest regions. *Bonner Zoologische Monographien* 48: 1-243.
- Köhler, J., P.J. Venegas, E. Castillo-Urbina, F. Glaw, C.A. Aguilar-Puntriano & M. Vences (2023): A third species of glassfrog in the genus *Chimerella* (Anura, Centrolenidae) from central Peru, discovered by an integrative taxonomic approach. *Evolutionary Systematics* 7(2): 195-209.
- Kok, P.J.R. & S. Castroviejo-Fisher (2008): Glassfrogs (Anura: Centrolenidae) of Kaieteur National Park, Guyana, with notes on the distribution and taxonomy of some species of the family in the Guiana Shield. *Zootaxa* 1680: 25-53.
- Kolby, J. & B. Weissgold (2022): Exaggeration of the US role in the international tiger trade: Response to Khanwilkar et al. (2022). *Conservation Science and Practice* 4(7): e12723.
- Krohn, A.R. & J. Voyles (2014): A short note on the use of humeral spines in combat in *Espadarana prosoblepon* (Anura: Centrolenidae). *Alytes* 31(3/4): 83.
- Kubicki, B. (2004): Rediscovery of *Hyalinobatrachium chirripoi* (Anura: Centrolenidae). *Revista de Biología Tropical* 52(1): 215-218.
- Kubicki, B., F. Bolaños, G. Chaves, F. Solís & R. Ibáñez (2004): *Hyalinobatrachium talamancae*. The IUCN Red List of Threatened Species 2004: e.T55033A54949850.
- Kubicki, B. (2006): Rediscovery of the Green-striped glass frog *Hyalinobatrachium talamancae* (Anura: Centrolenidae) in Costa Rica. *Brenesia* 66: 25-30.
- Kubicki, B. (2007): Ranas de vidrio [Costa Rica glass frogs]. Santo Domingo de Heredias (InBio): 299 pp.
- Kubicki, B., S. Salazar & R. Puschendorf (2015): A new species of glassfrog, genus *Hyalinobatrachium* (Anura: Centrolenidae), from the Caribbean foothills of Costa Rica. *Zootaxa* 3920(1): 69-84.
- Kubicki, B. (2022): „Glass Frog Research and Conservation Project“ and „Captivity as a Means of Providing Insight into the Natural History of Poorly Known Amphibian Taxa“. Costa Rican Amphibian Research Center: <https://cramphibian.com/research-projects/> (Letzter Zugriff: 20.05.2024).
- La Marca, E. & C. Señaris (2004): *Hyalinobatrachium iaspidiense*. The IUCN Red List of Threatened Species 2004: e.T55018A11239792.
- Leenders, T. (2001): A Guide to Amphibians And Reptiles of Costa Rica. Miami (Zona Tropical): 305 pp.
- Leenders, T. (2016): Amphibians of Costa Rica, A Field Guide. Zona Tropical Publications. Ithaca (Cornell University Press): 512 pp.
- Lehtinen, R.M. & A.P. Georgiadis (2012): Observations on parental care in the glass frog *Hyalinobatrachium orientale* (Anura: Centrolenidae) from Tobago, with comments on its natural history. *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 11(1): 75-77.
- Lehtinen, R.M. & S.E. Green (2019): Life on a leaf: hatching plasticity in embryos of the Tobago glass frog (*Hyalinobatrachium orientale tobagoense*). *South American Journal of Herpetology* 14(2): 146-149.
- Leite Pezzuti, T., F. Sá Fortes Leite, D. de C. Rossa-Feres & P.C. Anchietta Garcia (2024): The tadpoles of the Iron Quadrangle, southeastern Brazil: A baseline for larval knowledge and anuran conservation in a diverse and threatened region. *South American Journal of Herpetology* 22(sp1): 1-107.
- Lescure, J. & C. Marty (2000): Atlas des Amphibiens de Guyane. Paris (Patrimoines Naturels, Publications Scientifiques du MNHN 45): 388 pp.

- Lescure, J., M. Dewynter, T. Frétey, I. Ineich, A. Ohler, N. Vidal & J.-C. De Massary (2022): Liste taxinomique de l'herpétofaune dans l'outre-mer français: VII. Les Amphibiens de la Guyane française. Bulletin de la Société Herpétologique de France 181(5): 1-17.
- López-Molina, K.J., L. X. López-Pérez, S. Arango-Ospina & J.E. Cáceres-Rave (2023): First record of contracting and thanatosis behaviour in the genus *Nymphargus* (Anura: Centrolenidae). Revista Latinoamericana de Herpetología 6(4): 157-160.
- Lötters, S. & J. Köhler (2000): *Cochranella nola* (Anura: Centrolenidae): natural history notes, distribution, and advertisement call. Herpetological Natural History 7(1): 79-81.
- Lotzkat, S. (2007): Taxonomie und Zoogeographie der Herpetofauna des Nirgua-Massivs, Venezuela [Taxonomía y zoogeografía de la herpetofauna del macizo de Nirgua, Venezuela]. Frankfurt (Diplomarbeit, Johann Wolfgang Goethe-Universität): 161 pp.
- Luiselli, L., A. Starita, G.M. Carpaneto, G.H. Segniagbeto & G. Amori (2016): A Short Review of the International Trade of Wild Turtles and Freshwater Turtles Across the World and Throughout Two Decades. Chelonian Conservation & Biology 15(2): 167-172.
- Lunau, K. (2021): Mit allen Sinnen – Wie Insekten ihre Welt erleben [With all Senses – How Insects Experience their World]. Entomologie heute 32: 11-47.
- Lynch, J.D. & W.E. Duellman (1973): A review of the centrolenid frogs of Ecuador, with descriptions of new species. Occasional Papers of the Museum of Natural History 16: 1-66.
- Lynch, J.D., P.M. Ruiz-Carranza, P.M. & J.V. Rueda (1983): Notes on the distribution and reproductive biology of *Centrolene geckoidea* Jimenez de la Espada in Colombia and Ecuador (Amphibia: Centrolenidae). Studies on Neotropical Fauna and Environment 18(4): 239-243.
- Lynch, J.D. (1990): A new ocellated frog (Centrolenidae) from western Colombia. Proceedings of the Biological Society of Washington 103(1): 35-38.
- Lynch, J.D. (1993): A new centrolenid frog from the Andes of western Colombia. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales 18(71): 567-569.
- Lynch, J.D. & P.M. Ruiz-Carranza (1996): A remarkable new centrolenid frog from Colombia with a review of nuptial excrescences in the family. Herpetologica 52(4): 525-535.
- Lynch, J.D. & T. Grant (1998): Dying frogs in western Colombia: catastrophe or trivial observation? Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales 22(82): 149-152.
- Malambo, C., J.F. González-Ibarra & Y.C. Gomez-Polania (2017): Rediscovery of *Centrolene solitaria* (Anura: Centrolenidae) from Colombia. Phyllomedusa: Journal of Herpetology 16(1): 97-99.
- Mangold, A. (2014): The genetic mating system in the glass frog *Hyalinobatrachium valerioi* (Centrolenidae), a species with male parental care. Wien (Universität Wien): 34 pp.
- Mangold, A., K. Trenkwalder, M. Ringler, W. Hödl & E. Ringler (2015): Low reproductive skew despite high male-biased operational sex ratio in a glass frog with paternal care. BMC Evolutionary Biology 15(1): 1-13.
- Márquez, R., I. De la Riva & J. Bosch (1996): Advertisement calls of three Glass Frogs from the Andean forests (Amphibia: Anura: Centrolenidae). Herpetological Journal 6(3): 97-99.
- Martínez, M.M. & V.S. Botero (2019): An alarm case? Hindlimb malformation in the endemic Colombian glass frog, *Sachatamia punctulata* (Anura, Centrolenidae). Herpetology Notes 12: 919-921.
- Maynard, R.J., S.J. Trageser, S. Kohn, P.S. Hamilton, J. Culebras & J.M. Guayasamin (2020): Discovery of a reproducing population of the Mindo Glassfrog, *Nymphargus balionotus* (Duellman, 1981), at the Río Manduriacu Reserve, Ecuador, with a literature review and comments on its natural history, distribution, and conservation status. Amphibian & Reptile Conservation 14(2): 172-184.

- McCaffery, R. & K. Lips (2013): Survival and abundance in males of the glass frog *Espadarana (Centrolene) prosoblepon* in central Panama. *Journal of Herpetology* 47(1): 162-168.
- McCranie, J.R. & L.D. Wilson (2002): The Amphibians of Honduras. *Contributions to Herpetology* 19: 635 pp.
- McCranie, J.R. (2007): Distribution of the amphibians of Honduras by Departamentos. *Herpetological Review* 38(1): 35-39.
- McDiarmid, R.W. (1978): Evolution of parental care in frogs. Pp 127-147. *In*: Burghardt, G.M. & M. Beckoff (eds.): *The Development of Behavior: Comparative and Evolutionary Aspects*. New York (Garland STPM Press): 425 pp.
- Méndez-Narváez, J. & K.M. Warkentin (2022): Reproductive colonization of land by frogs: Embryos and larvae excrete urea to avoid ammonia toxicity. *Ecology and Evolution* 12(2): e8570.
- Mendoza, A.M. & H.T. Arita (2014): Priority setting by sites and by species using rarity, richness and phylogenetic diversity: the case of neotropical glassfrogs (Anura: Centrolenidae). *Biodiversity Conservation* 23: 909-926.
- Mendoza, A.M., W. Bolívar-García, E. Vazquez-Dominguez, R. Ibañez & G. Parra-Olea (2019): The role of Central American barriers in the phylogeographic structure of the northern glass frog *Hyalinobatrachium fleischmanni* (Anura: Centrolenidae). *PeerJ* 7: e6115.
- Mendoza-Henao, A.M., M.C. Basto-Riascos & M. Rada (2019): *Centrolene huilensis* Ruíz-Carranza & Lynch, 1995. *Catálogo de Anfibios y Reptiles de Colombia* 5(2): 18-23.
- Mendoza-Henao, A.M., E. Arias, J.H. Townsend & G. Parra-Olea (2020): Phylogeny-based species delimitation and integrative taxonomic revision of the *Hyalinobatrachium fleischmanni* species complex, with resurrection of *H. viridissimum* (Taylor, 1942). *Systematics and Biodiversity* 18(5): 464-484.
- Mendoza-Henao, A.M., S. Duarte-Marín & M. Rada (2021): Advertisement calls of six glassfrog species in the Colombian Andes, and comments on priorities for future research and conservation. *Amphibian & Reptile Conservation* 15(2): 156-171.
- MNHN, UICN France & Biotope (2018): La Liste rouge des espèces menacées en France – Chapitre des Amphibiens et Reptiles de Guyane. Paris, France (Rapport d'évaluation: Muséum national d'Histoire naturelle, Comité français de l'Union internationale pour la conservation de la nature, Fondation Biotope): 108 pp.
- Montilla, S.O., L.F. Arcila-Pérez, M.P. Toro-Gómez, F. Vargas-Salinas & M. Rada (2023): A multidisciplinary approach reveals a new species of glassfrog from Colombia (Anura: Centrolenidae: *Nymphargus*). *Zootaxa* 5271(1): 1-48.
- Murphy, J.C., S. Charles & J. Traub (2012): *Hyalinobatrachium orientale*: Male parental care. *Herpetological Review* 43(1): 118-119.
- Myers, C.W. & M.A. Donnelly (1997): A tepui herpetofauna on a granitic mountain (Tamacuari) in the borderland between Venezuela and Brazil: Report from the Phipps Tapirapecó Expedition. *American Museum Novitates* 3213: 1-71.
- Navarro-Salcedo, P., S. Duarte-Marín, M. Rada & F. Vargas-Salinas (2021): Parental status is related to homing motivation in males of the glassfrog *Centrolene savagei*. *Ethology Ecology & Evolution* 33(5): 528-542.
- Noble, G.K. (1920): Two new batrachians from Colombia. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 42: 441-446.
- Nogué, S., V. Rull & T. Vegas-Vilarrúbia (2009): Modeling biodiversity loss by global warming on Pante-pui, northern South America: projected upward migration and potential habitat loss. *Climatic Change* 94(1-2): 77-85.

- Nokhbatolfoghahai, M., C.J. Pollock & J.R. Downie (2015): Oviposition and development in the glass frog *Hyalinobatrachium orientale* (Anura: Centrolenidae). *Phyllomedusa: Journal of Herpetology* 14(1): 3-17.
- Noonan, B.P. & R.M. Bonett (2003): A new species of *Hyalinobatrachium* (Anura: Centrolenidae) from the highlands of Guyana. *Journal of Herpetology* 37(1): 91-97.
- Noronha, J.C. & D.J. Rodrigues (2018): Reproductive behaviour of the glass frog *Hyalinobatrachium cappellei* (Anura: Centrolenidae) in the Southern Amazon. *Journal of Natural History* 52(3-4): 207-224.
- Noronha, J.C., D.J. Rodrigues, A.B. Barros & E.J. Almeida (2012): New record and distribution map of *Hyalinobatrachium cappellei* (van Lidth de Jeude 1904) (Anura: Centrolenidae). *Herpetology Notes* 5: 467-468.
- Oliveira, E.A. de & E.J. Hernández-Ruz (2017): New species of glassfrog, genus *Hyalinobatrachium* (Anura: Centrolenidae), for the Brazilian Amazon revealed by mitochondrial DNA and morphology. *International Journal of Research Studies in Biosciences (IJRSB)* 5: 1-12.
- Ortega-Andrade, H.M., O. Rojas-Soto & C. Paucar (2013): Novel data on the ecology of *Cochranella mache* (Anura: Centrolenidae) and the importance of protected areas for this critically endangered glassfrog in the Neotropics. *PLoS ONE* 8(12): e81837.
- Ortega-Andrade, H.M., M. Rodes Blanco, D.F. Cisneros-Heredia, N. Guerra Arévalo, K.G. López de Vargas-Machuca, J.C. Sánchez-Nivicela, et al. (2021): Red List assessment of amphibian species of Ecuador: A multidimensional approach for their conservation. *PLoS ONE* 16(5): e0251027.
- Ospina-L, A.M., P. Navarro-Salcedo, J.A. Rios-Soto, S. Duarte-Marín & F. Vargas-Salinas (2020): Temporal patterns, benefits, and defensive behaviors associated with male parental care in the glassfrog *Centrolene savagei*. *Ethology Ecology & Evolution*, 32(2): 162-174.
- Ospina-Sarria, J.J., W. Bolívar-García & J. Mendez-Narvaez (2010): Amphibia, Anura, Centrolenidae, *Espadarana callistomma* (Guayasamin and Trueb, 2007): First country records from Columbia. *Check List* 6(2): 244-245.
- Ouboter, P.E. & R. Jairam (2012): Amphibians of Suriname. Leiden (Fauna of Suriname, Volume 1; Brill): 376 pp.
- Páez-Rosales, N. & J. Pinto (2017): *Centrolene charapita*. Anfibios del Ecuador. Version 2018.0. Available at: <http://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/FichaEspecie/Centrolene%20charapita>. (Letzter Zugriff: 28.10.2023).
- Papenfuss, D. & T. Eisenberg (2025): Kapitel 4.7.1 *Hyalinobatrachium valerioi*. In: Anuren mit Bezug zu CITES. Mertensiella, in press.
- Peters, W.C.H. (1873): Über eine neue Schildkrötenart, *Cinosternon effeldtii* und einige andere neue oder weniger bekannte Amphibien. *Monatsberichte der Königlichen Preussischen Akademie der Wissenschaften zu Berlin* 1873(September & October): 603-618.
- Rada de Martínez, D. (1990): Contribución al conocimiento de las larvas de anfibios de Venezuela. *Memorias de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle* 49-50:131-134; 391-403.
- Rada, M., J.V. Rueda-Almonacid, A.A. Velásquez-Álvarez & S.J. Sánchez-Pacheco (2007): Descripción de las larvas de dos centrolénidos (Anura: Centrolenidae) del noroccidente de la Cordillera Oriental, Colombia. *Papéis Avulsos de Zoologia* 47(21): 259-272.
- Rada, M. & J.M. Guayasamin (2008): Redescrípción de *Cochranella megista* (Rivero, 1985) y ampliación de la distribución de nueve ranas de cristal (Anura: Centrolenidae) en Colombia. *Papéis Avulsos de Zoologia* 48(12): 89-101.

- Rada, M., J. J. Ospina-Sarria & J. M. Guayasamin (2017a): A taxonomic review of tan-brown glassfrogs (Anura: Centrolenidae), with the description of a new species from southwestern Colombia. *South American Journal of Herpetology* 12(2): 136-156.
- Rada, M., A.M., Jeckel, V.S. Caorsi, L.S. Barrientos, M. Rivera-Correa & T. Grant (2017b): A remarkable new white-eyed glassfrog species of *Sachatamia* from Colombia (Anura: Centrolenidae), with comments on the systematics of the genus. *South American Journal of Herpetology* 12(2): 157-173.
- Rada, M., P.H.D.S. Dias, J.L. Perez-Gonzalez, M. Anganoy-Criollo, L.A. Rueda-Solano, M.A. Pinto-E., L.M. Quintero, F. Vargas-Salinas & T. Grant (2019): The poverty of adult morphology: Bioacoustics, genetics, and internal tadpole morphology reveal a new species of glassfrog (Anura: Centrolenidae: *Ikakogi*) from the Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. *PLoS ONE* 14(5): e0215349.
- Ramírez, J.S., P. Meza-Ramos, P. Yáñez & J. Reyes (2009): Asociaciones interespecíficas de anuros en cuatro gradientes altitudinales de la Reserva Biológica Tapichalaca, Zamora Chinchipe, Ecuador. *Boletín Técnico 8 del Centro de Investigaciones IASA, Serie Zoológica* 4-5: 35-49.
- Redbond, J., H. Lamont, F. Boor & M. Tyrrell (2019): Captive husbandry and breeding of the reticulated glass frog, *Hyalinobatrachium valerioi* (Anura: Centrolenidae). *Herpetological Bulletin* 150: 14-17.
- Restrepo, J.H. & L. Naranjo (1999): Ecología reproductiva de una población de *Cochranella ignota* (Anura: Centrolenidae). *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 23: 49-59.
- Ringler, E., A. Mangold, K. Trenkwalder, M. Ringler & W. Hödl (2014): Characterisation of nine new polymorphic microsatellite loci in the reticulated glass frog *Hyalinobatrachium valerioi* (Centrolenidae). *Amphibia-Reptilia* 35(2): 243-246.
- Ríos-Soto, J.A., A.M. Ospina-L & F. Vargas-Salinas (2017a): The advertisement call and notes on the reproductive ecology of the Glassfrog „*Centrolene*“ *quindianum* (Anura: Centrolenidae). *South American Journal of Herpetology* 12(2): 117-127.
- Ríos-Soto, J.A., A.M. Ospina-L, M.C. Basto-Riascos, J. López-Caro & F. Vargas-Salinas. (2017b): Description of the distress call in *Espadarana prosoblepon* and the post-amplexus vocal display in *Centrolene savagei* (Anura: Centrolenidae). *Herpetology Notes* 10: 27-29.
- Ríos-Soto, J.A. & M. Rada (2018) „*Centrolene*“ *acanthidiocephalum* (Ruiz-Carranza & Lynch, 1989) – Rana de cristal gigante de Santander. *Catálogo de Anfibios y Reptiles de Colombia* 4(3): 24-28.
- Rivera-Correa, M. (2010): Amphibia, Centrolenidae, *Centrolene antioquiense* (Noble, 1920): New records and geographical distribution in Colombia. *Check List* 6(2): 220-221.
- Rivero, J.A. (1961): Salientia of Venezuela. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology at Harvard College* 126: 1-207.
- Rivero, J.A. (1968): Los centrolénidos de Venezuela (Amphibia, Salientia). *Memoria de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle* 28(81): 301-334.
- Rivero, J.A. (1985): Nuevos centrolenidos de Colombia y Venezuela. *Brenesia* 23: 335-373.
- Robertson, J.M., K.R. Lips & E.J. Heist (2008): Fine scale gene flow and individual movements among subpopulations of *Centrolene prosoblepon* (Anura: Centrolenidae). *Revista de Biología Tropical* 56(1): 13-26.
- Rodrigues, D.d.J., M.d.M. Lima, D.H. Morais & R.A. Kawashita-Ribeiro (2010:) Amphibia, Anura, Centrolenidae, *Hyalinobatrachium crurifasciatum* Myers and Donnelly, 1997: First record from Brazil and geographic distribution map. *Check List* 6(3): 392-394.
- Rödger, D., A. Schlüter & S. Lötters (2009): Is the 'Lost World' lost? High endemism of South American tepuís in a changing climate. Pp. 401-416. *In*: Habel, J. & T. Assmann (eds): *Relict Species. Phylogeography and Conservation Biology*. Berlin (Springer Verlag): 466 pp.

- Rojas-Morales, J.A., S. Escobar-Lasso & P.D.A. Gutiérrez-Cárdenas (2011): Contribución al conocimiento de los anfibios de la región centro-sur de Caldas: primeros registros de ranas de cristal (Anura: Centrolenidae) para el municipio. *Boletín Científico Museo de Historia Natural* 15(1): 75-83.
- Rojas-Morales, J.A. & S. Escobar-Lasso (2013): Notes on the natural history of three glass frogs species (Anura: Centrolenidae) from the Andean Central Cordillera of Colombia. *Boletín Científico. Centro de Museos. Museo de Historia Natural* 17(2): 127-140.
- Rojas-Morales, J.A., A. Castro-Gómez & V.A. Ramírez-Castaño (2014): *Sachatamia punctulata* (Ruiz-Carranza & Lynch 1995). *Catálogo de Anfibios y Reptiles de Colombia* 2(2): 30-36.
- Rojas-Runjaic, F.J.M., E.E. Infante-Rivero & P. Cabello (2012): New records and distribution extensions of centrolenid frogs for Venezuela. *Check List* 8(4): 819-825.
- Rojas-Runjaic, F.J.M., S. Lotzkat, A. Sánchez-Tójar, A., J.L. Vieira-Fernández & L.A. Rodríguez (2018): Anfibios y Reptiles de la Reserva Ecológica Guáquira, Yaracuy, Venezuela. *Field Guides, Field Museum*: 7 pp.
- Romero-Martínez, H.J., C.C. Vidal-Pastrana, J.D. Lynch & P.R. Dueñas (2008): Estudio preliminar de la fauna anfibia en el Cerro Murrucucú, Parque Natural Nacional Paramillo y zona amortiguadora, Tierralta, Córdoba, Colombia. *Caldasia* 30(1): 209-229.
- Ron, S.R. (2018): Base de datos de la colección de anfibios del Museo de Zoología (QCAZ). Versión 1.0. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Disponible en <https://bioweb.bio/portal/>
- Rueda-Almonacid J.V., J.D. Lynch & A. Amézquita (Ed.) (2004): Libro rojo de los Anfibios de Colombia. Serie Libros rojos de especies amenazadas de Colombia. Bogotá- Colombia (ICN-Universidad Nacional de Colombia, Ministerio del Medio Ambiente, Conservación Internacional Colombia): 384pp.
- Ruiz-Carranza, P.M., J.I. Hernández-Camacho & M.C. Ardila-Robayo (1986): Una nueva especie Colombiana del genero *Centrolene* Jimenez de la Espada, 1872 (Amphibia: Anura) y redefinicion del genero. *Caldasia* 15(71/75): 431-444.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1989): Una nueva especie de *Centrolenella* Noble, 1920 (Amphibia: Anura: Centrolenidae) de la Cordillera Oriental de Colombia. *Trianea* 3: 67-75.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1991): Type species: *Hylella fleischmanni* Boettger, 1893, by original designation. Pp. 23. In: Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch: Ranas Centrolenidae de Colombia I. Propuesta de una nueva clasificación genérica. *Lozania* 57: 1-30.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1991a): Ranas Centrolenidae de Colombia I. Propuesta de nueva clasificación genérica. *Lozania* 57:1-30.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1991b): Ranas Centrolenidae de Colombia II: Nuevas especies de *Centrolene* de la Cordillera Oriental y Sierra Nevada de Santa Marta. *Lozania* 58: 1-26.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1991c): Ranas Centrolenidae de Colombia III. Nuevas especies de *Cochranella* del grupo *granulosa*. *Lozania* 59: 1-18.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1991d): Ranas Centrolenidae de Colombia IV: Nuevas especies de *Cochranella* del grupo *ocellata* de la Cordillera Oriental. *Lozania* 60: 1-13.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1995a): Ranas Centrolenidae de Colombia. V. Cuatro nuevas especies de *Cochranella* de la Cordillera Central. *Lozania* 62: 1-23.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1995b): Ranas Centrolenidae de Colombia VI. Cuatro nuevas especies de *Cochranella* de la Cordillera Occidental. *Lozania* 63: 1-15.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1995c): Ranas Centrolenidae de Colombia VIII: Cuatro nuevas especies de *Centrolene* de la Cordillera Central. *Lozania* 65: 1-16.

- Ruiz-Carranza, P.M., M.C. Ardila-Robayo & J.D. Lynch (1996): Lista actualizada de la fauna de Amphibia de Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 20(77): 365-415.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1996): Ranas Centrolenidae de Colombia IX: Dos nuevas especies del suroeste de Colombia. *Lozania* 68: 1-11.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1997): Ranas Centrolenidae de Colombia X. Los centrolénidos de un perfil del flanco oriental de la Cordillera Central en el Departamento de Caldas. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 21(81): 541-553.
- Ruiz-Carranza, P.M. & J.D. Lynch (1998): Ranas Centrolenidae de Colombia XI. Nuevas especies de ranas cristal del genero *Hyalinobatrachium*. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 22(85): 571-586.
- Rull, V., S. Nogué, E. Safont & T. Vegas-Vilarrúbia (2019): Chapter 17. Pantepui and global warming. Pp. 403-417. *In*: Rull, V., T. Vegas-Vilarrúbia, O. Huber & C. Señaris (eds): *Biodiversity of Pantepui: The pristine 'Lost World' of the Neotropical Guiana Highlands*. Cambridge (Elsevier): 470 pp.
- Salaman, P.G. & T. Donegan (1998): Colombia 98: expedition to la Serranía de los Churumbelos. Colombian EBA Project Report Series No. 1. Published online by Fundación ProAves, Colombia at www.proaves.org: 46 pp.
- Salazar-Nicholls, M.J. & E.M. Pino (2015): Early development of the glass frogs *Hyalinobatrachium fleischmanni* and *Espadarana callistomma* (Anura: Centrolenidae) from cleavage to tadpole hatching. *Amphibian & Reptile Conservation* 8(1): 89-106.
- Salazar-Nicholls, M.J., F. Hervas, S.I. Muñoz-Tobar, A.B. Carrillo, H. Ricaurte, S.R. Ron & A. Romero-Carvajal (2021): A polymorphism in oocyte pigmentation in natural populations of the glass frog *Espadarana prosoblepon* (Centrolenidae). *International journal of developmental biology* 65(4/6): 333-344.
- Salazar-Saavedra, M., J. Loza, M. Fernández & J. Sunyer (2017): *Teratohyla pulverata* (Peters, 1873). Parasitism. *Mesoamerican Herpetology* 4(4): 921-923.
- Salgado, A.L. & J.M. Guayasamin (2018): Parental Care and Reproductive Behavior of the Minute Dappled Glassfrog (Centrolenidae: *Centrolene peristictum*). *South American Journal of Herpetology* 13(3): 211-219.
- Sánchez-Carvajal, M.J., G.C. Reyes-Ortega, D.F. Cisneros-Heredia & H.M. Ortega-Andrade (2021): Rediscovery of Laura's glassfrog *Nymphargus laurae* (Anura: Centrolenidae) with new data on its morphology, colouration, phylogenetic position and conservation in Ecuador. *PeerJ* 9 (e12644): 1-17.
- Savage, J.M. (1967): A new tree-frog (Centrolenidae) from Costa Rica. *Copeia* 1967(2): 325-331.
- Savage, J.M. (2002): *The Amphibians and Reptiles of Costa Rica: a herpetofauna between two continents, between two seas*. Chicago and London (University of Chicago Press): 934 pp.
- Savage, J.M. & P.H. Starrett (1967): A new fringe-limbed tree-frog (Family Centrolenidae) from Lower Central America. *Copeia* 1967(3): 604-609.
- Schulte, L.M., E. Ringler, B. Rojas & J.L. Stynoski (2020): Developments in Amphibian Parental Care Research: History, Present Advances, and Future Perspectives. *Herpetological Monographs* 34(1): 71-97.
- Señaris, J.C. (2001): Una nueva especie de *Hyalinobatrachium* (Anura: Centrolenidae) de la Cordillera de la Costa, Venezuela. *Memoria de la Sociedad de Ciencias Naturales La Salle* 59: 133-147.
- Señaris, J.C. & J. Ayarzagüena (2001): Una nueva especie de rana de cristal del género *Hyalinobatrachium* (Anura: Centrolenidae) del Delta del Río Orinoco, Venezuela. *Revista de Biología Tropical* 49(3-4): 1083-1093.

- Señaris, J.C. & J. Ayarzagüena (2005): Revisión taxonómica de la Familia Centrolenidae (Amphibia; Anura) de Venezuela. Sevilla (Publicaciones del Comité Español del Programa Hombre y Biosfera – Red IberoMaB de la UNESCO. No. 7): 337 pp.
- Señaris, J.C., F.J.M. Rojas-Runjaic & J.L. Vieira-Fernandes (2015) Ranita de cristal del Ávila, *Hyalinobatrachium guairarepanense*, In: Rodríguez, J.P., A. García-Rawlins & F. Rojas-Suárez (eds.): Libro Rojo de la Fauna Venezolana. Cuarta edición. Caracas, Venezuela (Provita y Fundación Empresas Polar).
- Señaris, J.C., M.M. Aristeguieta, H. Rojas-Gil & F.J.M. Rojas-Runjaic (2018): Guía ilustrada de los anfibios y reptiles del valle de Caracas, Venezuela. Caracas, Venezuela (Ediciones IVIC, Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas): 348 pp.
- SERFOR (2018): Libro Rojo de la Fauna Silvestre Amenazada del Perú. Primera edición. Lima, Perú (Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre): 548 pp.
- Starrett, P.H. (1960): Descriptions of tadpoles of Middle American frogs. Miscellaneous Publications Museum of Zoology, University of Michigan 110: 1-37.
- Starrett, P.H. & J.M. Savage (1973): The systematic status and distribution of Costa Rican glass-frogs, genus *Centronella* (family Centrolenidae), with description of a new species. Bulletin of the Southern California Academy of Sciences 72(2): 57-78.
- Stuart, S., M. Hoffmann, J. Chanson, N. Cox, R. Berridge, P. Ramani & B. Young (eds.) (2008): Threatened Amphibians of the World. Barcelona (Published as a partnership between IUCN, Conservation International and Lynx Edicions): 758 pp.
- Suárez, A.M. (1999): Lista preliminar de la fauna amphibia presente en el transecto La Montañita – Alto de Gabinete, Caqueta, Colombia. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales 23: 395-405.
- Székely, P., M. Córdova-Díaz, D. Hualpa-Vega, S. Hualpa-Vega & D. Székely (2023): A new glassfrog species of the genus *Centrolene* (Amphibia, Anura, Centrolenidae) from Cordillera del Cóndor, southern Ecuador. ZooKeys 1149: 53-84.
- Taboada, C., J. Delia, M. Chen, C. Ma, X. Peng, X. Zhu, L. Jiang, T. Vu, Q. Zhou, J. Yao, L. O’Connell & S. Johnsen (2022): Glassfrogs conceal blood in their liver to maintain transparency. Science 378(6626): 1315-1320.
- Taylor, E.H. (1942): New tailless Amphibia from Mexico. University of Kansas Science Bulletin 28: 67-89.
- Taylor, E.H. (1949): Costa Rican frogs of the genera *Centrolene* and *Centrolenella*. University of Kansas Science Bulletin 33: 257-270.
- Taylor, E. H. (1951): Two new genera and a new family of tropical American frogs. Proceedings of the Biological Society of Washington 64: 33-40.
- Taylor, E.H. (1952): A review of the frogs and toads of Costa Rica. University of Kansas Science Bulletin 35: 577-942.
- Terán-Valdez, A., J.M. Guayasamin & L.A. Coloma (2009): Description of the tadpole of *Cochranella resplendens* and redescription of the tadpole of *Hyalinobatrachium aureoguttatum* (Anura, Centrolenidae). Phyllomedusa: Journal of Herpetology 8(2): 105-124.
- Terán-Valdez, A. & J.M. Guayasamin (2014): The tadpole of the glassfrog *Chimerella mariaelenae* (Anura: Centrolenidae). CienciAmérica 3: 17-22.
- Thompson, M.E., G.F. Medina-Rangel & D.H. Ruiz-Valderrama (2018): First record and massive range extension of *Hyalinobatrachium cappellei* (van Lidth de Jeude, 1904) (Anura, Centrolenidae) in Colombia. Check List 14(6): 945-949.

- Toledo, L.F., O.G.S. Araújo, R.W. Ávila, R.A. Kawashita-Ribeiro, D.H. Morais & D.F. Cisneros-Heredia (2009): Amphibia, Anura, Centrolenidae, *Cochranella adenocheira*: distribution and range extension, Brazil. Check List 5(3): 380-382.
- Toledo, L.F., I. Sazima & C.F. Haddad (2010): Is it all death feigning? Case in anurans. Journal of Natural History 44(31-32): 1979-1988.
- Torres-Gastello, C.P., J. Suárez-Segovia & D.F. Cisneros-Heredia (2007): *Cochranella erminea*, a new species of Centrolenidae (Amphibia: Anura: Athesphatanura) from Amazonian Peru. Journal of the National Museum in Prague, Natural History Series 176(1): 1-12.
- Trageser, S., R. Maynard, J. Culebras, S. Kohn, A. Quezada & J. Guayasamin (2021): Phylogenetic position of the glassfrog „*Cochranella*“ *megista* (Anura: Centrolenidae) and first records for Ecuador. Phyllomedusa 20(1): 27-35.
- Twomey, E., J. Delia & S. Castroviejo-Fisher (2014): A review of northern Peruvian glassfrogs (Centrolenidae), with the description of four new remarkable species. Zootaxa 3851(1): 1-87.
- US LEMIS Database (2017): Import data for *Centrolene* spp., *Cochranella* spp., *Hyalinobatrachium* spp., and *Sachatamia* spp. for the period 2004-2016. Provided from FOIA request by the United States Law Enforcement Management Information System 2017.
- Vaira, M., M. Akmentins, M. Attademo, D. Baldo, D. Barrasso, S. Barrionuevo, N. Basso, B. Blotto, S. Cairo, R. Cajade, J. Céspedes, V. Corbalán, P. Chilote, M. Duré, C. Falcione, D. Ferraro, F. R. Gutierrez, M.R. Ingaramo, C. Junges, R. Lajmanovich, J.N. Lescano, F. Marangoni, L. Martinazzo, R. Marti, L. Moreno, G.S. Natale, J.M. Pérez Iglesias, P. Peltzer, L. Quiroga, S. Rosset, E. Sanabria, L. Sanchez, E. Schaefer, C. Úbeda & V. Zaracho (2012): Categorización del estado de conservación de los anfibios de la República Argentina. Cuadernos de Herpetología 26(Supl. 1): 131-159.
- Valencia, L.B. & J. Delia (2016): Maternal care in a glassfrog: care function and commitment to offspring in *Ikakogi tayrona*. Behavioral Ecology and Sociobiology 70(1): 41-48.
- Valencia-Aguilar, A., F. Castro-Herrera & M.P. Ramírez-Pinilla (2012): Microhabitats for oviposition and male clutch attendance in *Hyalinobatrachium aureoguttatum* (Anura: Centrolenidae). Copeia 2012(4): 722-731.
- Valencia-Aguilar, A., K.R. Zamudio, C.F.B. Haddad, S.M. Bogdanowicz & C.P. Prado (2020): Show me you care: Female mate choice based on egg attendance rather than male or territorial traits. Behavioral Ecology 31(4): 1054-1064.
- Valencia-Aguilar, A., J.M. Guayasamin & C.P.A. Prado (2021): Alloparental care in glassfrogs: males care for unrelated clutches only when associated with their own. Scientific Reports 11(1): 1386.
- van Lidth de Jeude, T.W. (1904): Reptiles and batrachians from Surinam. Notes from the Leyden Museum 25(1/2): 83-94.
- Varela-Soto, D., J.G. Abarca, E. Brenes-Mora, V. Aspinall, T. Leenders & A. Shepack (2022): A new species of brilliant green frog of the genus *Tlalocohyla* (Anura, Hylidae) hiding between two volcanoes of northern Costa Rica. Zootaxa 5178(6): 501-531.
- Vargas-Salinas, F., F.A. Lopez-A. & N.J. Muñoz-G. (2007): *Cochranella savagei* (Savage's Glass Frog). Reproduction. Herpetological Review 38(4): 436-437.
- Vargas-Salinas, F., A. Quintero-Ángel, D. Osorio-Domínguez, J.A. Rojas-Morales, S. Escobar-Lasso, P.D.A. Gutiérrez-Cárdenas, M. Rivera-Correa & A. Amézquita (2014): Breeding and parental behaviour in the glass frog *Centrolene savagei* (Anura: Centrolenidae). Journal of Natural History 48(27-28): 1689-1705.
- Vargas-Salinas, F., L. Bravo-Valencia & A. Amézquita (2015): The advertisement call and calling site of the early diverging glassfrog *Ikakogi tayrona* (Anura: Centrolenidae). South American Journal of Herpetology 10(2): 65-70.

- Vargas-Salinas, F., A. M. Ospina-L, J.A. Ríos-Soto & M. Rivera-Correa (2017): *Centrolene savagei*. Catalogue of American Amphibians and Reptiles 912: 1-11.
- Vegas-Vilarrúbia, T., S. Nogué & V. Rull (2012): Global warming, habitat shifts and potential refugia for biodiversity conservation in the neotropical Guayana Highlands. *Biological Conservation* 152: 159-168.
- Velasquez-Alvarez, A.A., M. Rada, S.J. Sanchez-Pacheco & R. Acosta (2007): A new species of glassfrog (Anura: Centrolenidae) from the western slope of the Cordillera Oriental, Colombia. *South American Journal of Herpetology* 2(3):191-197.
- Venegas, P.J. & L.A. García Ayachi (2021): New localities, range extension, natural history, and conservation status of *Nymphargus mixomaculatus* (Guayasamin, Lehr, Rodriguez & Aguilar, 2006). *Check List* 17(2): 407-414.
- Vieites D.R., S. Nieto-Roman, M. Barluenga, A. Palanca, M. Vences & A. Meyer (2004): Post-mating clutch piracy in an amphibian. *Nature* 431: 305-308.
- Villa, J. & C.E. Valerio (1982): Red, white and brown. Preliminary observations on the color of the centrolenid tadpole (Amphibia: Anura: Centrolenidae). *Brenesia* 19(20):1-16.
- Villa, P.M., A.J. Pérez-Sánchez, F. Nava, A. Acevedo & D.A. Cadenas (2019). Local-scale seasonality shapes anuran community abundance in a cloud forest of the tropical Andes. *Zoological Studies* 58: e17.
- Villegas-Mora, D., S. Muñoz-Acevedo, E.C. Guevara-Molina & F. Vargas-Salinas (2020): Phenology and mortality of embryos in a Colombian population of *Nymphargus grandisonae* (Anura: Centrolenidae). *Phyllomedusa* 19(2): 225-241.
- Virgo, J., L. Ufermann, K.P. Lampert & T. Eltz (2022): More than meets the eye: decrypting diversity reveals hidden interaction specificity between frogs and frog-biting midges. *Ecological Entomology* 47(1): 95-108.
- Viuche-Lozano, A., M.P. Enciso-Calle & M.H. Bernal-Bautista (2018): The advertisement call of *Centrolene notostictum* (Anura, Centrolenidae) with a new record of geographic distribution in Tolima, Colombia. *Zootaxa* 4377(4): 575-576.
- Vockenhuber, E.A., W. Hödl & U. Karpfen (2008): Reproductive behaviour of the glass frog *Hyalinobatrachium valerioi* (Anura: Centrolenidae) at the tropical stream Quebrada Negra (La Gamba, Costa Rica). *Stapfia* 88: 335-348.
- Vockenhuber, E.A., W. Hödl & A. Amézquita (2009): Glassy fathers do matter: egg attendance enhances embryonic survivorship in the glass frog *Hyalinobatrachium valerioi*. *Journal of Herpetology* 43(2): 340-344.
- von May, R., A. Catenazzi, A. Angulo, J.L. Brown, J. Carrillo, G. Chávez, J.H. Córdova, A. Curo, A. Delgado, M.A. Enciso, R. Gutiérrez, E. Lehr, J.L. Martínez, M. Martina-Müller, A. Miranda, D.R. Neira, J.A. Ochoa, A.J. Quiroz, D.A. Rodríguez, L.O. Rodríguez, A.W. Salas, T. Seimon, A. Seimon, K. Siu-Ting, J. Suárez, C. Torres & E. Twomey (2008): Current state of conservation knowledge on threatened amphibian species in Peru. *Tropical Conservation Science* 1(4): 376-396.
- Walke, J.B., R.N. Harris, L.K. Reinert, L.A. Rollins-Smith & D.C. Woodhams (2011): Social Immunity in Amphibians: Evidence for Vertical Transmission of Innate Defenses. *Biotropica* 43(4): 396-400.
- Wen, A., N. Vasquez & S. Castroviejo-Fisher (2012): Description of the previously unknown advertisement calls of *Hyalinobatrachium fragile*, *H. pellucidum*, and *Vitreorana antisthenesi* (Amphibia: Centrolenidae). *Zootaxa* 3480(1): 80-87.
- Wild, E.R. (1994): Two new species of centrolenid frogs from the Amazonian slope of the Cordillera Oriental, Ecuador. *Journal of Herpetology* 28(3):299-310.

- Wild, E.R. (2003a): Fleischmann's glass frog, *Hyalinobatrachium fleischmanni*. Pp. 222-223. In: Hutchins, M., W.E. Duellman & N. Schlager (eds.): Grzimek's Animal Life Encyclopedia, Volume 6, Amphibians. 2nd edition. Farmington, Michigan (Gale Group): 593 pp.
- Wild, E.R. (2003b): La Palma glass frog, *Hyalinobatrachium valerioi*. Pp. 223. In: Hutchins, M., W.E. Duellman & N. Schlager (eds.): Grzimek's Animal Life Encyclopedia, Volume 6, Amphibians. 2nd edition. Farmington, Michigan (Gale Group): 593 pp.
- Yáñez-Muñoz, M.H. & D.F. Cisneros-Heredia (2008): Amphibia, Anura, Centrolenidae, *Cochranella orejuela*, first country record from Ecuador. Check List 4(1): 50-54.
- Yáñez-Muñoz, M.H., P. Pérez-Peña & D.F. Cisneros-Heredia (2009): New country records of *Hyalinobatrachium iaspidiense* (Amphibia, Anura, Centrolenidae) from the Amazonian lowlands of Ecuador and Peru. Herpetology Notes 2: 49-52.
- Yáñez-Muñoz, M.H., J.C. Sánchez-L., K. López-Hervas, E. Rea-S., P. Meza-Ramos, L.A. Oyagata-C. & P. Guerrero (2014): Expansion of the distributional range of some species of amphibians and reptiles in southwestern Ecuador/Ampliaciones del rango de distribución de algunas especies de anfibios y reptiles en el suroccidente de Ecuador. Avances en Ciencias e Ingenierías. Sección B. Quito 6: 2-5.
- Young, B.E., S.N. Stuart, J.S. Chanson, N.A. Cox & T.M. Boucher (2004): Joyas que están desapareciendo: El estado de los anfibios en el Nuevo Mundo. Arlington, Virginia (NatureServe): 60 pp.
- Zucchetti, V.M. & S. Castroviejo-Fisher (2024): Lost in time: Unraveling the identity of *Vitreorana parvula* (Boulenger, 1895) (Anura: Centrolenidae). Zootaxa 5415(3): 351-391.
- Zumbado-Ulate, H. & V. Acosta-Chaves (2012): *Cochranella granulosa* (Granular Glass Frog). Feeding behavior. Herpetological Review 43(4): 631.
- Zumbado-Ulate, H., K.N. Nelson, A. García-Rodríguez, G. Chaves, E. Arias, F. Bolaños, S.M. Whitfield & C.L. Searle (2019): Endemic Infection of *Batrachochytrium dendrobatidis* in Costa Rica: Implications for Amphibian Conservation at Regional and Species Level. Diversity 11(8): 129.

***Celsiella* Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009**

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Celsiella revocata</i>	(Rivero, 1985)		El Tovar Glass Frog	Nein
<i>Celsiella vozmedianoï</i>	(Ayarzagüena & Señaris, 1997)		Magdalena Giant Glass Frog	Nein



Abb. 40: *Celsiella vozmedianoï*, Peninsula de Paria, Sucre, Venezuela
(C. Barrio Amorós/Fundación AndígenA).

Morphologie und Taxonomie

Die Gattung *Celsiella* ist nach der venezolanischen Herpetologin Josefa Celsa Señaris benannt und stellt das Schwesterntaxon zur Gattung *Hyalinobatrachium* dar, mit der sie zusammen die Unterfamilie Hyalinobatrachinae bildet. In der umfassenden Revision der Familie der Glasfrösche wurde die Gattung *Celsiella* neu beschrieben und beinhaltet – zum Zeitpunkt des Schreibens dieser Arbeit – lediglich zwei Spezies (Guayasamin et al. 2009). Diese zeichnen sich durch folgende Merkmale aus: (1) Keine Humerusdorne, (2) eine dreilappige Leber, welche von einem transparenten Peritoneum bedeckt ist, (3) ventrales parietales Peritoneum vorne weiß,

hinten transparent, (4) Knochen im Leben blassgrün bis grün, (5) Rückenfärbung im Konservierungsmittel cremefarben, (6) ♂♂ ohne auffällige Dornen auf dem Rücken, (7) Brunftschwieelen bei ♂♂ unauffällig, (8) Vomer ohne Zahnfortsätze und Zähne, (9) ♂♂ rufen und ♀♀ laichen auf der Oberseite der Blätter (*C. vozmedianoï*) bzw. von Ober- und Unterseiten (*C. revocata*). Die Gattung *Celsiella* ist morphologisch ähnlich zu den Gattungen *Nymphargus*, *Rulyrana* und *Sachatamia*, welche jedoch sämtlich nicht auf Blattunterseiten ablaichen (Señaris & Ayarzagüena 2005, Guayasamin et al. 2009).

Die beiden Arten dieser Gruppe sind vergleichsweise ähnlich, können jedoch gegenüber anderen Gattungen unterschieden werden (eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung wird empfohlen):

Celsiella revocata: mittelgroßer Glasfrosch mit dorsaler tiefgrüner Färbung mit kleinen gelblich weißen Punkten auf dem Rücken und der hinteren Hälfte des Kopfes, fleckige Melanophoren auf dem gesamten Rücken einschließlich der Beine und Arme, Oberlippe mit sehr deutlichem weißen Band, Finger und Zehen gelblich, weiße Linie vom äußeren Rand des Knöchels bis zur fünften Zehenscheibe, ein weißes Band trennt die Flanken des Abdomens (undurchsichtig) von einem transparenten ventralen Bereich, KRL ♂♂ 21,8–25,2 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf etwas breiter als lang, Maulregion kurz, in der Dorsalansicht gerundet und in der Lateralansicht leicht schräg, Iris mit starker grauer Marmorierung, Tympanum unauffällig, Knochen hellgrün, ventrales parietales Peritoneum im vorderen Drittel weiß mit seitlichen Ausläufern, transparente zentrale Zone (durchsichtig), Peritoneum auf Perikard weiß, Leber- und Viszeralperitoneum transparent. Die beiden Spezies wurden vormals in den Gattungen *Centrolenella*, *Hyalinobatrachium* und *Cochranella* geführt (Ruíz-Carranza & Lynch 1998, Señaris & Ayarzagüena 2005, Guayasamin et al. 2009)

Celsiella vozmedianoï: mittelgroßer Glasfrosch mit dorsaler grüner Färbung und zahlreichen, am Kopf größeren weißen Punkten, helle Melanophoren auf dem gesamten Rücken einschließlich der Beine und Arme, Oberlippe mit sehr deutlichem weißem Band, Finger und Zehen weißlich, Finger I und II gelblich, transparente Flankenregion lässt weißes parietales Peritoneum erkennen, KRL ♂♂ 27,8–28,4 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf etwas breiter als lang, Maulregion kurz, in der Dorsal- und Lateralansicht trunkiert, Iris mit grauer Marmorierung und weißen Punkten, Tympanum auffällig, ventrales parietales Peritoneum im vorderen Drittel weiß, übrige Anteile transparent, Peritoneum auf Perikard weiß, Leber- und Viszeralperitoneum transparent (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Verbreitung und Lebensraum

Celsiella revocata: Primärwälder der südlichen Ausläufer der zentralen Anteile der Cordillera de la Costa (Distrito Capital und Bundesstaat Aragua) sowie aus Cerro Azul, Fila La Blanquera in Serranía del Interior (Bundesstaat Cojedes), Venezuela (1.200–1.800 m ü. NN). Lebensraum: in der Vegetation nahe Bächen in feuchten Hochgebirgsregenwäldern, möglicherweise auch in Sekundärwäldern (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Celsiella vozmedianoï: Die wie *C. revocata* ebenfalls in Venezuela endemische Spezies ist lediglich aus Cerro El Humo und der Umgebung von Las Melenas, Bundesstaat Sucre, bekannt (750–800 m ü. NN, möglicherweise auch bis zu einer Höhe von 1.200 m im Nebelwald). Lebensraum: auf Vegetation über Bergbächen oder in deren Nähe (Ayarzagüena & Señaris 1996, Señaris & Ayarzagüena 2005, Guayasamin et al. 2009).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Celsiella revocata: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2020-02-27)

Celsiella vozmediano: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(ii,iii,v), assessed 2019-11-13)

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Keine der beiden Arten ist auf der Roten Liste Venezuelas aufgeführt.

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschlichen Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UV-B-Strahlung zu nennen.

Celsiella revocata: Obwohl die Art um die Typuslokalität in den 1960er- und 1970er-Jahren häufig zu finden war, wurde sie aufgrund des überschaubar großen und fragmentierten Verbreitungsgebiets (zwei Populationen) als gefährdet eingestuft. Die kontinuierliche Abnahme räumlich und qualitativ geeigneter Lebensräume in weiten Teilen ihres Verbreitungsgebietes der Cordillera de la Costa durch Abholzung und Umweltverschmutzung bedingt auch einen abnehmenden Populationstrend (Señaris & Lampo 2022).

Celsiella vozmediano: aufgrund des sehr kleinen Verbreitungsgebiets von lediglich 148 km² als stark gefährdet eingestuft, ebenfalls abnehmender Populationstrend aufgrund derselben Ursachen wie für *C. revocata* (Señaris & Rivas 2022).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Celsiella</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Beide Arten, ♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase.
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>C. revocata</i> : Rufe, die aus einem modulierten Ton bestehen, aber gelegentlich auch zwei in enger Folge ausgestoßene Rufe, Dominanzfrequenz 3.540–4.140 Hz. (Señaris & Ayarzagüena 2005).
Paarung und Eiablagestellen	Beide Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche. <i>C. revocata</i> : ♂♂ wurden während der Regenzeit rufend auf Blattober- und -unterseiten in 0,8–8 m Höhe über dem Wasser gefunden, kugelförmige Gelege werden ebenfalls auf beiden Blattseiten platziert, ♂♂ betreiben Brutpflege (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>C. vozmediano</i> : ♂♂ rufen von Blattoberseiten, wo auch ♀♀ ihre Gelege platzieren, ♂♂ führen die Brutpflege durch, bei der ein Brutverhalten zur Versorgung mit Feuchtigkeit beobachtet wurde (Ayarzagüena & Señaris 1996, Señaris & Ayarzagüena 2005, Delia et al. 2017b).
Fortpflanzungs-saison	Unbekannt.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege	<i>C. revocata</i> : Die Anzahl der Eier beträgt 28–52/Gelege (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>C. vozmediano</i> : kugelförmiges Gelege mit 20 Eiern an der Blattspitze, ca. 1,5 Meter

/ Jahr	über dem Wasser (Señaris & Ayarzagüena 2005).
Eigröße / Larven- größe beim Schlupf	Unbekannt.
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamor- phose	Unbekannt.
Angaben zu den Larven	<i>C. revocata</i>: Kaulquappe mit Spirakulum im hinteren Drittel des Körpers; Kloakenöffnung in Form einer langen Röhre (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>C. vozmediano</i>: Kaulquappen haben vor dem Schlupf einen tiefgelben Körper mit weißem Schwanz und einem rötlichen Ring dazwischen. Die folgende Beschreibung basiert auf einer Charge von fünf Kaulquappen im Stadium 25, die aus der Entwicklung eines gefundenen Geleges gewonnen wurden: Körperlänge 3,6–4,6 mm, Schwanzlänge 9,6–11,6 mm, Körperhöhe 1,8–2,3 mm, Körperbreite 2,2–2,6 mm, Breite der Mundscheibe 1,2–1,3 mm, dorsal komprimierter Körper, seitlich oval, kleine, dorsolateral gelegene Augen, Schwanzmuskulatur erreicht das distale Ende des Schwanzes nicht, distales Schwanzende abgerundet, Rückenflossensaum entspringt an der Verbindung zwischen Körper und Schwanz, der Bauchflossensaum am Körper, Mundscheibe ventral, unten und seitlich von einer einfachen Reihe Randpapillen begrenzt, vollständig keratinisierte Zähnnchen-Reihen mit freien Rändern, Hornschnabel mit Sägekanten (Señaris & Ayarzagüena (2005).

Haltung und Nachzucht X

Zu sämtlichen Arten der Gattung *Celsiella* liegen keine Informationen aus der Haltung vor.

Centrolene Jiménez de la Espada, 1872

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Centrolene acanthidiocephalum</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1989)		Santander Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene altitudinalis</i>	(Rivero, 1968)		Mountain Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene antioquiensis</i>	(Noble, 1920)		Antioquia Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene azulae</i>	(Flores & McDiarmid, 1989)		Blue Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene ballux</i>	(Duellman & Burrowes, 1989)		Burrowes' Giant Glass Frog, Golden-flecked Glass Frog, Gold-dust Glassfrog	Nein
<i>Centrolene buckleyi</i>	(Boulenger, 1882)		Buckley's Giant Glass Frog, Buckley's Glass Frog Rana de cristal alto-andina de Buckley	Nein
<i>Centrolene camposi</i>	Cisneros-Heredia, Yáñez-Muñoz, Sánchez-Nivicela & Ron, 2023		Campos' Glassfrog	Nein
<i>Centrolene charapita</i>	Twomey, Delia & Castroviejo-Fisher, 2014		Charapita Glassfrog	Nein
<i>Centrolene condor</i>	Cisneros-Heredia & Morales-Mite, 2008		Condor Glassfrog Rana de cristal del Cóndor	Nein
<i>Centrolene daidalea</i>	(Ruíz-Carranza & Lynch, 1991c)		Alban Cochran Frog	Nein
<i>Centrolene ericsmithi</i>	Cisneros-Heredia, Yáñez-Muñoz, Sánchez-Nivicela & Ron, 2023		Smith's Glassfrog	Nein
<i>Centrolene geckoidea</i>	Jiménez de la Espada, 1872		Pacific Giant Glass Frog, Gecko Glassfrog	Nein
<i>Centrolene heloderma</i>	(Duellman, 1981)		Bumpy Glassfrog, Pichincha Giant Glass Frog, Warty Glassfrog	Nein
<i>Centrolene hesperia</i>	(Cadle & McDiarmid, 1990)		Basecamp Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene huilensis</i>	Ruiz-Carranza & Lynch, 1995c		Huila Glassfrog Rana de cristal del Huila	Nein

<i>Centrolene hybrida</i>	Ruiz-Carranza & Lynch, 1991b		Eastern Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene lemniscata</i>	Duellman & Schulte, 1993a		Rioja Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene lynchi</i>	(Duellman, 1980)		Lynch's Glassfrog, Lynch's Giant Glassfrog Rana de cristal de Lynch	Nein
<i>Centrolene medemi</i>	(Cochran & Goin, 1970)		Medem's Glassfrog, Medem Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene muelleri</i>	Duellman & Schulte, 1993a		Muller's Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene notosticta</i>	Ruiz-Carranza & Lynch, 1991b		Cordillera Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene paezorum</i>	Ruiz-Carranza, Hernández-Camacho & Ardila-Robayo, 1986		Colombian Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene peristicta</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Tandapi Giant Glass Frog, Dappled Glassfrog Rana de cristal de Tandapi	Nein
<i>Centrolene petrophilum</i>	Ruiz-Carranza & Lynch, 1991b		Boyaca Giant Glass Frog	Nein
<i>Centrolene pipilata</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Amazon Giant Glass Frog, Peeping Glassfrog	Nein
<i>Centrolene quindianum</i>	Ruiz-Carranza & Lynch, 1995c			Nein
<i>Centrolene robledoi</i>	Ruiz-Carranza & Lynch, 1995c			Nein
<i>Centrolene sabini</i>	Catenazzi, von May, Lehr, Gagliardi-Urrutia & Guayasa-min, 2012		Sabin's Glassfrog	Nein
<i>Centrolene sanchezi</i>	Ruiz-Carranza & Lynch, 1991b		Sánchez's Giant Glassfrog, Sánchez's Glassfrog Rana de cristal de Sánchez	Nein
<i>Centrolene savagei</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1991c)		Savage's Glass Frog, Savage's Cochran Frog	Nein
<i>Centrolene solitaria</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1991c)		Lonely Cochran Frog	Nein
<i>Centrolene venezuelensis</i>	(Rivero, 1968)		Ranita de cristal Venezolana, ranita verde de labio blanco	Nein

<i>Centrolene zarza</i>	Székely, Córdova–Díaz, Hualpa-Vega, Hualpa-Vega, Székely, 2023		Zarza Glassfrog	Nein

Der Gattungsname *Centrolene* leitet sich wahrscheinlich vom griechischen „kentron“ (= Spitze oder Sporn) und „olene“ (= Ellbogen), in Anlehnung an den auffälligen Humerusdorn, der bei erwachsenen ♂♂ der Typusart vorhanden ist, ab.

In phylogenetischer Hinsicht verkörpert die Gattung die Klade der gemeinsamen Verwandtschaftslinie der beiden Spezies *Centrolene geckoidea* Jiménez de la Espada, 1872 und *Centrolene peristicta* Lynch & Duellman, 1973. Die Schwesterngattung ist *Nymphargus*.

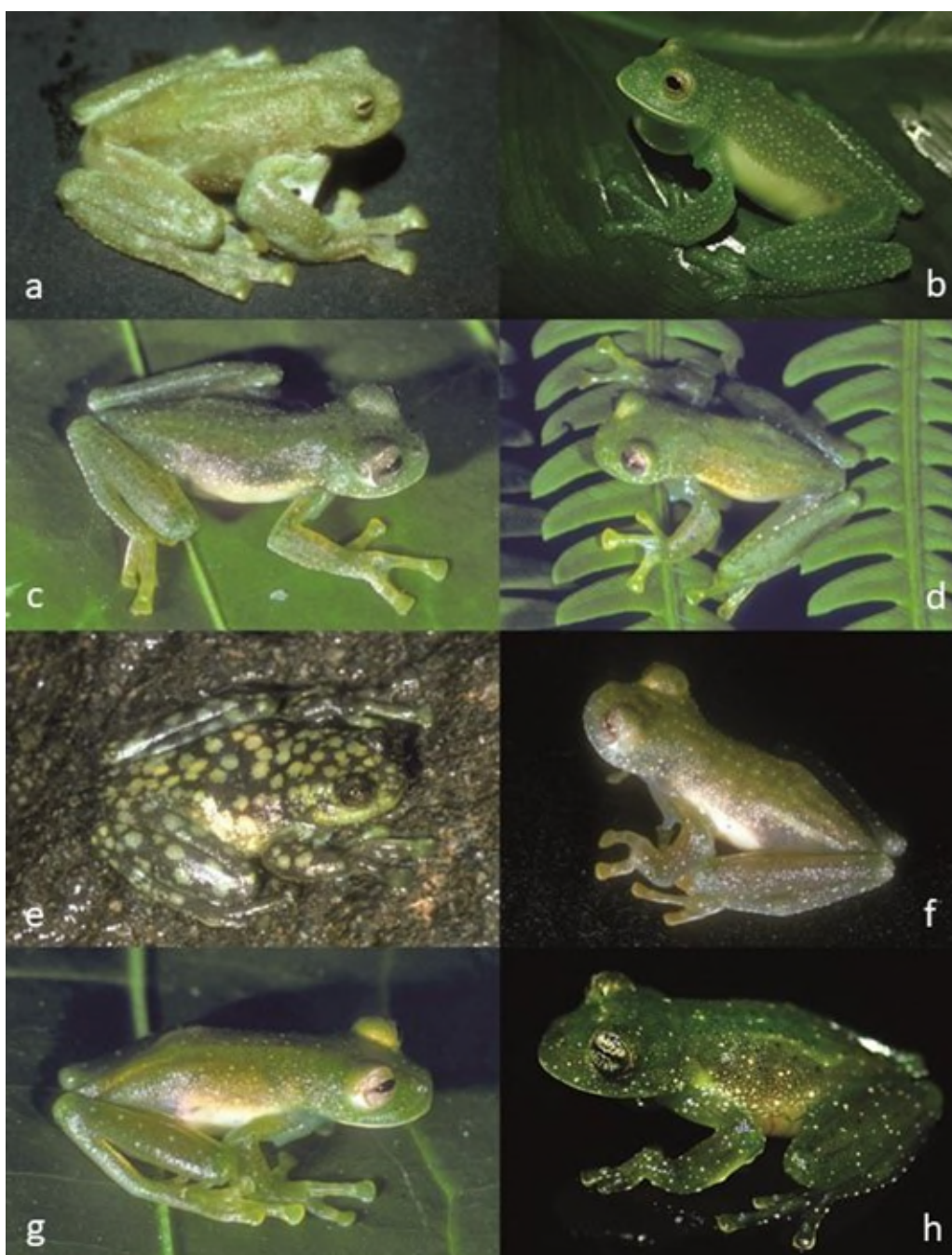


Abb. 41: *Centrolene*-Arten

a *C. geckoidea* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive,

- KUDA 001082)
- b *C. heloderma*, NW-Ecuador (A. Plewnia)
- c *C. huilense* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001094)
- d *C. lynchi* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001101)
- e *C. medemi* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001104)
- f *C. pipilatum* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001109)
- g *C. sanchezi* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001131)
- h *C. savagei* Tatamá-Nationalpark (A. Plewnia).

Morphologie und Taxonomie

Vertreter der Gattung können anhand folgender Merkmale unterschieden werden: (1) Humerusdorn bei ausgewachsenen ♂♂ sämtlicher Arten mit Ausnahme von *C. charapita*, *C. daidalea*, *C. savagei* und evtl. *C. solitaria* vorhanden, (2) drei-, vier- oder fünflappige Leber, welche von einem transparenten hepatischen Peritoneum bedeckt ist, (3) ein ventrales parietales Peritoneum, welches im vorderen Bereich durch Iridophoren weiß gefärbt ist, der hintere Bereich ist hingegen transparent/durchscheinend, (4) die Knochen sind im Leben blass- bis leuchtend grün, (5) der Rücken verfärbt sich im Konservierungsmittel lavendelfarben (mit oder ohne Punkte), (6) der Rücken der ♂♂ trägt während der Fortpflanzungszeit kleine stachelige Hauterhöhungen (sogenannte Spiculae; nicht vorhanden bei *C. antioquiense*, *C. hybrida*), (7) auffällige Brunftschwielen bei ♂♂, (8) ♂♂ rufen üblicherweise von Blattoberseiten, und ♀♀ legen ihre Gelege ebenfalls auf Blattoberseiten entlang von Bächen ab (Ausnahmen: *C. geckoidea* ruft aus der Sprühzone hinter Wasserfällen und laicht auf Felsen, *C. peristictum* ruft und laicht auf Blattunterseiten, während *C. antioquiense* auf Blattoberseiten ruft, jedoch auf Blattunterseiten laicht), (9) gelenkige Verbindung zwischen Quadratojugale und Oberkieferknochen. Das Vorhandensein von ausgeprägten Humerusdornen bei den meisten adulten männlichen Gattungsvertretern unterscheidet diese Gruppe von den meisten anderen Kladen, lediglich die Gattungen *Espadarana* und *Ikakogi* besitzen diese ebenfalls. *Ikakogi* hat hingegen weiße Knochen, eine unverwechselbare Crista medialis am Oberarmknochen und eine weibliche Brutpflege. Die morphologische Ähnlichkeit zwischen den Gattungen *Centrolene* und *Espadarana* ist aufgrund des Fehlens eines eindeutigen Unterscheidungsmerkmals bemerkenswert. Während bei *Centrolene* emaillierte perikloakale Warzen typisch sind, wurden diese bei *Espadarana* bislang nicht beschrieben. Weiterhin besitzen die meisten Spezies der Gattung *Centrolene* keine Zähnchen auf dem Vomer (vorhanden bei *C. condor*, *C. daidaleum*, *C. geckoidea*, *C. savagei*, *C. solitaria*), wohingegen sämtliche *Espadarana*-Arten diese Zähnchen besitzen. Humerusdorne kommen hingegen auch bei einzelnen Vertretern anderer Gattungen vor (z. B. *Nymphargus grandisonae*, *Chimerella mariaelenae*, *Cochranella litoralis*, *Vitreorana gorzulae*), allerdings sind diese morphologisch verschieden von solchen bei *Centrolene* und daher vermutlich nicht homolog (Guayasamin et al. 2009).

Viele Arten dieser Gruppe sind vergleichsweise ähnlich, können jedoch gegenüber anderen Gattungen unterschieden werden (eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung wird empfohlen):

Centrolene acanthidiocephalum: großer Glasfrosch mit lind-, zitronen- bis tiefgrüner Rückenfärbung und wenigen orangefarbenen Ozellen, die von einem braunen Halo umgeben sind, glatte Rückenhaut mit winzigen Höckern und konischen Stacheln auf dem Kopf der ♂♂, leicht vorstehende, leicht weißliche Oberlippe, infrakloakale Ornamentik bestehend aus einer Zone kleiner cremefarbener Warzen, Humerusdorne bei ♂♂ markant, KRL 30,0–33,3 mm (Körpermasse 2,2–2,7 g; ♂♂ 31,3 ± 0,8 mm; n=15, ♀♀ 31,4 ± 0,9 mm; n=4), Kopf mit kleinen Augen, Maulregion langgezogen, von dorsal leicht zugespitzt, von lateral anteroventral geneigt, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, vorderes parietales und perikardiales Peritoneum weiß, transparentes hepatisches und viszerale Peritoneum. Verwandte Arten: *C. geckoidea* und *C. charapita* (putative, d. h. wahrscheinliche, Schwesterntaxa), weiterhin *C. daidalea*, *C. savagei*, *C. antioquiense*, *C. peristicta* (Ruiz-Carranza & Lynch 1989, Rios-Soto & Rada 2018, Carvajal-Cogollo et al. 2023).

Centrolene altitudinalis: mittelgroßer Glasfrosch mit dunkelgrüner (tagsüber gelblich grüner) Rückenfärbung mit kleinen weißen oder cremefarbenen Flecken, körnige Rückenhaut mit winzigen Stacheln auf dem Kopf der ♂♂, ausgeprägte gelblich weiße Linie am Rande der Oberlippe, Finger und Zehen gelblich, Humerusdorne bei ♂♂ mäßig groß, Iris grau, KRL ♂♂ 21,5–24,5 mm, ♀♀ unbekannt), Kopf etwas breiter als Körper, Augen sehr groß, anterolateral ausgerichtet, Maulregion von dorsal trunziert, von lateral anteroventral geneigt, keine Zahnfortsätze und keine Vomerzähne, Tympanum mäßig groß, $\frac{3}{4}$ sichtbar, dorsolateral gerichtet, vorderes parietales (etwa $\frac{2}{3}$) und perikardiales Peritoneum weiß, transparentes hepatisches und viszerale Peritoneum, Leber vierlappig. Verwandte Arten: *C. buckleyi*, *C. venezuelensis*, *C. hesperia*, *C. lemniscata* (Señaris & Ayarzagüena 2005, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene antioquiensis: s. *C. peristicta* (Schwesternart), allerdings mit etwas weniger ausgeprägten Spannhäuten an den Händen. Ähnliche Arten: *C. lynchi*, *C. peristicta*, *C. pipilata*, *Nymphargus truebae* (Guayasamin et al. 2020).

Centrolene azulae: mittelgroßer Glasfrosch mit einheitlich dunkelgrüner Rückenfärbung mit sehr kleinen (~ 1 mm) gelben Flecken, Rücken- und Bauchhaut leicht granuliert, Rücken mit einigen verstreuten niedrigen Warzen; Bauchfärbung leicht bläulich grün am Kinn, silberweiß auf Brust und vorderer Körperhälfte, hinten transparent mit bläulich grüner Tönung, Iris gelb irisierend mit zahlreichen wellenförmigen schwarzen Linien, KRL ♂♂ unbekannt, ♀ 27,5 mm [Holotypus], Kopf viel breiter als Körper, Augen sehr groß, um jedes Auge herum befindet sich eine gelbe Linie, Maulregion von dorsal trunziert, von lateral leicht vorstehend, 2–3 Zähne auf dem Vomer vorhanden, Tympanum dorsal gerichtet, vorderes parietales Peritoneum weiß, transparentes viszerale Peritoneum. Status: incertae sedis innerhalb der Centroleninae, da molekulare Daten nicht verfügbar und morphologische und verhaltensbezogene Merkmale keine eindeutigen Beweise für die Gattungszugehörigkeit liefern (evtl. Synonym einer früher beschriebenen Art; Flores & McDiarmid 1989, Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene ballux: kleiner Glasfrosch mit lindgrüner Rückenfärbung mit charakteristischen goldenen Flecken und kleinen Warzen auf der Rückenoberfläche, Dorsalhaut glatt, Ventralhaut glatt bis körnig, Analöffnung nach hinten gerichtet, Humerusdorne bei ♂♂ groß ausgebildet, Oberlippe weiß, Iris kupfer- bis bronzefarben mit feiner schwarzer Netzzeichnung, KRL ♂♂ 19,2–22,2 mm, ♀♀ 21,0–23,3 mm, Kopf etwas breiter als Körper, Augen mäßig groß, nach anterolateral gerichtet, Maulregion von dorsal und lateral trunziert, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Tympanum teilweise sichtbar, vorderes parietales Peritoneum weiß (Herz nicht sichtbar), transparente Peritonea auf Magen, Darm, Hoden, Nieren, Harn- und Gallenblase,

vierlappige Leber. Ähnliche Arten: *C. lynchi*, *C. peristicta*, *C. robledo*, *Nymphargus buenaventura*, einige Populationen von *N. griffithsi* (Duellman & Burrowes 1989, Hutter & Guayasamin 2012, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene buckleyi: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit einheitlich grüner Färbung mit oder ohne verstreute weiße Stacheln, Tuberkel oder Warzen, Rückenhaut leicht körnig, ♂♂ mit oder ohne Stacheln, Gularregion blassgrün, Bauch in der vorderen Hälfte gelblich weiß, in der hinteren Hälfte durchscheinend, Herz nicht sichtbar, eine weiße Linie trennt den Rücken von den unteren Flanken, die weißlich cremefarben sind, ventrolateraler Rand des Arms und des Tarsus weiß, Rand der Oberlippe weiß, kleine weiße Warzen in der Nähe der Kloakenöffnung, weißlich graue Iris mit kleinen schwarzen Netzen und einer braunen horizontalen Linie, Humerusdorne bei ♂♂ groß ausgebildet, KRL ♂♂ 26,5–30,9 mm, ♀♀ 29,3–34,4 mm, Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral leicht schräg, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Tympanum teilweise oder vollständig unter der Haut verborgen, wenn es sichtbar ist, ist es fast vertikal ausgerichtet, Supratympanalfalte deutlich, vorderes parietales Peritoneum weiß (Perikard silbrig-weiß), transparente Peritonea auf Magen, Darm, Hoden, Nieren, Harn- und Gallenblase, vier- oder fünflappige Leber. Es handelt sich um einen Artenkomplex, Amador et al. (2018) erbrachten den molekularen Nachweis, dass *C. buckleyi* aus mindestens drei Arten besteht, von denen keine der anderen am nächsten verwandt ist, eine Art in Süd-Ecuador, zwei (einschließlich *C. buckleyi* sensu stricto) in Nord-Ecuador und eine weitere in den zentralen Anden Kolumbiens, wobei die Verbreitungsgrenzen derzeit unbekannt sind. Zwei Exemplare aus Huancabamba im Departamento Piura im Norden Perús, die früher dieser Art zugeordnet wurden, sind in Wirklichkeit Metamorphlinge einer anderen Art. Alle Nachweise dieser Art aus Venezuela, die früher diesem Taxon zugeordnet waren, werden nun *C. venezuelensis* zugeordnet. Ähnliche Arten: *C. ballux*, *C. condor*, *C. heloderma*, *C. hesperia*, *C. lemniscata* (Perú), *C. altitudinalis*, *C. venezuelensis* (Venezuela; Duellman & Wild 1993b, Guayasamin et al. 2008a, Guayasamin et al. 2020, Amador et al. 2018, Frost 2024).

Centrolene camposi: großer Glasfrosch mit einheitlich grüner Färbung mit hellgelblich grünen niedrigen runden Warzen, Melanophoren auf den Dorsalflächen der Hände und Füße und an der Basis von Finger IV, Zehe IV und Zehe V, Rückenhaut leicht körnig, ♂♂ mit winzigen Dornen und Stacheln, Ventralhaut granuliert, dicker gelblich weißer Labialstreifen, in eine schwache gelbliche Linie zwischen Lippe und vorderem ¼ des Körpers mündend, gelblich grüne Flanken, zwei deutliche Warzen in der Nähe der Kloakenöffnung, Iris mit weißem Hintergrund, zur Mitte hin fleischfarben, feine braune Netzstrukturen, Humerusdorne bei ♂♂ deutlich ausgebildet, KRL ♂♂ 29,1–31,2 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion von dorsal abgerundet bis leicht zugespitzt, von lateral leicht schräg, keine Zähne oder Zahnfortsätze auf dem Vomer vorhanden, untere ¾ des Tympanums sichtbar ist, Supratympanalfalte vorhanden und niedrig, vorderes parietales Peritoneum weiß (Perikard silbrig-weiß), transparente Peritonea auf Magen, Darm, (fünflappiger) Leber, Hoden, Nieren, Harn und Gallenblase. Verwandte Art: *C. condor*. Ähnliche Arten: *C. altitudinalis*, *C. buckleyi*, *C. heloderma*, *C. hesperia*, *C. lemniscata*, *C. venezuelensis* (Cisneros-Heredia et al. 2023).

Centrolene charapita: großer Glasfrosch mit dunkelgrüner Färbung der dorsalen und dorsolateralen Oberflächen mit gelben oder blassgrünen Flecken unterschiedlicher Größe (Ozellen), die glänzende, „emailierte“, Warzen und Mikrospiculae (winzige Dornen und Stacheln) tragen und ein dunkelgrünes Netz (dunkler um die Ozellen) bilden, Oberlippe und Fingerspitzen sowie Zehen I, II und III weiß glänzend, Bauchseite, Flanken, Oberarme unpigmentiert, gezackte,

emailliert wirkende Ulnar- und Tarsalfalten, niedrige emaillierte Warzen über den Augenhöhlen, welche ein unregelmäßiges seitliches Band vom Kopf bis zur Körpermitte und bis zum dorsoposterioren Rand des Oberarms bilden, Ventralhaut an Bauch und Oberschenkeln grob areolat, während alle anderen ventralen Oberflächen glatt sind, auffälliges Kloakenornament aus gefalteter Haut, die vier große, glänzende Warzen trägt, die nach vorne abstehen (Klappen), umgeben von verschiedenen unteren Warzen mit oder ohne glänzende „Emaillierung“, Iris weiß bis hellgrau mit einer Netzstruktur aus gelben Schattierungen und schwarzen Punkten, Humerusdorne bei ♂♂ nicht vorhanden, KRL ♂♂ 34,7–37,0 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion bei der peruanischen Population in der Rückenansicht und im Profil abgestumpft bis leicht gerundet, in der ecuadorianischen Population ist die Maulregion in der Rückenansicht rund und im Profil schräg, ein zahnartiger Fortsatz an jedem Vomer, der eine Reihe von 4–6 kleinen Vomer-Zähnen trägt, Tympanum von Haut bedeckt und nicht sichtbar, vorderes parietales Peritoneum ($\frac{1}{2}$) weiß, transparente Peritonea auf Perikard, (dreilappiger) Leber, Hoden, Nieren, Harn und Gallenblase, weiße Peritonea auf Magen und Darm. Verwandte Art: *C. geckoidea* (Schwesternart). Ähnliche Arten: *C. daidaleum*, *C. paezorum*, *C. savagei*, *C. solitaria*, *C. huilense*, *C. muelleri*, *Cochranella mache*, *Cochranella resplendens*, *Vitreorana parvula*, *Nymphargus ocellatus* (Twomey et al. 2014, Páez-Rosales & Pinto 2017, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene condor: mittelgroßer Glasfrosch mit bläulich grüner Färbung mit vielen kleinen gelblich weißen Flecken und dunklen bläulich schwarzen bis braunen Flecken und Punkten, Rückenhaut chagriniert mit niedrigen Warzen und reichlich Spiculae, Ventralhaut körnig, heller Labialstreifen, subkloakaler Bereich körnig mit mehreren glänzenden Warzen, glänzende Ulnar- und Metatarsalfalte, gefolgt von einer Reihe deutlicher emaillierter (glänzender) Tuberkeln entlang des äußeren Randes des Tarsus, Iris cremegelb mit feiner dunkler Netzstruktur, Humerusdorne bei ♂♂ klein und gebogen, KRL ♂♂ 23,2–27,6 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion von dorsal leicht zugespitzt, von lateral leicht abfallend, horizontale, gezähnte Vomer-Fortsätze vorhanden, Tympanum sichtbar, vertikal, mit leichter dorsolateraler Ausrichtung, vorderes parietales und perikardiales Peritoneum weiß, transparente Peritonea auf Magen, Darm, Leber, Hoden, Nieren, Harn- und Gallenblase. Verwandte Art: *C. camposi*; evtl. Spezieskomplex. Ähnliche Arten: *C. altitudinale*, *C. buckleyi*, *C. hesperia*, *C. lemniscata*, *C. pipilata*, *C. venezuelensis* (Cisneros-Heredia & Morales-Mite 2008, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene daidalea: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit blassgrüner Färbung mit dunkleren Bereichen zusammen mit schwarzen und weißen dorsalen Flecken, Rückenhaut körnig mit weißlichen Warzen, Außenrand der Hand, des Unterarms und der Fußwurzelregion mit ausgeprägter Falte, Augen klein und anterolateral ausgerichtet, Humerusdorne nicht vorhanden, KRL ♂♂ 20,0–24,1 mm, ♀ 25,5 mm (n=1), Kopfbreite entspricht Körperbreite, aber breiter als lang, Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral anteroventral geneigt, gezähnte Vomer-Fortsätze vorhanden (Ruiz-Carranza & Lynch 1991c, Rada et al. 2007, Stuart et al. 2008).

Centrolene ericsmithi: mittelgroßer Glasfrosch mit leuchtend grüner Färbung, Melanophoren auf den Dorsalflächen der Hände und Füße und an der Basis von Finger IV, Zehe IV und Zehe V, Rückenhaut chagriniert, ♂♂ mit winzigen Dornen und Stacheln, Ventralhaut granuliert, dünner, gelblicher Labialstreifen mit einer Reihe von weißen Höckern zwischen Lippe und Armansatz sowie eine gelbliche Linie zwischen Armansatz und Leiste, glänzend Ellbogen-, Mittelfuß- und Fußwurzelfalte, subkloakaler Bereich glänzend, stark körnig mit zwei etwas größeren subkloakalen Warzen und Kloakenscheide, Iris mit fleischfarbenem Hintergrund, feinen braunen Netzstrukturen, Humerusdorne bei ♂♂ deutlich ausgebildet, KRL ♂ 27,3 mm (n=1),

♀♀ unbekannt, Maulregion von dorsal und lateral abgerundet, keine Zähne oder Zahnfortsätze auf dem Vomer vorhanden, Tympanalring kaum sichtbar, vorderes parietales Peritoneum weiß (Perikard silbrig-weiß), transparente Peritonea auf Magen, Darm, Leber, Hoden, Nieren, Harn- und Gallenblase. Verwandte Arten: *C. sabini* und eine unbeschriebene *Centrolene* sp. aus dem südöstlichen Ecuador. Ähnliche Arten: *C. altitudinalis*, *C. buckleyi*, *C. heloderma*, *C. hesperia*, *C. lemniscata*, *C. sabini*, *C. venezuelensis* (Cisneros-Heredia et al. 2023).

Centrolene geckoidea: größter Glasfrosch mit stumpfgrüner bis dunkelgrauer Färbung mit grünlich oder bläulich glänzenden Warzen, Kehle grünlich gelb, Rand der Oberlippe gelb, Bauch cremefarben oder gelblich cremefarben, Ulnar-, Tarsal- und Kloakenhöcker cremeweiß, weiße Flecken auf den Flanken, Dorsalflächen beider Geschlechter mit Warzen bedeckt, Stacheln nur bei ♂♂ erkennbar, Melanophoren auf den Rückenflächen von Händen und Füßen, Hände und Füße dunkler als der Rest der Gliedmaßen, Haftscheiben sehr groß (Gecko-ähnlich), oval und querliegend, Zehenspitzen sehr breit und abgestumpft, subkloakaler Bereich ohne paarige vergrößerte Warzen, Ellbogenfalte mit kleinen, weißen Höckern, innere Fußwurzelfalte niedrig, kurz, äußere Fußwurzelfalte niedrig, mit kleinen, weißen Höckern, markante Spannhäute vorhanden, aber reduziert zwischen den Fingern I, II und III, Iris grünlich golden mit feiner schwarzer Netzstruktur, Humerusdorne bei ♂♂ markant und spitz (bei manchen Individuen die eigene Haut perforierend), KRL ♂♂ 70,2–80,7 mm, ♀♀ 61,8–72,9 mm, Maulregion von dorsal und lateral trunziert, jeweils 4–5 Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell sichtbar und klein, fast vertikal ausgerichtet, vorderes parietales (zwei Drittel bis komplett) und perikardiales Peritoneum weiß, transparente Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Hoden, Nieren, Harn- und Gallenblase. Es wurde vermutet, dass die Typuslokalität „Ufer des Río Napo in Ecuador“ falsch ist. Ähnliche Art: *C. paezorum*. Der von Twomey et al. (2014) berichtete molekulare Stammbaum stellt *C. geckoidea* als die Schwesternart von *C. charapita* dar. Der abgeleitete Baum von Guayasamin et al. (2020) zeigt jedoch, dass *C. geckoidea* als Schwesternart zu allen anderen *Centrolene*-Arten clustert.

Centrolene heloderma: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit grüner, dunkelgrüner bis bläulich grüner Färbung von Rücken und Gliedmaßen und weißen bis weißblauen Höckern, Warzen auf dem Rücken mit stärkerer Blaufärbung, Warzen um die Kloake, die Ferse und die Haut über der Elle besonders weiß, Kehle gelb (um die Mundöffnung herum heller), Haut am Rücken granuliert, an den Flanken, am Bauch und an den Hinterseiten der Oberschenkel grobkörnig, am restlichen Körper glatt, Kloakenöffnung im oberen Bereich der Oberschenkel nach unten gerichtet, unterhalb der Kloake befinden sich zwei große und viele kleine Warzen, ♂♂ mit winzigen Dornen und Stacheln, schmaler weißer Labialstreifen, äußere Ellbogenfalte deutlich, weiß, innere Fußwurzelfalte niedrig, kurz, äußere Tarsalfalte lang, mit niedrigen weißen Höckern, Iris gelb bis blassgolden mit feinen, schwarzen, zusammenhängenden Linien (Retikulationen oder netzartige Querverbindungen), die sie durchziehen, Humerusdorne bei ♂♂ deutlich ausgebildet, KRL ♂♂ 26,8–31,5 mm, ♀ 32,3 mm (n=1), Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral schräg nach vorne gerichtet, Augen klein, eher seitlich als nach vorne gerichtet, keine Zähne oder Zahnfortsätze auf dem Vomer vorhanden, Tympanum vollständig sichtbar, vordere drei Viertel des ventralen parietalen Peritoneums weiß (Perikard silbrig-weiß), transparente Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappige) Leber, Hoden, Nieren, Harn- und Gallenblase. Ähnliche Arten: *C. altitudinalis*, *C. buckleyi*, *C. condor*, *C. lemniscatum*. Neuere verwandtschaftliche Studien stellen *C. heloderma* in eine Gruppe mit *C. altitudinalis*, *C. nostosticum*, *C. buckleyi*, *C. ballux*, *C. lynchi*, *C. muelleri*, *C. sabini*, *C. venezuelenze*, *C. hesperia* und *C. huilense* (Duellman 1981, Hutter et al. 2013b).

Centrolene hesperia: mittelgroßer Glasfrosch mit blattgrüner Färbung mit blassgrünen Stacheln mit weißen Spitzen auf Oberseiten der Gliedmaßen, Kopf und Körper, hell cremefarbener Oberlippenstreifen verläuft seitlich am Körper entlang bis zur Leiste und trennt die Dorsalfarbe von der gelblich cremefarbenen Bauchfärbung, Rückenhauttextur bei ♂♂ chagriniert, glatter bei ♀♀, Ventralhaut granuliert, Ventralseiten von Kehle und Schenkeln grün, Füße, Spannhäute und Ventralflächen der Oberschenkel gelb gefärbt, weißer Steißfleck, Haut unter der Kloakenöffnung verdickt, drüsig, ein Paar Tuberkel ventral der Kloakenöffnung, ♂♂ mit winzigen Dornen und Stacheln, Ellen- und Fußwurzelkamm vorhanden, Iris gräulich weiß mit schwarzer Netzzeichnung, Humerusdorne bei ♂♂ deutlich ausgebildet, KRL ♂♂ 23,0–27,3 mm, ♀♀ 24,7–28,8 mm, Maulregion von dorsal abgestumpft, von lateral stumpf bis mäßig schräg, Augen klein, leicht nach anterior gerichtet, keine Zähne oder Zahn-Fortsätze auf dem Vomer vorhanden, Tympanum nicht sichtbar, vordere drei Viertel des ventralen parietalen Peritoneums weiß (Perikard silbrig-weiß), transparente Peritonea auf Magen, Darm. Ähnliche Arten: *C. altitudinalis*, *C. buckleyi*, *C. lemniscata*, *C. venezuelensis* (Guayasamin et al. 2020).

Centrolene huilensis: mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung mit dunkelgrünen bis dunkellavendelfarbenen und weißen Flecken, weißen Höckern an den ventrolateralen Rändern von Finger V, Unterarm, Ellbogen, Zehe V, Fußwurzel und Ferse, bei ♂♂ Stacheln und Warzen, Oberlippe weiß, untere Flanken mit zahlreichen kleinen weißen Warzen, Ellbogen- und Fußwurzelfalten mit weißen Warzen, Rückenhauttextur feinkörnig mit vielen kleinen Tuberkeln und Falten, Fuß zu drei Vierteln mit Spannhäuten versehen, ein Paar Tuberkel ventral der Kloakenöffnung, Iris cremefarben mit leicht gelber Tönung und dünnen schwarzen Netzlinien, gelblich cremefarbener Ring um die Augenhöhle, Humerusdorne bei ♂♂ mittelgroß, nach hinten gebogen, KRL ♂♂ 23,6–26,7 mm, ♀♀ 28,7–31,0 mm, Kopf so breit wie Körper, Maulregion kurz, von dorsal rundlich, von lateral leicht abgeschrägt, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, untere ¾ des Tympanums sichtbar, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Magen, Darm, (gelappter) Leber, Nieren, Gallen- und Harnblase. Ähnliche Arten: *C. peristicta*, *C. daidalea*, *C. condor*, *C. lynchi*, *C. muelleri*, *C. pipilata*, *C. savagei*, *C. solitaria*, und *Nymphargus truebae* (Ruiz-Carranza & Lynch 1995c, Mendoza-Henao et al. 2019, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene hybrida: kleiner Glasfrosch mit hell- bis dunkelgrüner Rückenfärbung mit gelben Flecken, weiße Flecken an den seitlichen Teilen des Kopfes und des Unterarms, Hand- und Fußflächen sind gelb, Rückenhauttextur glatt mit kleinen Stacheln bei ♂♂, Bauch und Oberschenkel körnig, Kehle glatt, ein Paar Tuberkel ventral der Kloakenöffnung, Iris graugelb mit schwarzem Netzmuster, Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden und von außen sichtbar, KRL ♂♂ 20–21,9 mm, ♀♀ 20–23,1 mm, Augen groß und nach anterolateral gerichtet, Kopf breiter als Körper, Maulregion kurz, von dorsal rundlich (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b, AmphibiaWeb 2023).

Centrolene lemniscata: mittelgroßer Glasfrosch mit mittelgrüner Rückenfärbung und gelbgrünen Flecken, Rückenhauttextur bei ♂♂ kleine Stacheln, Oberlippe weiß (Labialstreifen erstreckt sich seitlich oberhalb des Armansatzes bis zur Leiste), untere Flanken grün, Außenkanten des Unterarms und des Fußes als schmaler weißer Streifen, Zehen blassgelbgrün, Ventralseiten von Flanken, Oberschenkeln und Bauch körnig, sonst glatt, zwei Paar Tuberkel ventral der Kloakenöffnung, Iris silber-bronzefarben mit schwarzen Flecken, Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, KRL ♂ 27,0 mm (n=1), ♀♀ unbekannt, Kopf fast so breit wie Körper, Maulregion von dorsal abgestumpft, von lateral rundlich, Augen groß, keine Zähne auf dem Vomer vor-

handen, Trommelfell undeutlich, posterolateral ausgerichtet, vordere Hälfte des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Magen und Darm. Ähnliche Arten: *C. altitudinalis*, *C. buckleyi*, *C. hesperia*, *C. venezuelensis*, *Rulyrana saxiscandens*. Taxonomische Anmerkung: kein molekulares Datenmaterial verfügbar (Duellman & Schulte 1993b, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene lynchi: mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung mit winzigen gelblich weißen und kleinen diffusen schwarzen Punkten, Rückenhauttextur bei ♂♂ und ♀♀ leicht körnig, bei ♂♂ mit niedrigen Tuberkeln, die weißen Flecken und Stacheln entsprechen, genoppte Tuberkel an den Seiten des Kopfes, Flanken cremeweiß, Spitzen der Zehen gelb, Finger und Zehen blassgelb, Ellbogen- und äußere Fußwurzelfalten mit dünner weißer Linie oder mit niedrigen weißen Höckern, Oberlippe weiß, Ulnarfalte vorhanden und weiß, äußere Tarsalfalte fehlend, innere Tarsalfalte klein, ventrale Oberfläche der Oberschenkel mit einem Paar vergrößerter Tuberkel, ein Paar Warzen ventral der Kloakenöffnung, Iris bronzefarben mit schwarzer Netzstruktur, ausgeprägte Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, KRL ♂♂ 23,3–26,5 mm, ♀♀ 24,6–25,0 mm, Maulregion von dorsal abgerundet oder abgestumpft, von lateral abgestumpft bis leicht abfallend, gezählter Vomer-Fortsatz ohne Zähne, Trommelfell fast vertikal ausgerichtet mit einer leichten seitlichen und hinteren Neigung, $\frac{1}{2}$ bis $\frac{3}{4}$ des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Nieren, Gallen- und Harnblase. Nah verwandte Arten: *C. sabini* und eine nicht beschriebene *Centrolene* sp. Ähnliche Arten: *C. muelleri*, *C. peristicta*, *C. pipilatum*, *C. quindianum*, *Nymphargus truebae*, *N. garciae*. Taxonomische Anmerkungen: *C. gemmata* und *C. scirtetes* wurden mit *C. lynchi* synonymisiert (Duellman 1980, Twomey et al. 2014, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene medemi: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit einer für Glasfrösche einzigartigen Zeichnung in Form eines olivgrünen Rückens mit großen cremefarbenen Punkten (nachts ist der Rücken schwarz mit bläulich grünen Punkten), Melanophoren bedecken die Finger und Zehen, Rückenhauttextur bei ♂♂ und ♀♀ glatt bis leicht körnig, bei ♂♂ mit kleinen Stacheln auf Rücken und Flanken, Flanken cremefarben, große Scheibe an Finger III (> 80 % des Augendurchmessers), ausgedehnte Spannhäute an Fingern (außer an Fingern I–III) und Zehen, Interdigitalmembranen blasshellgelb, kleine tarsale und ulnare Falten, ein Paar leicht vergrößerter Warzen ventral der Kloakenöffnung, Iris stumpf graubronzefarben mit winzigen schwarzen Punkten, ausgeprägte Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, KRL ♂♂ 25,5–30,8 mm, ♀♀ 34,7–44,3 mm, Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral abgestumpft bis leicht vorstehend, gezählter Vomer-Fortsatz mit oder ohne Zähne, jeder Fortsatz mit 0–4 Zähnen, Trommelfell klein (< 20 % des Augendurchmessers), dorsales Drittel des Trommelfells von Supratympanalfalte bedeckt, vordere Hälfte des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Nieren, Hoden, Gallen- und Harnblase. Taxonomische Anmerkungen: Gattungszuordnung ist unsicher (incertae sedis; Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2020, Díaz-Ricaurte & Rada 2020b).

Centrolene muelleri: mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung mit dunklen grünlich schwarzen Flecken und blassgelben Höckern, Rückenhauttextur glatt mit dorsolateralen Reihen von Höckern, große, konische Tuberkel auf den Rückenflächen von Kopf, Körper und Gliedmaßen, Höcker auf den Rückenflächen der Vordergliedmaßen, Oberschenkel, Unterschenkel und Fußwurzeln, Flanken dorsal glatt, ventral körnig, Haut an Bauch und Ventralflächen der Schenkel grob gekörnt, übrige Ventralflächen glatt. Hautsäume an den Gliedmaßen, niedrige, gewellte (fransige) Hautfalte am äußeren Rand von Unterarm und Fußwurzel, ein

Paar leicht vergrößerter Warzen ventral der Kloakenöffnung, Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, KRL ♂ 23,5 mm (n=1), ♀♀ unbekannt, Kopf deutlich, etwas breiter als lang, Maulregion von dorsal abgestumpft, von lateral anteroventral geneigt, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell ausgeprägt, posterolateral ausgerichtet mit leichter Neigung nach dorsal, vordere Hälfte des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Magen und Darm. Ähnliche Arten: *C. lynchi*, *C. hesperia*, *C. huilense*, *C. pipilatum*. Taxonomische Anmerkungen: widersprüchliche phylogenetische Topologien, möglicherweise aufgrund unbeschriebener Arten und nicht eindeutigen Belegexemplaren (Schwesternart *C. lynchi* oder *C. huilense*; Duellman & Schulte 1993a, Catenazzi et al. 2012, Twomey et al. 2014).

Centrolene notosticta: kleiner Glasfrosch mit hellgrüner Rückenfärbung mit vielen dünnen und dicken gelben Flecken, die den Stellen der kleinen Stacheln auf der Epidermis entsprechen, Haut an posteroventraler Seite der Schenkel sehr körnig, Unterarme der ♂♂ kräftiger als die der ♀♀, Fußwurzelfalten und Tuberkel fehlen, ein Paar leicht vergrößerter Warzen ventral der Kloakenöffnung, mäßig große Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, Iris cremefarben, KRL ♂♂ 19,4–22,7 mm, ♀♀ 20,8–24,9 mm, Kopf breiter als Körper, Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral abgestumpft, große Augen, anterolateral ausgerichtet, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell klein ausgeprägt, Supratympanalfalte leicht verdickt. Verwandte Art: *C. altitudinalis*. Ähnliche Art: *Espadarana audax* (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b, Rojas-Runjaic et al. 2012, Viuche-Lozano et al. 2018, Barrio-Amorós et al. 2019).

Centrolene paezorum: großer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung, Rückenhauttextur gekörnt mit zahlreichen kleinen Tuberkeln und subkonischen Höckern an den Seiten des Kopfes, am seitlichen Rumpf und seitlich an den freiliegenden Rückenflächen der Gliedmaßen, Gularregion, Brust, Bauch und Ventralflächen der Gliedmaßen areolat, ulnarer Rand des Unterarms mit einer Reihe von 6–7 konfluierenden weißen Warzen mit faltenartigem Aussehen, die sich über den Unterarm verlängern und über den ulnaren Rand der Hand bis zum äußeren Finger fortschreitend verzweigen, Tarsalfalte fehlt, keine Hautanhangsgebilde an Ellbogen oder Ferse, markante Spannhäute vorhanden (s. u.), Kloakalregion dicht mit weißen Drüsen besetzt, Humerusdorne bei ♂♂ unbekannt, Iris cremefarben mit abgeschnittenen gewundenen Linien und brauner Tüpfelung, KRL ♂♂ unbekannt, ♀ 44,5 mm (Holotypus), Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral schräg abgestumpft, Augen verhältnismäßig klein, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell fast vollständig sichtbar, nach dorsolateral gerichtet und leicht nach hinten geneigt. Ähnliche Art: *C. geckoidea*. Taxonomische Anmerkung: *C. paezorum* ist nur von einem einzigen ♀ bekannt und soll kleiner als *C. geckoidea* sein, keine Zähne auf dem Vomer und kleinere Spannhäute an Fingern und Zehen besitzen. Es bleibt zu klären, ob *C. paezorum* ein jüngeres Synonym von *C. geckoidea* ist, weil derzeit kein molekulares Datenmaterial verfügbar ist (Ruiz-Carranza et al. 1986, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene peristicta: kleiner Glasfrosch mit gelblich grüner Rückenfärbung mit winzigen weißen oder gelben Punkten und diffusen grauen Flecken, Rückenhauttextur gekörnt, bei beiden Geschlechtern ohne Stacheln, Oberlippe weiß, Bereich unter dem Auge mit kleinen weißen Höckern, dorsale Flankenregion grün mit winzigen weißen Punkten, ventrale Flanke cremefarben mit winzigen weißen Flecken, Bauch gelbcreme, Finger und Zehen stumpf grünlich gelb, Ellbogenfalte mit dünner weißer Linie oder mit kleinen weißen Höckern, äußere Tarsalfalte mit kleinen weißen Höckern, kleine weiße Höcker direkt hinter der Kloake, ausgedehnte Membranen zwischen den meisten Fingern und Zehen, Zehenscheiben erweitert und abge-

stumpft, ein Paar vergrößerte subkloakale Warzen vorhanden, kleine, gebogene Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, Iris weißgrau mit gelber Tönung und dünner schwarzer Netzstruktur, dünne gelbe Linie umgibt die Pupille, KRL ♂♂ 17,9–21,2 mm, ♀♀ 20,8–20,9 mm, Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral abgerundet oder abgestumpft, gezählter Vomer-Fortsatz ohne Zähnen, Trommelfell mäßig groß, fast vertikal ausgerichtet mit einer leichten seitlichen und hinteren Neigung, Supratympanalfalte deutlich, vordere Hälfte des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Magen (teilweise), Darm (teilweise), (vierlappiger) Leber, Nieren, Gallen- und Harnblase. Ähnliche Arten: *C. anti-oquiensis* (Schwesternart), *C. huilense*, *C. daidalea*, *C. condor*, *C. lynchi*, *C. muelleri*, *C. pipilata*, *C. savagei*, *C. solitaria*, *Nymphargus truebae* (Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene petrophilum: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit dunkelgrüner Rückenfärbung, Hände, Füße, Bauch hellgelb, Achselregion grünlich blau, Oberlippe und Ulnarregion weiß umrandet, ♂♂ mit Stacheln an den rostralen und lateralen Seiten des Kopfes, Bauch und Oberschenkel mit vielen kleinen Höckern, Fußwurzel ohne dermale Tuberkel oder Hautfalten, Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, KRL ♂♂ 25–30 mm, ♀♀ 27,4–31,4 mm, Kopfbreite entspricht Körperbreite, Kopf breiter als lang, Maulregion von dorsal und lateral abgerundet. Ähnliche Art: *C. acanthidiocephalum* (Schwesternart). Taxonomische Anmerkung: Gattungszugehörigkeit unsicher (incertae sedis; Ruiz-Carranza & Lynch 1991b, Guayasamin et al. 2009).

Centrolene pipilata: kleiner Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung mit kleinen schwarzen und gelblich weißen Flecken, Rückenhauttextur chagriniert, bei ♂♂ mit Stacheln, die in weißen Flecken münden, Oberlippe weiß, Region unterhalb des Auges mit kleinen weißen Warzen, die bei den ♂♂ bestachelt sind, Flanken dorsal grün mit winzigen weißen Flecken, ventral weißlich cremefarben, Ellbogenfalte mit dünner weißer Linie, äußere Fußwurzelfalte mit niedrigen weißen Höckern, kleine weiße Höcker unmittelbar hinter der Kloake, ein Paar vergrößerte subkloakale Warzen vorhanden, große, breite und normalerweise mit der Spitze nach vorne gerichtete Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, Iris gräulich weiß mit dünnen schwarzen Netzlinien und einem gelben Farbton um die Pupille, KRL ♂♂ 19,7–22,6 mm, ♀♀ 22,6–23,6 mm, Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral abgerundet oder abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell mäßig groß, fast vertikal ausgerichtet mit leichter seitlicher und hinterer Neigung, Supratympanalfalte deutlich, vordere Hälfte des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Nieren, Gallen- und Harnblase. Ähnliche Arten: *C. sanchezi*, *C. huilense*, *C. hybrida* (Schwesternart), *Nymphargus truebae* (Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene quindianum: mittelgroßer Glasfrosch mit grünlich gelber Rückenfärbung mit vielen schwarzen Flecken, die gleichförmig über Kopf und Körper verteilt sind, einige haben cremefarbene Schultern, KRL ♂♂ 21,1–29,9 mm, ♀♀ 22,8–29,7 mm, Kopf so breit wie Körper, Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell klein, nur untere drei Viertel sichtbar. Taxonomische Anmerkung: Gattungszugehörigkeit unsicher (incertae sedis; Ruiz-Carranza & Lynch 1995c, Rios-Soto et al. 2017a).

Centrolene robledo: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit einigen dunkelgrünen oder blauen Schattierungen zusammen mit weißen Flecken entlang der Tibia-Region oder der Beine und einem weißen Streifen entlang der Flanken, ulnare und tarsale Tuberkel und Falten fehlen, Rückenhauttextur feinkörnig, mittelgroße, nach hinten gebogene Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, KRL ♂♂ 19,9–24,4 mm, ♀♀ 23,4–25,9 mm, Kopf breiter als Körper, keine Zähne auf

dem Vomer vorhanden, Trommelfell klein, nur zu drei Vierteln sichtbar, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Eingeweiden. Taxonomische Anmerkung: Gattungszugehörigkeit unsicher (*incertae sedis*; Ruiz-Carranza & Lynch 1995c, Guayasamin et al. 2009).

Centrolene sabini: großer Glasfrosch mit grüngelblicher Rückenfärbung mit gelblichen Flecken und Punkten. Der Rücken ist mit gelblich grünen Stachelspitzen bedeckt, bei ♂♂ mit Stacheln, ausgeprägter gelblich weißer Labialstreifen, der sich in einen Seitenstreifen fortsetzt, ulnare und innere Tarsalfalten niedrig, äußere Tarsalfalte nicht vorhanden, ein Paar vergrößerte subkloakale Warzen vorhanden, Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, Iris silbrig-bronzefarben oder cremefarben mit feinen schwarzen Netzstrukturen, KRL ♂♂ 29,6–31,2 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral abgestumpft oder anteroventral geneigt, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell klein, posterolateral ausgerichtet, vordere Hälfte des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber. Ähnliche Arten: *C. lemniscatum*, *C. buckleyi*, *C. altitudinale*, *C. ballux*, *C. notostictum*, *C. peristictum*, *C. pipilata*, *C. quindianum*, *C. sanchezi*, *C. venezuelensis*. Verwandte Arten: *C. lynchi*, *C. muelleri* (Catenazzi et al. 2012).

Centrolene sanchezi: kleiner Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung mit kleinen weißen Flecken, Vorhandensein von weißen Warzen in einem Bereich von unterhalb des Auges bis zum Ansatz des Arms, Oberlippe weiß, Rückenhauttextur chagriniert, bei ♂♂ mit Stacheln, ulnare und innere Tarsalfalten niedrig oder fehlend, äußere Tarsalfalte fehlend, ein Paar vergrößerte subkloakale Warzen vorhanden, kleine Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, Iris blassbronzefarben mit schwarzer Netzstruktur, KRL ♂♂ 18,9–22,3 mm, ♀ 20,9 mm (n=1), Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral abgestumpft bis abgerundet, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell fast vertikal ausgerichtet, dorsaler Rand des Trommelfellrings von Supratympanalfalte bedeckt, vordere Hälfte des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber. Ähnliche Art: *C. pipilata*. Verwandte Arten: *C. pipilata* plus *C. hybrida* (Schwesternklade). Taxonomische Anmerkung: *C. bacata* und *C. guanacarum* wurden in die Synonymie von *C. sanchezi* gestellt (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene savagei: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit blassgrüner Rückenfärbung mit weißen, gelben und grünen Flecken; kleine blaue Flecken sind in der Regel ebenfalls vorhanden, Oberlippe weiß, Rückenhauttextur glatt mit kleinen weißen, abgerundeten Warzen am Rumpf und an den Flanken des Kopfes, Haut an Bauch und Unterseiten der Oberschenkel körnig, ulnare, äußere und innere Tarsalfalten niedrig, jeweils mit einer Reihe von Tuberkeln, subkloakale weiße Warzen und Warzenhöcker vorhanden, keine Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, Iris grau-gelblich mit dunkelbrauner Netzstruktur, KRL ♂♂ 19,0–24,2 mm, ♀♀ 23,3–26,3 mm, Kopf breiter als lang und genauso breit wie Körper, Maulregion von dorsal und lateral abgerundet, kleine Augen, anterolateral gerichtet, Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell groß und auffallend, Supratympanalfalte verdeckt den hinteren Rand, ventrales parietales Peritoneum, Perikard und Dickdarm weiß (erstreckt sich fast bis zur Leber). Ähnliche Art: *C. daidaleum* (Schwesternart; Ruiz-Carranza & Lynch 1991c, Guayasamin et al. 2009, Vargas-Salinas et al. 2014, Vargas-Salinas et al. 2017).

Centrolene solitaria: kleiner Glasfrosch mit blassgrüner Rückenfärbung mit weißen und dunkelgrünen Flecken, Oberlippe weiß, Rückenhauttextur fein granuliert und mit kleinen Warzen, die mit den weißen Flecken übereinstimmen, weiße Höcker am Rand des Unterarms, der Füße

und der Kloake, Unterarm, Hand, Knöchel und Fuß mit kurzen Höckern gesäumt, keine Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, Iris cremefarben mit einem horizontalen Streifen, Pupille von einem orangefarbenen Ring umgeben, KRL ♂ 19,3 mm (n=1), ♀♀ unbekannt, Maulregion von dorsal stumpf und abgerundet, elliptische Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell klein. Ähnliche Arten: *C. daidaleum*, *C. savagei*, *Cochranella mache*, *Cochranella resplendens*. Taxonomische Anmerkung: kein molekulares Datenmaterial verfügbar (Ruiz-Carranza & Lynch 1991c, Guayasamin et al. 2009).

Centrolene venezuelensis: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit hellgrüner Rücken- und Flankenfärbung mit cremefarbenen Flecken auf Extremitäten, Kehle hellgrün, Bauch cremefarben, Oberschenkel grünlich gelb, Zehen gelblich, Oberlippe gelblich cremefarben, Rückenhauttextur glatt bis leicht körnig, mit unterschiedlich großen Stacheln (Spiculae), mit oder ohne Ulnar- und Tarsalfalten und/oder Höcker an Unterarm und Fußwurzel, weißliche Linie an der Außenkante des Unterarms, paarige subkloakale weiße Warzenhöcker vorhanden, Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, relativ dick, abgerundet und gekrümmt am distalen Ende (Ausrichtung zwischen 25–30° zur Oberarmachse), Iris goldfarben mit schwarzer Netzstruktur, KRL ♂♂ 23,4–33,8 mm, ♀ 30,6 mm (n=1), Kopf etwas breiter als Körper, Maulregion kurz, von dorsal abgerundet, von lateral schräg abgestumpft, große Augen, anterolateral ausgerichtet, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell auffällig, besonders im unteren Teil nach dorsolateral gerichtet, vordere Hälfte des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, transparente Peritonea auf Eingeweiden, Leber vierlappig. Ähnliche Arten: *C. altitudinalis*, *C. buckleyi*, *C. hesperia*, *C. lemniscata*. Taxonomische Anmerkungen: Myers & Donnelly (1997) hoben die Unterart *Centrolene buckleyi venezuelensis* (Rivero 1968) ohne Begründung auf Artniveau an. Señaris & Ayarzagüena (2005) unterstützten diese Entscheidung auf der Grundlage morphologischer und akustischer Unterschiede zu den typischen *C.-buckleyi*-Populationen. Neuere phylogenetische Studien stützen die Gültigkeit dieser Art (Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2020, Castroviejo-Fisher et al. 2014).

Centrolene zarza: mittelgroßer Glasfrosch mit hellgrüner Rückenfärbung mit vielen weißlichen erhabenen Punkten und Flecken verschiedener Größe, Melanophoren auf den Dorsalflächen, außer Finger IV und Zehen IV und V, Finger und Zehen gelblich, gewöhnlich ohne Melanophoren, Rückenhauttextur chagriniert, mit erhabenen, teilweise glänzenden Warzen, die weißen Flecken entsprechen, Ventralhaut grob areolat, Ventralflächen der Oberschenkel unterhalb der Kloake mit einem Paar großer, runder, flacher Warzen (subkloakale Warzen), Kloakenregion ventral begrenzt durch viele glänzende, weiße Warzen, Außenrand der Unterarme und Fußwurzel mit einer Reihe von „emaillierten“ (glänzenden) Warzen, die sich oft in die Außenkanten von Finger IV und/oder Zehe V fortsetzen, Finger und Zehen mit breiten seitlichen Säumen, mäßige entwickelte Spannhäute zwischen den äußeren Fingern und Zehen, kleine, abstehende Humerusdorne bei ♂♂ vorhanden, Iris weiß oder gelblich weiß mit dicken und dünnen schwarzen Netzstrichen, abgerundete Punkte auf der Ober- und Unterseite der Iris und kein Augenring, KRL ♂♂ 23,2–26,2 mm, ♀♀ 25,5–27,0 mm, Maulregion in Dorsalansicht gerundet, im Profil schräg, Zahnfortsätze des Vomers eiförmig, in transversaler Reihe mit jeweils 3–5 Zähnen, Trommelfellring und großes Trommelfell erkennbar, schwache Supratympanalfalte, die oberen Rand leicht verdeckt, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, alle viszerale Peritonea, einschließlich des Herzbeutels, transparent. Verwandte Art: unbeschriebene *Centrolene* sp. (*C. aff. condor* Ca04 bei Guayasamin et al. 2020). Ähnliche Arten: *C. condor*, *C. pipilata*, *C. solitaria*, *C. altitudinalis*, *C. buckleyi*, *C. ballux*, *C. heloderma*, *C. daidalea*,

C. sanchezi, *Cochranella resplendens*, *Nymphargus posadae* (Guayasamin et al. 2020, Székely et al. 2023).

Verbreitung und Lebensraum

Die Gattung *Centrolene* ist endemisch in den nördlichen Anden von der Cordillera de Mérida in Venezuela über die Anden von Kolumbien und Ecuador bis zur Cordillera de Huancabamba im nördlichen Peru verbreitet (1.100–3.500 m ü. NN). Die entsprechend den Höhenlagen anzutreffenden Waldtypen bilden mit wenigen Ausnahmen das Habitat für die Reproduktion, in dem sich die Larven der Vertreter der *Centrolene* in Bächen entwickeln (Guayasamin et al. 2009).

Centrolene acanthidiocephalum: Andenwälder des Santuario de Fauna y Flora Guanentá, Alto del Río Fonce (Virolín und El Encino), Gemeinden Charalá und Gámbita am Westhang der Cordillera Oriental, Departamento de Santander, Kolumbien (1.750–2.100 m ü. NN). In der Vegetation und an felsigen Rändern entlang von Bächen im Nebelwald. Die Frösche riefen in einer Höhe von nicht mehr als 3 m über dem Boden aus der buschigen und krautigen Vegetation, insbesondere von Blättern der Gattungen *Heliconia* und *Asplundia* (Ruiz-Carranza & Lynch 1989).

Centrolene altitudinalis: Diese Art ist aus den bewaldeten Gebieten des Beckens des Río Albarregas am Monte Zerpa (Typuslokalität), La Joya, nordöstlich von Mérida-Stadt und aus dem Bach Caño Seco in der Finca El Cedral-Altos de San Luis im Bundesstaat Mérida, Venezuela bekannt (1.900–2.400 m ü. NN). Flüsse mit hohem Gefälle im Einzugsgebiet des Río Albarregas, Bachlebensräume in feuchten montanen Tropenwäldern. Sie scheint wenig oder gar keine Toleranz gegenüber der Zerstörung von Lebensräumen zu zeigen (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Centrolene antioquiensis: bekannt aus den Departamentos Antioquia, Caldas und Tolima an der Westflanke der zentralen Anden in Kolumbien, möglicherweise weitere Nachweise aus Urrao an der Ostflanke der westlichen Anden (1.730–2.450 m ü. NN). Lebensraum: montane, subandine Wälder an Flussläufen. Die Art benötigt für ihre Fortpflanzung einen Galeriewald über den Bächen (Rivera-Correa 2010).

Centrolene azulae: nur von der Typuslokalität bekannt: km 184, 3,3 km westlich von Fundo Nuevo Mundo, einem isolierten Nebelwald der Cordillera Azul zwischen Tingo Maria und Pucallpa, im Departamento Huánuco, Zentralperu (1.500 m ü. NN). Bachlebensräume in montanen Tropenwäldern, in denen die Bäume im Allgemeinen weit auseinanderstehen und durch 2–3 m hohe Büsche getrennt sind. Innerhalb dieser Gebiete gibt es auch feuchte Senken und kleine Schluchten mit etwas höherem (4–9 m) Elfenwald (Flores & McDiarmid 1989).

Centrolene ballux: bekannt aus sechs Fundorten in den Nebelwäldern der Provinzen Carchi, Imbabura, Pichincha und Santo Domingo de los Tsáchilas (Ecuador) und einem Fundort im Departamento Nariño (Kolumbien) an den pazifischen Hängen der Cordillera Occidental der Anden. Vorkommen im Tal des Río Saloya in Ecuador evtl. erloschen, allerdings sporadische Nachweise in der Reserva Las Gralarias und am Río Canchupi (1.700–2.340 m ü. NN). Lebensraum in feuchten Bergwäldern, einzelne Exemplare können nachts in der Vegetation an Flüssen, Bächen und Straßengraben gefunden werden, hält sich auf Blattoberflächen von Farnen oder Büschen und Bäumen 0,5–8 m über kleinen Gewässern auf (Duellman & Burrowes 1989, Hutter & Guayasamin 2012).

Centrolene buckleyi: verbreitet in den Anden Kolumbiens und Ecuadors (Bundesstaaten Azuay, Bolívar, Carchi, Cotopaxi, Imbabura, Loja, Napo, Pichincha, Zamora Chinchipe, Sucumbíos, Chimborazo), bis in den Norden Perus (Huancabamba, Departamento Piura). Diese Art ist mit Sicherheit nur aus der Cordillera Oriental und der Cordillera Occidental der ecuadorianischen Anden bekannt. Subpopulationen aus Kolumbien werden als *C. aff. buckleyi* angesehen und gehören vermutlich zu einer anderen Art, die wahrscheinlich in naher Zukunft von diesem Taxon abgespalten werden wird. Höhenverbreitung 2.050–3.300 m ü. NN. Die Art lebt in Bergwäldern, im andinen Buschwerk und in Paramos. Tagsüber wurde sie auf terrestrischen Bromelien und Epiphyten in der Nähe oder auch abseits von Bächen in Sekundärwäldern und Grasland gefunden. Nachts wurden Individuen aktiv in terrestrischen Bromelien und in der Vegetation über Bächen, Teichen und Sümpfen in Primär- und Sekundärwäldern gefunden. Die ♂♂ kämpfen kopfüber baumelnd, während sie sich mit ihren Hinterbeinen an der Vegetation und sich gegenseitig am Bauch festhalten. Ein ♂ wurde auf einem Blattspross in der Nähe eines Geleges (nicht auf dem Blatt selbst) etwa 1,6 m über dem Bachlauf gefunden (Bolívar-García et al. 1999, Guayasamin et al. 2008a, Guayasamin et al. 2020, Amador et al. 2018).

Centrolene camposi: bekannt nur von der Typuslokalität (La Enramada) in der Provinz Azuay, nahe der Grenze zur Provinz El Oro, an den südwestlichen Hängen der Cordillera Occidental der Anden Ecuadors (2.900 m ü. NN). Dieses Ökosystem ist durch Bäume mit einer Höhe von mehr als 15 m gekennzeichnet, die dicht mit Epiphyten wie Bromelien, Moosen und Orchideen bewachsen sind, beide bekannten Individuen wurden an einem steilen Bach gefunden (Cisneros-Heredia et al. 2023).

Centrolene charapita: lediglich von zwei Individuen an der Typuslokalität in der Nähe des Dorfes La Oliva, hinter dem Dorf Muyo (49 km nördlich von Bagua), Amazonas-Region, Peru und aus der Reserva Natural Maycu, Provinz Zamora Chinchipe, Ecuador, bekannt. Die Art kommt wahrscheinlich in den Zwischengebieten zwischen den beiden bekannten Fundorten vor (680–1.220 m ü. NN). Lebensraum in primären und sekundären tropischen Tiefland- und Bergwäldern in der Nähe von Wasserquellen. Einzelne Exemplare wurden auf der Vegetation am Rande von Bächen und Flüssen in bis zu 5 m Höhe gefunden (Twomey et al. 2014, Pérez-Rosales & Pinto 2017).

Centrolene condor: nachgewiesen an der Typuslokalität „Destacamento Militar Cóndor Mirador“, westliche Abhänge der Cordillera del Cóndor, Provinz Zamora Chinchipe, Ecuador (1.750–1.850 m ü. NN). Die Art bewohnt primäre und sekundäre Elfenwälder. Man hat die ♂♂ zwischen den Blättern der Flussvegetation einige Zentimeter über dem Wasser rufen hören (Cisneros-Heredia & Morales-Mite 2008).

Centrolene daidalea: feuchte Wälder am Westhang der Cordillera Oriental von Kolumbien in den Departamentos Boyacá, Cundinamarca, César und Santander, zwischen 1.600 und 2.060 m Höhe; auch vom Osthang der Sierra de Perija, Zulia, Venezuela, von 800–1.832 m Höhe gemeldet. Diese Art bewohnt die Vegetation in der Nähe von Bächen in prämontanen, montanen und Nebelwäldern und wurde auch in Sekundärwäldern beobachtet. Man fand Individuen 1,5 m über dem Wasser, die aktiv von den Blättern von Büschen, an Bächen und den Hauptläufen von Flüssen riefen. In den Departamentos Santander und Norte de Santander wurde diese Art häufig und reichlich an degradierten Bächen in der Nähe von unbefestigten Straßen und Weiden gefunden. In Venezuela waren fast alle kleinen Flüsse, an denen Individuen gefunden wurden, von Primärwald umgeben, mit hoher Luftfeuchtigkeit, reichlich Farne und Helioconiaceae-, Araceae- und Cyrtanthaceae-Pflanzen. Frösche rufen und laichen oft

auf Farnen, in Manastara wurden Individuen auf Sträuchern und Kaffeepflanzen in Sekundärwäldern gefunden, vor allem auf Farnen und Cyclanthaceae in Cerro Las Antenas (Ruiz-Carranza & Lynch 1991c, Rada et al. 2007, Stuart et al. 2008, Cardozo-Urdaneta & Señaris 2012).

Centrolene ericsmithi: s. *C. camposi*; ♂♂ rufen von Blattoberseiten.

Centrolene geckoidea: in den drei Andenkordillern Kolumbiens (Cordillera Occidental, Central und Oriental; in den Departamentos Antioquia, Valle del Cauca, Caldas, Quindío, Risaralda, Tolima, Boyacá und Caquetá), südlich bis zum pazifischen Andenhang Ecuadors (Provinzen Carchi und Pichincha) (1.750–2.525 m ü. NN). Diese Art lebt in den Nebelwäldern, wo sie auf der Vegetation neben fließendem Wasser oder auf Felsen in Bächen und hinter Wasserfällen zu finden ist. Sie ist sehr anfällig gegenüber Abholzung und überlebt nicht in geschädigten Lebensräumen. Die Eier werden auf Felsen in der Spritzwasserzone von schnell fließenden Bächen und Wasserfällen abgelegt. Es handelt sich um eine sehr territoriale Art, und die ♂♂ bewachen die Eier.

Centrolene heloderma: Vorkommen auf der westlichen Seite der Cordillera Occidental in Kolumbien in den Departamentos Cauca, Valle del Cauca und Risaralda, südlich bis zu den Tälern Tandayapa und Saloya in Ecuador, Provinzen Pichincha und Santo Domingo (1.900–2.400 m ü. NN). Lebensraum in höheren Lagen der Nebelwälder in Baumkronen und abhängig von alten Wäldern. Die Art ist sehr schwer zu entdecken und wird eher gehört als gesehen. Sie hält sich in den regenreichsten Monaten von Dezember bis April in der Regel in Vegetationszonen auf, die 1–7 m über dem Boden liegen. Gelegentlich entfernt sie sich von Bächen, höchstwahrscheinlich, um in andere Gebiete zu wandern (Duellman 1981, Coloma et al. 2004, Hutter & Guayasamin 2012, Arteaga 2013).

Centrolene hesperia: bekannt von bewaldeten Hängen der Wasserscheide des Río Zaña auf der pazifischen Seite der Cordillera Central in der Region Cajamarca im Norden Perus (1.500–1.800 m ü. NN). Lebensraum in Bächen in montanen Wäldern, nachts sitzen die Individuen auf den Oberseiten der Blätter über den Bächen, auch tagsüber ruhen sie auf Blattoberseiten. Die Fortpflanzung dieser Art beginnt offenbar mit dem Einsetzen der Regenfälle (Januar). ♂♂ rufen und ♀♀ laichen auf den Oberseiten der Blätter 0,5–3 m über den Bächen. Die Fortpflanzungsaktivität (basierend auf der Anzahl der beobachteten Gelege in einigen Bachabschnitten) wird im Vergleich zu anderen Arten der Gattung als hoch eingeschätzt (Cadle & McDiarmid 1990).

Centrolene huilensis: bekannt nur von einem kleinen Bach an der Typuslokalität in der Gemeinde San José de Isnos am Osthang der Cordillera Central im Departamento Huila, Kolumbien, auch aus der Reserva Yanayacu, Provinz del Napo, Ecuador, gemeldet (1.980–2.190 m ü. NN). Die Art kommt in der Vegetation in der Nähe von Wasserquellen oder in Bächen in den subandinen Wäldern vor. Sie ist auf Galeriewälder angewiesen, um ihre Eier abzulegen, und reagiert daher sehr empfindlich auf die Zerstörung ihres Waldlebensraums (Mendoza-Henao et al. 2019, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene hybrida: an den Osthängen der östlichen Anden in den Bundesstaaten Boyacá, Cundinamarca und Caquetá, Kolumbien (1.420–2.020 m ü. NN). Die Art kommt in der Vegetation entlang von Bächen in montanen Wäldern vor. Sie toleriert ein gewisses Maß an Lebensraumveränderung.

Centrolene lemniscata: bekannt von den östlichen Hängen der zentralen Anden (Cordillera Central), im Wassereinzugsgebiet des Río Nieva in den Regionen San Martín und Amazonas im

Norden Perus. Die Art könnte viel weiter verbreitet sein, obwohl das tatsächliche Ausmaß ihres Vorkommens kaum bekannt ist. Höhenverbreitung 2.000–2.280 m ü. NN. Lebensraum: Bäche im prämontanen Regenwald und Nebelwald. Die Eier werden an der Spitze der Oberseite von Blättern oberhalb von Bächen abgelegt (IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2019b).

Centrolene lynchi: ursprünglich nur vom pazifischen Hang der Cordillera Occidental der Anden in Ecuador bekannt. Da jedoch *C. scirtetes* und *C. gemmata* in Synonymie mit dieser Art gestellt wurden, wurde deren Verbreitungsgebiet auch auf das südliche Kolumbien ausgedehnt. In Kolumbien wurde die Art bisher nur an einem einzigen Ort im Departamento Nariño (Reserva La Planada) nachgewiesen; zuvor wurde auch ein Vorkommen auf der westlichen Seite der Cordillera Occidental im Departamento Risaralda, Kolumbien, gemeldet, doch diese Exemplare entsprechen *C. quindianum*. Die Art kommt wahrscheinlich auch zwischen den bekannten Lokalitäten vor, ist aber selten und schwer zu entdecken (1.140–1.852 m ü. NN). Lebensraum in Nebelwäldern einschließlich Sekundärwäldern, entlang von Bächen, wo sie Waldvegetation benötigen, die das Wasser überragt, nicht in degradierten Lebensräumen. ♂♂ können sich aggressive Auseinandersetzungen liefern, wobei sie den Rivalen kopfüber hängend attackieren und sich mit ihren Füßen an Blättern und Ästen klammern. Nach der Eiablage erfolgt Brutpflege durch das ♂, ein ♂ kann drei verschiedene Gelege gleichzeitig betreuen, was auf eine polygyne Fortpflanzung schließen lässt (Duellman & Burrowes 1989, Dautel et al. 2011, Guayasamin et al. 2010, Guayasamin et al. 2020).

Centrolene medemi: bekannt von den östlichen und westlichen Hängen der Cordillera Oriental in den kolumbianischen und ecuadorianischen Anden, wurde von mehreren Orten in Kolumbien nachgewiesen, darunter die Typuslokalität Mocoa im Departamento Putumayo, Florencia im Departamento Caquetá, am Osthang der Cordillera Oriental und Icononzo im Departamento Tolima am Westhang der Cordillera Oriental sowie von einem Bach in der Nähe des Vulkans Reventador an den Amazonashängen der ecuadorianischen Anden in der Provinz Napo. Anhand von Museumsexemplaren, die in den 1990er-Jahren gesammelt wurden, ist die Art nun auch aus der Nähe des Parque Nacional Natural Cordillera de Los Picachos in San Vicente del Caguán, Departamento Caquetá, bekannt (790–1.800 m ü. NN). Lebensraum an Bachläufen in montanen Nebelwäldern, auch in Sekundärwäldern, sofern die Vegetation in der Nähe der Bäche üppig entwickelt ist. Die erwachsenen Tiere wurden nachts an Felsen, Felsspalten und felsigen Klippen entlang der Bäche gefunden; die Jungtiere wurden in Palmblättern oder Felsspalten gefunden (Suárez 1999, Guayasamin et al. 2006c).

Centrolene muelleri: bekannt von drei Fundorten an der Wasserscheide zwischen den Flüssen Huallaga und Marañón im südlichen Teil des Departamentos Amazonas sowie von der Typuslokalität im Departamento San Martín, Peru (1.830–2.050 m ü. NN). Lebensraum an Bächen im Nebelwald, einzelne Exemplare wurden nachts an Rinnsalen und Bächen gefunden, die ♂♂ wurden gesehen, wie sie von den Oberseiten der Blätter 0,5–2,5 m über dem Wasser riefen. Diese Art scheint an ungestörte Lebensräume mit relativ dichtem Blätterdach gebunden zu sein; der Standort Gocta ist jedoch offen, wobei er tief in einer Schlucht liegt (Duellman & Schulte 1993a, Twomey et al. 2014).

Centrolene notosticta: In Kolumbien kommt die Art an beiden Hängen der Cordillera Oriental in den Departamentos Cundinamarca, Boyacá, Santander und Norte Santander vor, in Venezuela wurde dieser Glasfrosch an einer Stelle im östlichen Teil der Sierra de Perijá (Bundesstaat Zulia) in Campamento Guacharaca, Caño Tétari Kopejoacha, im Becken des Río Negro nachge-

wiesen (1.600–2.440 m ü. NN). Lebensraum in der Vegetation am Rande von Bächen in Nebelwäldern. Außerhalb von Urwäldern ist sie nicht anzutreffen (Rojas-Runjaic et al. 2012, Viuche-Lozano et al. 2018, Barrio-Amorós et al. 2019).

Centrolene paezorum: lediglich von der Typuslokalität bekannt: Gemeinde Inza im Departamento Cauca am Osthang der Cordillera Central der kolumbianischen Anden. Vermutlich kommt die Art weiter verbreitet vor, aber das muss noch bestätigt werden (3.030 m ü. NN). Der Holotypus wurde nachts auf dem Blatt einer Bromelien-Art der Gattung *Puya* („achupalla“) im subandinen Wald, einige Meter von einer felsigen Schlucht entfernt und etwa 50 cm über dem Boden gefunden (Ruiz-Carranza et al. 1986).

Centrolene peristicta: Vorkommen entlang des Westhangs der Cordillera Occidental in Kolumbien, von Urrao südlich bis zu den nordwestlichen Hängen der Anden in Ecuador (Provinzen Pichincha und Carchi) (1.350–1.820 m ü. NN). Es handelt sich um eine Art der ungestörten Nebelwälder, die nicht in sekundären Lebensräumen gefunden wurde (Guayasamin et al. 2020).

Centrolene petrophilum: bekannt von sechs Lokalitäten an der Ostflanke des nördlichen Teils der Cordillera Oriental, Departamento Boyacá, Kolumbien (1.600–2.200 m ü. NN). Lebensraum in der Vegetation neben oder über Bächen im Nebelwald, kann aber auch im Sekundärwald vorkommen. Die Art legt ihre Eier an Felsen an Bächen ab, die Larven entwickeln sich im Wasser.

Centrolene pipilata: an den Amazonashängen der Anden im Río Salado, Río Azuela und 16 km von Santa Rosa entfernt in den Provinzen Napo und Sucumbíos, Ecuador (1.300–1.910 m ü. NN). Lebensraum in der Nähe von Bächen im Nebelwald, wurde in einer Höhe von über 3 m über dem Boden beobachtet, nicht in anthropogenen Lebensräumen nachgewiesen.

Centrolene quindianum: bekannt aus Kolumbien, wo die Art in den Andenkordillern vom südlichen Antioquia bis nach Filandia und Salento im Departamento Quindio sowie in Ucumari und Pereira im Departamento Risaralda an der Westflanke der Cordillera Central vorkommt. Die Art wurde auch 3,5 km nördlich der Stadt Manizales in der Nähe des Baches Aguasclaras nachgewiesen (1.900–2.050 m ü. NN). Lebensraum in der Vegetation neben Bächen in den subandinen Wäldern. Die Art wurde auch in Galeriewäldern in der Nähe von Kiefernplantagen und ländlichen Gebieten gefunden (Ruiz-Carranza & Lynch 1995c, Rada und Guayasamin 2008, Rojas-Morales et al. 2011).

Centrolene robledo: nördlich der Cordillera Central im Departamento Antioquia, an der Ostflanke der Cordillera Central in den Departamentos Risaralda und Valle del Cauca sowie an der Westflanke der Cordillera Central in den Departamentos Caldas und Tolima in Kolumbien (800–2.940 m ü. NN). Lebensraum in der Vegetation neben Bächen im Nebelwald, auch in Sekundärwäldern in der Nähe von Gewässern nachgewiesen. Allerdings wurden keine Individuen außerhalb des Waldes gefunden.

Centrolene sabini: bekannt lediglich von zwei Bächen entlang der Straße im Kosñipata-Tal im oberen Manu-Nationalpark an den Amazonasabhängen im Südosten der peruanischen Anden, wo diese Art offenbar nur in einem engen Höhen- und geografischen Bereich im Süden Perus vorkommt, und es ist nicht bekannt, ob sie weitverbreitet ist (2.750–2.800 m ü. NN). Lebensraum an schnell fließenden Bächen in montanen Wäldern.

Centrolene sanchezi: Diese Art war bisher nur von der Typuslokalität an der Ostflanke der Cordillera Oriental, Florencia, im Departamento Caquetá, Kolumbien, bekannt. Nach den Synonymisierungen von *C. bacata* und *C. guanacarum* (s. o.) ist sie nun an fünf isolierten Orten an den Amazonashängen der Anden von Ecuador und Kolumbien und an einem Ort am Osthang der kolumbianischen Cordillera Central nachgewiesen (1.800–2.350 m ü. NN). Lebensraum in Nebelwäldern, einzelne Exemplare wurden in der Vegetation über Bächen sowohl im Primär- als auch im Sekundärwald gefunden. Die Art benötigt zur Eiablage Galeriewälder und ist nicht in der Lage, in gestörten Lebensräumen zu überleben (Guayasamin et al. 2020).

Centrolene savagei: Vorkommen am Westhang der Cordillera Central in den Departamentos Quindío und Risaralda, am Osthang der Cordillera Central im Departamento Caldas und am Westhang der Cordillera Occidental im Departamento Valle del Cauca in Kolumbien (1.400–2.410 m ü. NN). Lebensraum in subandinen Wäldern auf der Vegetation in der Nähe von fließenden Gewässern wie Bächen. Die Art kommt auch in Sekundärwäldern und gestörten Lebensräumen vor, vorausgesetzt, es gibt genügend Ufervegetation.

Centrolene solitaria: Zunächst nur von der Typuslokalität an der Ostflanke der Cordillera Oriental, Florencia, im Departamento Caquetá, Kolumbien, bekannt, wurde die Art an zwei neuen Fundorten in Fuente De Lavapatas und Pitalito im Departamento Huila nachgewiesen. Möglicherweise ist sie noch weiterverbreitet (1.318–1.730 m ü. NN). Lebensraum in Baumkronen des Nebel- und Sekundärwaldes. Am Standort Fuente De Lavapatas wurde die Art jedoch auch in der niedrigen Vegetation entlang großer, schnell fließender Bäche in der Nähe von Wäldern nachgewiesen (Ruiz-Carranza & Lynch 1991c, Malambo et al. 2017).

Centrolene venezuelensis: venezolanische Anden von Táchira bis Mérida; Sierra de Perijá, Zulia, Venezuela, möglicherweise bis Kolumbien (2.100–3.050 m ü. NN). Lebensraum an Bächen, Teichen und sumpfigen Lebensräumen in feuchten montanen Tropen- und Bambuswäldern. Die Art scheint eine gewisse Widerstandsfähigkeit gegenüber Störungen zu zeigen (Señaris & Ayarzagüena 2005, Rojas-Runjaic et al. 2012).

Centrolene zarza: derzeit nur aus dem Refugio de Vida Silvestre El Zarza, Provinz Zamora Chinchipe, Südecuador bekannt (1.434–1.480 m ü. NN). Lebensraum in einem immergrünen, niedermontanen Waldökosystem, (lokal) häufige Art, alle Exemplare wurden nachts auf den Blattoberseiten der Vegetation an zwei kleinen Bächen gefunden (Székely et al. 2023).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Centrolene acanthidiocephalum: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2017–03–07)

Centrolene altitudinalis: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2020–02–10)

Centrolene antioquiense: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 2016–08–02)

Centrolene azulae: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2018–03–23)

Centrolene ballux: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii,v), assessed 2016–07–18)

Centrolene buckleyi: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, A2ce+3ce, assessed 2021–01–25)

Centrolene camposi: bislang nicht eingestuft durch die IUCN.

- Centrolene charapita*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2021–01–15)
- Centrolene condor*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, A3c; B1ab(iii,v), assessed 2020–11–12)
- Centrolene daidalea*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2020–06–29)
- Centrolene ericsmithi*: bislang nicht eingestuft durch die IUCN.
- Centrolene geckoidea*: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, D, assessed 2016–08–02)
- Centrolene heloderma*: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii,v), assessed 2016–08–02)
- Centrolene hesperia*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2018–03–30)
- Centrolene huilensis*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2018–12–14)
- Centrolene hybrida*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018–12–19)
- Centrolene lemniscata*: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2018–03–28)
- Centrolene lynchi*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2021–01–13)
- Centrolene medemi*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, D, assessed 2018–12–14)
- Centrolene muelleri*: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2017–03–29)
- Centrolene notosticta*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2020–07–02)
- Centrolene paezorum*: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2017–03–07)
- Centrolene peristicta*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2016–08–05)
- Centrolene petrophilum*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii)+2ab(iii), assessed 2016–08–02)
- Centrolene pipilata*: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, B1ab(iii), assessed 2016–07–19)
- Centrolene quindianum*: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2016–08–02)
- Centrolene robledo*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2014–08–15)
- Centrolene sabini*: Gefährdet – VU (Vulnerable, D2, assessed 2017–04–18)
- Centrolene sanchezi*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B2ab(iii), assessed 2021–01–20)
- Centrolene savagei*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2016–08–02)
- Centrolene solitaria*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2018–06–29)
- Centrolene venezuelensis*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2020–04–30)
- Centrolene zarza*: bislang nicht eingestuft durch die IUCN.

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Ecuador

Amphibians of Ecuador/Anfibios de Ecuador (Centro Jambatu (2011–2020) V1.23)

PE (möglicherweise ausgestorben – Posiblemente extinta):

Centrolene geckoidea

CR (vom Aussterben bedroht):

Centrolene ballux

Centrolene buckleyi

Centrolene charapita

Centrolene heloderma

Centrolene lynchi

Centrolene medemi

Centrolene pipilata (endemische Art)

EN (Stark Gefährdet):

Centrolene condor (endemische Art)

Centrolene sanchezi

NT (Nicht bedroht):

Centrolene peristicta

DD (ungenügende Datengrundlage):

Centrolene huilensis

Kolumbien

Libro Rojo de los Anfibios del Valle del Cauca (Castro-Herrera & Bolívar-García 2010)

NatureServe Status S1 (Critically Imperiled):

Centrolene buckleyi

Centrolene geckoidea

NatureServe Status S1S2:

Centrolene grandisonae

NatureServe Status S2 (Imperiled):

Centrolene heloderma

NatureServe Status S3 (Vulnerable):

Centrolene peristictum

NatureServe Status SU (Unclassifiable):

Centrolene savagei

Peru

Libro Rojo de la Fauna Silvestre Amenazada del Perú (SERFOR 2018)

EN (En Peligro):

Centrolene azulae

Centrolene audax

Centrolene hesperium

VU (Vulnerable):

Centrolene buckleyi

Centrolene muelleri

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschliche Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden und Düngern sowie Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UV-B-Strahlung zu nennen.

Centrolene acanthidiocephalum: Die Datenlage ist unzureichend, da keine aktuellen Informationen über die Größe des Vorkommens, den Populationsstatus, die ökologischen Anforderungen und die Bedrohungen vorliegen. Diese Art ist möglicherweise stark rückläufig, aber der Rückgang der Populationen kann nicht quantifiziert werden, und es sind dringend weitere Feldforschungen erforderlich, um den Fortbestand dieser Art zu bestätigen.

Centrolene altitudinalis: aufgrund des nur 729 km² großen Verbreitungsgebiets und der Anfälligkeit für Habitatdegeneration stark gefährdete, seltene Spezies, welche weiterhin durch regelmäßige Überflutungen, gebietsfremde invasive Fischarten und den möglichen Einfluss des Chytridpilzes geschwächt werden kann.

Centrolene antioquiensis: potenziell gefährdet durch die rückläufige Größe und Qualität ihres Lebensraums in den zentralen kolumbianischen Anden, namentlich die Abholzung der Wälder infolge Landwirtschaft, Viehzucht und Wasserverschmutzung (Rivera-Correa 2010).

Centrolene azulae: Ungewissheit über die Größe der Vorkommen, den Populationsstatus und die ökologischen Anforderungen. Seit der Bewertung von 2004 sind keine weiteren Informationen verfügbar. Die Art ist nur von einem einzigen weiblichen Exemplar bekannt, das 1966 gesammelt wurde; es besteht zudem Unsicherheit über den taxonomischen Status.

Centrolene ballux: als stark gefährdet eingestuft, da das Verbreitungsgebiet überschaubar ist und die Art an mehreren nicht zusammenhängenden, als bedroht eingestuften Orten vorkommt. Größe und Qualität des Lebensraums sowie die Zahl der geschlechtsreifen Exemplare ist vor allem aufgrund von landwirtschaftlichen Aktivitäten, Abholzung und eingeführten Forellen kontinuierlich rückläufig (Hutter & Guayasamin 2012).

Centrolene buckleyi: als vom Aussterben bedroht eingestuft, weil diese ehemals häufig vorkommende Art in den letzten zehn Jahren (2011–2020) vermutlich um mindestens 80 % zurückgegangen ist und auch in den nächsten zehn Jahren (2021–2031) mit einem Rückgang von mindestens 80 % zu rechnen ist, der auf Einflüsse wie Chytridiomykose, Neozoen (Forellen), Verschlechterung der Lebensraumqualität durch Landwirtschaft, Viehhaltung und Klimawandel zurückzuführen ist (Ortega-Andrade et al. 2021).

Centrolene camposi: Faktoren wie Lebensraumverlust, Degradierung und Fragmentierung durch legale und illegale Abholzung, die Ausweitung der landwirtschaftlichen und Bergbauaktivitäten sind unzureichend erforscht, weshalb in der Erstbeschreibung die Kategorie „Data Deficient“ (ungenügende Datenlage) der Roten Liste der IUCN auf nationaler und globaler Ebene erfolgte (Cisneros-Heredia et al. 2023).

Centrolene charapita: stark gefährdet aufgrund eines nur 614 km² großen Verbreitungsgebiets sowie der bekannten Abnahmen hinsichtlich Ausdehnung und Qualität des Lebensraums an den östlichen Hängen der Anden im Süden Ecuadors und im Norden Perus. Im gesamten Verbreitungsgebiet geht der Lebensraum durch Landwirtschaft, Holzeinschlag, Straßenbau und menschliche Besiedlung weiter verloren. In der Cordillera del Condor stellt der Bergbau eine ernsthafte Bedrohung dar.

Centrolene condor: In Anbetracht der Tatsache, dass die Art nur von wenigen Orten in einer isolierten Bergkette (Cordillera del Cóndor) bekannt ist, die von umfangreichen Berg- (Kupfer,

Gold) und Straßenbauaktivitäten und der damit verbundenen Abholzung und Verschmutzung geprägt ist, gilt die Art als stark gefährdet.

Centrolene daidalea: In Anbetracht der weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population wird diese Art trotz widriger anthropogener Einflüsse als nicht gefährdet eingestuft.

Centrolene ericsmithi: s. *C. camposi*.

Centrolene geckoidea: als vom Aussterben bedroht (möglicherweise ausgestorben) eingestuft, da diese einst weit verbreitete Art in den 1990er-Jahren offenbar einen drastischen Populationsrückgang erlitten hat, der sich aus dem offensichtlichen Verschwinden des größten Teils oder der gesamten Population ergibt, was möglicherweise auf Chytridiomykose, exotische Raubfische in den Flüssen und die Verschmutzung durch das Besprühen mit Giften illegaler Kulturen zurückzuführen ist. Darüber hinaus leidet die Art in ihrem gesamten Verbreitungsgebiet unter dem kontinuierlichen Verlust und der Verschlechterung ihres Lebensraums durch Landwirtschaft, Holzeinschlag und menschliche Siedlungen. Wenn es noch eine Population gibt, dann vermutlich mit weniger als 50 geschlechtsreifen Individuen. In Ecuador scheinen alle Teilpopulationen inzwischen ausgerottet zu sein, da die Art bei jüngsten Erhebungen nicht mehr nachgewiesen werden konnte. In Kolumbien war die Art in den 1980er- bis 1990er-Jahren häufig anzutreffen; bei neueren Erhebungen an vielen der Orte, an denen sie früher vorkam, wurde sie jedoch nicht mehr erfasst. Der letzte Nachweis in Kolumbien stammt aus dem Jahr 1997 (Lynch & Grant 1998).

Centrolene heloderma: als gefährdet eingestuft, da ihr Vorkommen überschaubar ist, sie an mehreren Orten bedroht ist und die Ausdehnung und Qualität ihres Lebensraums sowie die Zahl der geschlechtsreifen Exemplare aufgrund von landwirtschaftlicher Entwicklung, Feuer, Abholzung und menschlicher Besiedlung, Klimawandel und der Einfuhr exotischer Raubfische kontinuierlich abnimmt. In der Bewertung von 2004 wurde spekuliert, dass der starke Populationsrückgang durch eine Verschiebung der Wolkendecke an den Berghängen infolge des Klimawandels verursacht wurde, was zu einer geringeren Luftfeuchtigkeit im Höhenbereich der Art führte (wahrscheinlich verstärkt durch die Fragmentierung des Habitats). Es gibt Bemühungen, die Bestände dieser Art in Schutzgebieten in Kolumbien zu vergrößern, und die Rote Liste der IUCN hat dazu aufgerufen, eine Population dieser Frösche in Menschenobhut zu erhalten (Coloma 2004, AmphibiaWeb 2023).

Centrolene hesperia: als stark gefährdet eingestuft, weil das geschätzte Verbreitungsgebiet nur 309 km² beträgt, die Art an zwei als bedroht eingestuften Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität ihres Lebensraums auf der pazifischen Seite der Cordillera Central in Peru weiter abnimmt.

Centrolene huilensis: als stark gefährdet eingestuft, weil ihr Areal mit 3.775 km² überschaubar ist, sie an mehreren als bedroht eingestuften Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität ihres Lebensraums in den kolumbianischen und ecuadorianischen Anden vor allem aufgrund der Abholzung für die Viehzucht kontinuierlich abnimmt. Absteigender Populations-trend.

Centrolene hybrida: aufgrund des relativ großen Verbreitungsgebiets, der Toleranz gegenüber Lebensraumveränderungen und einer stabilen, vermutlich auch großen Population als nicht gefährdet eingestuft.

Centrolene lemniscata: Aufgrund der anhaltenden Unsicherheiten hinsichtlich des taxonomischen Status, des Ausmaßes des Vorkommens, des Populationsstatus und der Bedrohungen

wird diese Art mit „Data Deficient“ eingestuft. Es ist nicht klar, worin die größten Bedrohungen für diese Art bestehen. Es gibt eine allgemeine regionale Zerstörung und einen Verlust von Lebensräumen durch zunehmende landwirtschaftliche Aktivitäten, selektive Holzentnahme und menschliche Besiedlung. Möglicherweise ist diese Art auch durch Chytridiomykose gefährdet.

Centrolene lynchi: als stark gefährdet eingestuft, da das Areal mit 4.268 km² begrenzt ist, fünf Lokalitäten an bedrohten Orten vorkommen und die Ausdehnung und Qualität ihres Lebensraums aufgrund von landwirtschaftlichen Aktivitäten, Abholzung und anderen vom Menschen verursachten Bedrohungen kontinuierlich abnimmt. Zu den größten Bedrohungen für diese Art gehören die Abholzung der Wälder aufgrund landwirtschaftlicher Aktivitäten (einschließlich des Anbaus illegaler Pflanzen in Kolumbien), die Abholzung und die Besiedlung durch den Menschen. Eine weitere wahrscheinliche Bedrohung ist die Einführung exotischer Raubfischarten in die Flüsse. Auch die Chytridiomykose kann bei dem offensichtlichen Verschwinden dieser Art aus Teilen ihres Verbreitungsgebiets in den 1980er- und 90er-Jahren nicht ausgeschlossen werden.

Centrolene medemi: angesichts eines drastischen Rückgangs der Populationen und des offensichtlichen Verschwindens der Art seit den 1990er-Jahren als stark gefährdet eingestuft. Es wird vermutet, dass die Populationen schon vor mehr als zehn Jahren stark zurückgegangen sind, möglicherweise aufgrund der Ausbreitung des Chytridpilzes. Es ist wahrscheinlich, dass diese Art nur noch in geringer Zahl überlebt hat, möglicherweise mit weniger als 250 erwachsenen Individuen. Die Art wurde noch in den 1990er-Jahren als häufig angesehen, allerdings stammt auch die letzte Beobachtung dieser Art aus der Mitte der 1990er-Jahre im Parque Nacional Natural Cordillera Los Picachos, Departamento Caquetá. In Ecuador ist sie nur von einem einzigen Exemplar bekannt, das im März 1975 gesammelt wurde (Guayasamin et al. 2006c).

Centrolene muelleri: Aufgrund der anhaltenden Ungewissheit über die Größe des Vorkommens, den Populationsstatus und die Gefährdungsfaktoren wird diese Art mit „Data Deficient“ geführt. Generell ist ein fortschreitender regionaler Lebensraumverlust aufgrund zunehmender landwirtschaftlicher Aktivitäten, selektiver Holzentnahme und menschlicher Besiedlung zu verzeichnen. Die zwischen den Bergen liegenden Täler in der Region werden intensiv bewirtschaftet. Diese Art wurde 1993 anhand eines einzigen, 1989 gesammelten Exemplars beschrieben und war bis 2007 nur durch diesen Holotypus bekannt. Sechs weitere Exemplare wurden bei zwei Expeditionen am Fuße des Gocta-Wasserfalls in Amazonas in den Jahren 2007 und 2011 nachgewiesen, ein weiteres Exemplar wurde 2011 7,4 km südöstlich von Puente Vilcaniza gesammelt. Das geschätzte Verbreitungsgebiet beträgt 233 km², und es wird angenommen, dass alle Individuen dieser Art nur an drei als bedroht eingestuften Orten vorkommen. Die Exemplare vom Gocta-Wasserfall könnten auch eine unbeschriebene Art darstellen, sind aber in dieser Bewertung noch enthalten, bis eine genaue taxonomische Analyse erfolgt ist (Twomey et al. 2014).

Centrolene notosticta: Angesichts ihrer weiten Verbreitung, der vermutlich großen Population und der verbleibenden geeigneten Lebensräume in ihrem gesamten Verbreitungsgebiet wird die Art als nicht gefährdet eingestuft. Lebensraumverluste durch Viehzucht und Ackerbau sind dennoch eine Bedrohung für diese Art, die auch aus Bächen verschwindet, in die Forellen eingeführt wurden, wie z. B. in El Rasgon. Die Art ist jedoch noch weit verbreitet und wurde in letzter Zeit häufig gesichtet.

Centrolene paezorum: Aufgrund der anhaltenden Ungewissheit über die Größe des Vorkommens, den Populationsstatus, die ökologischen Anforderungen und die Bedrohungen wird diese Art mit „unzureichender Datengrundlage“ eingestuft. In der Region, in der sie vorkommt, werden die Wasserverschmutzung durch Landwirtschaft und die Störung durch den Menschen aufgrund des Anbaus illegaler Pflanzen als Problem angesehen. Es sind jedoch weitere Feldstudien erforderlich, um zu klären, wie sich diese Bedrohungen auf die Art auswirken, insbesondere im Hinblick auf einen möglichen Rückgang der Population. Es gibt keine Informationen über den Populationsstatus dieser Art, die bisher nur von einem Exemplar (einem erwachsenen ♀) bekannt ist.

Centrolene peristicta: Obwohl die Art relativ weit verbreitet ist und vermutlich eine große Population an den Westhängen der Cordillera Occidental in Kolumbien und Ecuador aufweist, scheint ihre Gesamtpopulation abzunehmen; sie wird daher als gefährdet eingestuft. Die Hauptbedrohungen für diese Art sind die Abholzung der Wälder und die Zersplitterung des Lebensraums, vor allem durch landwirtschaftliche Aktivitäten, einschließlich Ackerbau und Viehzucht, die Verschmutzung durch die Landwirtschaft, die Entwicklung von Wasserkraftwerken und die Abholzung. Die Art wurde zwar positiv auf den Chytridpilz getestet, zeigte aber während einer zweijährigen Überwachungsstudie im Reserva Las Gralarias, Ecuador, keine Anzeichen für einen Populationsrückgang (Guayasamin et al. 2014).

Centrolene petrophilum: als stark gefährdet eingestuft, da ihr Verbreitungsgebiet lediglich 139 km² beträgt; die meisten Populationen befinden sich an als bedroht eingestuften Standorten, weil dort die Abholzung der Wälder durch landwirtschaftliche Aktivitäten (Viehzucht und Ackerbau) und der Bergbau voranschreiten. Bis Mitte der 1980er-Jahre handelte es sich um eine häufige Art, die jedoch 2010 und 2011 nicht wieder nachgewiesen werden konnte (Colombia Red List Assessment Workshop August 2016).

Centrolene pipilata: vom Aussterben bedroht, da ihre Verbreitung im Nordosten Ecuadors sehr begrenzt ist (Größe des Vorkommens: 48 km²) und sie nur an einem einzigen Ort vorkommt, an dem die Ausdehnung und die Qualität ihres Lebensraums aufgrund der Aktivitäten im Zusammenhang mit dem Bau eines Staudamms und anderer vom Menschen verursachter Aktivitäten kontinuierlich abnehmen. Das Fehlen von Beobachtungen seit 1977 trotz Nachforschungen bedeutet, dass die Art bereits ausgestorben sein könnte. Durch das Verbreitungsgebiet dieser Art verläuft eine Ölleitung, die bei einem möglichen Ausbruch des aktiven Vulkans El Reventador zerstört werden könnte.

Centrolene quindianum: als gefährdet eingestuft, da das Verbreitungsgebiet und die Qualität des Lebensraums aufgrund der Ausdehnung von Viehzucht und Landwirtschaft ständig weiter abnehmen. Die Art kann aber auch in gestörten Biotopen vorkommen, solange es dort genügend Ufervegetation gibt. Es handelt sich um eine lokal verbreitete Art, die im größten Teil ihres Verbreitungsgebiets selten ist. Es wird vermutet, dass die Population insgesamt rückläufig ist (Rojas-Morales & Escobar-Lasso 2013).

Centrolene robledo: derzeit nicht gefährdet, da ihr Verbreitungsareal auf 43.139 km² geschätzt wird und es zum Zeitpunkt dieser Bewertung keine Anzeichen für einen anhaltenden Rückgang gab. Die Art gilt als weit verbreitet, die Populationen als fragmentiert, auch die Fläche und die Qualität des Lebensraums nehmen kontinuierlich ab. Diese Bedrohungen sind jedoch über ein relativ großes geografisches Gebiet verteilt. Darüber hinaus ist die Art aus mehreren Schutzgebieten bekannt.

Centrolene sabini: eingestuft mit „unzureichender Datenlage“ in Anbetracht der anhaltenden Ungewissheit über die Größe des Vorkommens, den Populationsstatus und die ökologischen Anforderungen. Unter IUCN-Kriterium D2 (sehr kleines, bedrohtes Verbreitungsgebiet) als gefährdet eingestuft, da Erdbeben in dem einzigen Tal, aus dem die Art bekannt ist, verheerende Auswirkungen haben könnten. Die Ausdehnung des Vorkommens beträgt lediglich 10 km², basierend auf dem einzigen bekannten Standort, was möglicherweise noch eine Überschätzung darstellt, und die sehr begrenzte Verbreitung und geringe Populationsgröße machen diese Art anfällig für stochastische Ereignisse (zufällig auftretende Naturkatastrophen). Die Amphibiengemeinschaften im oberen Manu-Nationalpark sind in den letzten zehn Jahren während einer Epidemie mit *Batrachochytrium dendrobatidis* zusammengebrochen, die wahrscheinlich die Ursache für das lokale Aussterben der meisten sympatrischen Glasfroscharten ist (Catenazzi et al. 2011, Catenazzi et al. 2012).

Centrolene sanchezi: als stark gefährdet eingestuft, weil ihr Verbreitungsgebiet begrenzt ist (vermutet 20–500 km²), die Art an fünf als bedroht eingestuften Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität ihres Lebensraums an den Amazonashängen der Anden in Ecuador und Kolumbien kontinuierlich abnehmen. Die Hauptbedrohung für diese Art ist der starke Verlust ihres Lebensraums durch die Ausweitung der Landwirtschaft und Viehzucht. In Kolumbien stellt der Anbau illegaler Nutzpflanzen eine zusätzliche Bedrohung dar, während im Süden Ecuadors der Bergbau eine weitere Gefahr darstellt. Diese Art gilt als selten. Aus dem anhaltenden Rückgang der Qualität und Ausdehnung des Lebensraums dieser Art lässt sich ein rückläufiger Trend der Population ableiten (Guayasamin et al. 2020).

Centrolene savagei: als nicht gefährdet eingestuft, da das geschätzte Verbreitungsgebiet 33.534 km² beträgt und die Populationsentwicklung stabil scheint. Die Art kommt auch in geschützten Gebieten vor, ist nicht von bekannten größeren Bedrohungen betroffen und in der Lage, sich an manche gestörten Situationen anzupassen. Zu den lokalen Bedrohungen gehören der Verlust von Lebensraum durch landwirtschaftliche Aktivitäten und Siedlungen.

Centrolene solitaria: stark gefährdet, da ihr Verbreitungsareal nur 784 km² beträgt, sie an zwei bis drei als bedroht eingestuften Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität des Waldlebensraums, den die Art benötigt, weiter abnimmt. Die größte Bedrohung für diese Art ist der Verlust von Lebensraum, der durch die Ausweitung der Landwirtschaft (Subsistenzwirtschaft, Fischzucht, Kaffeeplantagen) und Viehzucht sowie durch den Anbau illegaler Kulturen verursacht wird. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Größe und Qualität des Lebensraums wird vermutet, dass die Population abnimmt.

Centrolene venezuelensis: nicht gefährdet, da ihr Vorkommensgebiet groß ist und ihr Rückgang derzeit nicht schnell genug voranschreitet, um sie in einer höheren Gefährdungskategorie einzustufen. Die Hauptbedrohungen für diese Art sind der Verlust und die Verschlechterung ihres Lebensraums aufgrund der Ausdehnung der städtischen und landwirtschaftlichen Grenzen. Wälder werden für den Anbau von Subsistenzpflanzen und für die Viehzucht gerodet. Die Verschmutzung durch Düngemittelabwässer ist weit verbreitet. Außerdem wurden in vielen Bächen gebietsfremde Raubfische eingeführt. Nichtsdestotrotz eine seltene Art, bis auf eine Ausnahme handelt es sich bei allen Aufzeichnungen um erwachsene ♂♂, die beim Rufen gefunden wurden (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Centrolene zarza: Obwohl es sich um eine lokal verbreitete Art handelt, die in einem national geschützten Gebiet lebt, empfehlen die Autor*innen der Erstbeschreibung eine Einstufung als

„vom Aussterben bedroht“ in Anlehnung an die „B1ab(i,ii,iii) + 2ab(i,ii,iii)“-IUCN-Kriterien (Verbreitungsgebiet vermutlich $< 7 \text{ km}^2$, bekannt nur von einem einzigen Standort, Lebensräume in naher Zukunft durch legale oder illegale Bergbauaktivitäten beeinträchtigt (Székely et al. 2023).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Centrolene</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>C. acanthidiocephalum</i>: Beschreibung der Anzeigerufe (n=17) von zwei ♂♂ (KRL 31,5 und 32,3 mm) bei einer Lufttemperatur von 12,2 °C: Ruf aus 2–6 Pulsen mit einer mittleren Rufdauer von $410,0 \pm 79,5$ ms, mittlere Ruflänge $72,3 \pm 8,0$ ms, Rufintervalle $35,2 \pm 10,3$ ms, mittlere Dominanzfrequenz $5.338 \pm 116,57$ Hz (Carvajal-Cogollo et al. 2023). <i>C. altitudinalis</i>: Die ♂♂ rufen von der Oberseite von Blättern in 1,5–3 m Höhe. Der Ruf wurde am 20.04.1995 zwischen 20–21 Uhr (Lufttemperatur 13–16,5 °C) an der Typuslokalität der Art aufgezeichnet. Der Anzeigeruf besteht aus zwei oder drei Pulsen (72,7 % der analysierten Rufe zwei Töne). Ruflänge 375–831 ms, Dominanzfrequenz 4.700–4.920 Hz (mit beträchtlichen Sekundärfrequenzen), 2,4–3,8 Rufe/min, Rufintervalle 20–58 s (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>C. antioquiensis</i>: Der Anzeigeruf besteht aus einem bis vier mehrfach gepulsten Tönen, die für das menschliche Ohr wie ein „Trii“ klingen. Die Anzahl der aufeinanderfolgenden Töne pro Ruf beträgt $2,5 \pm 0,3$ (1 bis 4) mit einem Intervall zwischen den Tönen von 715,4–746,0 ms. Einzelne Noten dauern 44,0–46,3 ms, die Anzahl der Pulse pro Ton beträgt 5–12, die Pulsrate 157,1–172,9/s. Die Pulse sind in Bezug auf Amplitude und Länge nicht gleichmäßig; die ersten Pulse sind ähnlich, während der letzte die längste Dauer und die geringste Amplitude aufweist. Dominanzfrequenz 6.965–7.020 Hz (Duarte-Marín et al. 2022). <i>C. ballux</i>: ♂♂ stoßen während der Regenzeit einen einzelnen hohen Triller als Anzeigeruf aus. ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter; der Ruf wird sporadisch ausgestoßen und besteht aus einem einzigen kurzen Ton (328,5–420,4 ms) mit 7–9 Pulsen; mittlere dominante Frequenz maximal 4.833 Hz (Bereich 4.440–4.640 Hz); die Töne sind frequenzmoduliert (Márquez et al. 1996, Guayasamin et al. 2020). <i>C. buckleyi</i>: Die ♂♂ rufen von der Spitze der Blätter, Beschreibung eines Anzeigerufes aus dem Hochland von Ecuador: Rufe in Serien, alle 45–67 s, jeder Ruf hat einen einzelnen, stark gepulsten Ton mit einer Dauer von 0,248–0,288 s, leichte Frequenzmodulation, mit einer anfänglichen dominanten Frequenz bei 2.816–2.941 Hz und einer dominanten Endfrequenz bei 3.222–3.255 Hz (Bolívar-García et al. 1999, Guayasamin et al. 2006b). <i>C. condor</i>: ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter; der Anzeigeruf hat eine Dauer von 650–700 ms (n=3) und ähnelt einem Triller aus zwei gepulsten Noten. Der erste Ton ist mit 435–510 ms auffallend länger als der zweite (101–102 ms); die Zeit zwischen den Tönen beträgt 66–118 ms, die dominante Frequenz liegt bei 2.620–2.970 Hz (Almendáriz & Batallas 2008). <i>C. daidalea</i>: zwei unterschiedliche Ruftypen, die sich in der Anzahl der enthaltenen Noten unterscheiden. Bei etwa 50 % bestand der Ruf aus zwei tonalen Noten, deren Gesamtdauer zwischen 587 und 7.629 ms lag; der erste Ton ist mit einer im Mittelen Dauer von 26 ms etwas kürzer als der zweite Ton mit 46 ms, die Zeit zwischen ihnen schwankt von 519–910 ms. Die andere Hälfte der analysierten Rufe entspricht einem einzigen Ton, dessen Gesamtdauer von 519–910 ms variiert. In beiden Fällen liegt die dominante Frequenz der Rufe zwischen 5.699 und 6.466 Hz, Rufintervall 4–11 Rufe/min, Rufpausen 4,2–40,5 s (Cardozo-Urdaneta & Señaris 2012). <i>C. geckoidea</i>: ♂♂ (El Queremal, Valle del Cauca, Kolumbien) riefen hinter Wasserfällen oder innerhalb bzw. in der Nähe von Spritzwasserzonen schnell fließender Bäche. Der Anzeigeruf ist ein lauter, hochfrequenter, trillernder Pfiff, dem ein einheitliches Muster der Amplitudenmodulation fehlt. Der Ruf ist schwach bis mäßig gepulst und hat

eine Dauer von 155–373 ms. Die Rufe wurden selten in Intervallen von 1,48–5,05 min ausgestoßen. Die ♂♂ rufen jedoch in der Regel weniger häufig (d. h. weniger als einmal pro Stunde). Die dominante Frequenz liegt bei 3.468–4.187 Hz und ist moduliert (Grant et al. 1998).

C. heloderma: Anzeigeruf kurz (133–188 ms), mit zwei Tönen pro Ruf; Töne stark gepulst; dominante Frequenz bei 4.393–4.823 Hz (Guayasamin et al. 2020).

C. hesperia: kurzer, zweistimmiger, hochfrequenter Ruf (Aufnahme 8. Mai 1987): Gesamtdauer 0,12 s, 1. Ton mit 2–3 Pulsen, 2. Ton mit 1–2 Pulsen, dominante Frequenz 3.300–4.000 Hz, Ruffrequenz 2/s (Cadle & McDiarmid 1990).

C. huilensis: Ruf besteht aus zwei schnellen hohen Tönen, Individuen rufen von der Oberseite der Blätter in 1,5–4 m Höhe über dem Wasser. Der Anzeigeruf besteht aus einem oder zwei Tönen, die wie ein „Tic“ für das menschliche Ohr klingen. 1. Ton mit Rufdauer $27,63 \pm 11,37$ ms und einer dominanten Frequenz von $4.785,5 \pm 336,42$ Hz, während der 2. Ton eine Dauer von $30,9 \pm 11,85$ ms und eine dominante Frequenz von $4.940,2 \pm 266,34$ Hz aufweist. Beide Töne haben eine begrenzte Amplitudenmodulation, wobei die höchste Energie in der Mitte des Tons liegt. Die Noten sind durch ein Intervall von $9,75 \pm 1,28$ ms getrennt (Mendoza-Henao et al. 2019, Mendoza-Henao et al. 2021).

C. hybrida: Individuen rufen von den Oberseiten von Blättern in einer Höhe von 20 cm bis 5 m über dem Wasser. Die Anzeigerufe wurden zwischen 20:00 und 23:50 Uhr in klaren Nächten in der Vegetation über kleinen und mittelgroßen Bächen am Rande von für Rinder gerodeten Flächen aufgenommen. Der Ruf ist ein kurzer, hoher Ton, der für das menschliche Ohr einem „Tic“ ähnelt. Der gesamte Ton dauerte $19,9 \pm 9,7$ ms und hatte eine dominante Frequenz von $6.072,9 \pm 106,0$ Hz. In den meisten Fällen bestand der Ruf aus einem einzigen Ton, aber in einigen wenigen Fällen produzierten die Tiere Rufe mit bis zu fünf Tönen nach Intervallen von $1.322,3 \pm 87,6$ ms. Die höchste Energie wird im ersten Drittel des Tons erzeugt.

C. lynchi: ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter in Bäumen oder von Ästen oberhalb von Bächen, an der Typuslokalität befanden sie sich 2,5–4 m über dem Wasser. Der Ruf ist relativ kurz und besteht aus einer tonalen Note, gefolgt von einem bis drei hohen Tönen (9,0–138,0 ms voneinander entfernt), die mittlere dominante Frequenz liegt bei 4.995–5.599 Hz. Der Aggressionsruf unterscheidet sich in seiner Struktur deutlich vom Anzeigeruf, welcher aus einem einzigen kurzen Ton mit zwei Pulsen besteht: Ruflänge 140,0–156,0 ms, Dominanzfrequenz 4.823–4.910 Hz (deutlich niedriger als die des Anzeigerufs; Dautel et al. 2011, Guayasamin et al. 2020).

C. notosticta: Beschreibung des Anzeigerufs aus dem Galilea-Naturwald (Villarrica, Tolima, Kolumbien) anhand von drei Aufnahmen im Juni 2016 und Januar 2017 von der Blattoberseite, bei einer mittleren Lufttemperatur von 16,0–17,6 °C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 89–96 % in einer Höhe zwischen 2,0 und 4,0 m über Bächen: Der Anzeigeruf besteht aus zwei mehrfach gepulsten Tönen (Note 1: 7–8 Pulse; Note 2: 2 Pulse; n=18 Rufe), mit aufsteigender (Note 1) und absteigender (Note 2) Amplitudenmodulation sowie mit einer Ruffrequenz von 0,6 Rufen/min. Die Rufe sind $188,39 \pm 24,44$ ms lang (139–238 ms), die Dauer des ersten Tons beträgt $96,82 \pm 18,72$ ms (74–130 ms, n=18 Rufe), die Dauer des zweiten Tons $34,41 \pm 8,71$ ms (19–50 ms, n=18 Rufe). Das Intervall zwischen den beiden Tönen beträgt $58,15 \pm 17,52$ ms (36–90 ms). Die beiden Töne haben eine dominante Frequenz von 4.400 ± 280 Hz mit einem Bereich zwischen 4.000 Hz (5 % Frequenz) und 4.800 Hz (95 % Frequenz). Zwei zusätzliche Obertöne sind bei 8.000 Hz und 13.000 Hz sichtbar (Viuche-Lozano et al. 2018).

C. peristicta: Der Anzeigeruf besteht aus einem kurzen und gepulsten Ton, der dem Zirpen einer Grille ähnelt. Der Ruf hat eine Dauer von 0,036–0,087 s und eine dominante Frequenz von 6.471–7.278 Hz. Die Wiederholungsrate schwankt zwischen 2–20 Rufen/min (Salgado & Guayasamin 2018).

C. quindianum: Der Anzeigeruf besteht aus zwei unterschiedlichen Ruftypen. Der häufigste Ruf besteht aus zwei Tönen mit Amplitudenmodulation und einer dominanten Frequenz von $4.678,1 \pm 156,0$ Hz; der andere Ruftyp besteht aus 3–5 Tönen mit hoher

Amplitudenmodulation und einer dominanten Frequenz von $4.568,5 \pm 61,4$ Hz (Rios-Soto et al. 2017a).

C. robledo: Aufnahme von Anzeigerufen ($n=10$) auf Zweigen von Büschen in 30 cm Höhe, welche für das menschliche Ohr wie ein „Trii“ klingen. Ein einzelner Ton, der aus $13,7 \pm 1,3$ (12–15) Pulsen besteht. Jeder Puls dauert $4,2 \pm 0,5$ ms (4–5,7 ms), und die Pulsrate pro s beträgt $64,3 \pm 10,8$ (48,2–86,9). Die Amplitude der Pulse nimmt allmählich in der ersten Hälfte der Note zu (Amplitudenmodulation: $13,9 \pm 8,3$ % [3,1–26–9 %]), während sie zum Ende der Note hin wieder stetig abnimmt (Amplitudenmodulation zum Ende: $19,7 \pm 14,7$ % [2,8–46–3 %]). Ruflänge $216,5 \pm 29,6$ ms (161–253 ms), die mittlere dominante Frequenz liegt bei 3.270 Hz (Duarte-Marín et al. 2023.).

C. sabini: Der Anzeigeruf besteht aus 8–14 hohen Tönen mit dominanten Frequenzen zwischen 2.597 und 3.919 Hz. Alle aufgezeichneten Rufe zeigten konsistente Muster einer Amplitudenmodulation. Die bei lediglich 12 °C aufgezeichneten Ruflängen variierten von 3.089–7.563 ms, wenn der Ruf nur eine Serie von 6–11 Tönen enthielt, und von 8.537–10.111 ms, wenn auf die erste Serie von Tönen noch eine zweite Serie von drei Tönen folgte. Diese beiden Serien von Tönen waren durch Rufintervalle von 1.459–1.652 ms getrennt. Die Rufintervalle innerhalb der Serien betrugen im Durchschnitt 258 ms (Catenazzi et al. 2009, Catenazzi et al. 2012).

C. sanchezi: Rufe werden in Serien produziert, die relativ lang sein können (618–3.085 ms), jeder Einzelruf kann einen oder zwei Töne enthalten; die Wiederholungsrate beträgt 3–9 Töne pro Rufserie. Die Noten treten manchmal paarweise auf (d. h., der Abstand ist viel kürzer als im Rest des Rufs). Jeder Einzelruf ist mit einer Dauer von 6–21 ms sehr kurz. Die Töne sind stark gepulst und haben eine oder zwei Amplitudenspitzen während des Tons, wobei die zweite Amplitudenspitze im Allgemeinen schwächer ist als die erste. Die Pulse innerhalb eines Tons haben eine Frequenz von 83–200 Pulsen/s. Die dominante Frequenz der Spitzenamplitude beträgt 5.719–6.188 Hz (Guayasamin et al. 2020).

C. savagei: Der Anzeigeruf besteht aus 1–3 „Piep“-Tönen, die $16,65 \pm 2,98$ ms dauern (10–22 ms), wobei die Frösche in Yotoco und Filandia ein- oder zweistimmige Rufe von sich gaben, während die Art in Alto Bonito-Águila bis zu dreistimmige Rufe ausstößt. Aufeinanderfolgende Töne sind durch Intervalle von $348,77 \pm 33,67$ ms (302–442 ms) getrennt. Die im Mittel Ruflänge beträgt $0,501 \pm 0,26$ s (0,018–1,057 s). Die Rufrate beträgt $0,112 \pm 0,03$ Rufe/s (0,061–0,198 Rufe/s). Die dominante Frequenz des Rufs liegt bei 6.214 ± 334 Hz (5.822–7.211 Hz). Der maximale Schalldruckpegel des Anzeigerufs, der 50 cm vor zwei ♂♂ gemessen wurde, erreichte 75,4 und 78,6 dB. Daneben ist noch ein Ruftyp im Anschluss an einen Amplexus bei *C. savagei* beschrieben, bei welchem die Umklammerung unterbrochen wurde: Dabei scheinen die ♂♂ ohne ersichtlichen Grund den Amplexus zu unterbrechen und wieder mit dem Rufen zu beginnen. Die Stimmwiedergabe nach dem Amplexus umfasste zwei Arten von akustischen Signalen. Ein Signaltyp bestand aus einem Ton ähnlich einem „Piepton“, der im Durchschnitt 11 ± 6 ms dauerte und dessen mittlere dominante Frequenz $5.684,8 \pm 0,0$ Hz betrug. Dieses Signal ähnelt dem oben beschriebenen Anzeigeruf. Der zweite Signaltyp bestand aus einem einzigen Ton mit $31 \pm 0,7$ Pulsen. Jeder Puls dauerte im Durchschnitt $7,2 \pm 1$ ms, gefolgt von kurzen Intervallen von im Mittel $3,1 \pm 0,7$ ms; die mittlere Rufdauer betrug $156 \pm 28,2$ ms, die mittlere dominante Frequenz $5.871,2 \pm 101,8$ Hz. Die zeitliche Struktur dieses Signals ähnelte dem Balzruf, der vor der Amplexusbildung von einem ♂ von *C. savagei* in einer Population der westlichen Anden Kolumbiens ausgestoßen wurde (Díaz-Gutiérrez et al. 2013, Vargas-Salinas et al. 2014, Rios-Soto et al. 2017b).

C. venezuelensis: Der bei 13 °C aufgenommene Anzeigeruf bestand aus 2–4 Noten, die Ruflänge betrug 1.035,5–1.199,8 ms, und die Noten waren in Paketen moduliert, die erste Note war immer die kürzeste (11,9–23,9 ms): 1. Note: 11,9–23,9 ms (Dominanzfrequenz 1: 3.900–4.170 Hz), 2. Note: 25,6–61,4 ms, 3. Note: 30,4–68,2 ms, 4. Note: 33,7–65,4 ms (Dominanzfrequenz 2–4: 4.250–4.400), Intervalle: 256,2–392 ms (Señaris & Ayarzagüena 2005).

C. zarza: ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter, Anzeigerufe an der Typuslokalität

(03.09.2022) in mehreren Metern Höhe, in der Vegetation am Rande eines kleinen Baches: hoher, gepulster Einzelton mit drei deutlich unterscheidbaren Pulsen, Ruflänge 0,242–0,318 s, Pulslänge 0,072–0,159 s, im Mittel Pulsrate 11,8/s, Dominanzfrequenz 5.041–5.487 Hz. ♂♂ Balzrufe (14.10.2020, in Plastiktüte, bei Anwesenheit von ♀♀): mehrtöniges Rufen (in der Regel 5–6 Noten/Ruf), Notenstruktur wie Anzeigeruf (drei Pulse), Ruflänge 0,581–1,905 s, Rufintervall 40,2–596,9 s, Rufrate ~ 0,23 Rufe/min. bzw. ~ 14 Rufe/Stunde, Dominanzfrequenz 4.915–5.411 Hz (Székely et al. 2023).

Paarung und Eiablagestellen

Sämtliche Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche.

C. acanthidiocephalum: Drei erwachsene ♂♂ wurden im November 2018 und April 2021 auf der Unterseite von Blättern am Rande von unbewachsenen Bächen in einer Höhe von 130 ± 64 cm über dem Wasser in zwei Galeriewäldern gefunden, von denen einer durch Viehhaltung gestört war. Zum Zeitpunkt der Beobachtungen wurden $14,96 \pm 4,14$ °C Lufttemperatur und $80,6 \pm 3,77$ % relative Luftfeuchtigkeit gemessen. Die ♀♀ legen ihre Eier in der apikalen Zone der Blätter ab. Die Morphologie der Gelege gleicht einer einzelnen Schicht von Eiern mit einem leeren Zentrum, was ihr ein ringförmiges Aussehen verleiht (U-förmig; Ruiz-Carranza & Lynch 1989, Rios-Soto & Rada 2018, Carvajal-Cogollo et al. 2023).

C. altitudinalis: Die Eier werden auf Blättern oberhalb von Bächen abgelegt, nach längeren Regenfällen wurde am 04.06.1995 bei einer Lufttemperatur von 16,5 °C ein Gelege etwa zwei Meter oberhalb des Baches gefunden (Gelege 3,1 cm von der Blattspitze entfernt, runde bis eiförmige Form, Durchmesser 2,3 cm, 20 weit entwickelte Eier; Señaris & Ayarzagüena 2005).

C. antioquiensis: Zwei erwachsene ♂♂ wurden rufend (37 Rufe) auf der Ober- oder Unterseite von Blättern in 2–4 m Höhe aufgezeichnet; ein ♂ fand sich in der Nähe von zwei Gelegen mit 35 und 36 Eiern. Die Eier werden an der Unterseite von Blättern abgelegt, die über das Wasser ragen (Duarte-Marín et al. 2022).

C. buckleyi: Im Reservat Las Gralarias wurde im März 2008 ein ♂ in der Nähe eines Geleges mit 18 Eiern beobachtet. Die Eier werden auf der Oberseite der Blätter abgelegt. Nachts Aktivität auf terrestrischen Bromelien und Vegetation 30–160 cm über Bächen, Teichen und Sümpfen in Primär- und Sekundärwäldern. Lynch & Duellman (1973) vermuteten, dass sich die Art in reißenden Gebirgsbächen wie andere Glasfrösche, aber auch in Bromelien oder Sümpfen reproduzieren könnte. Sie stützten diese Aussage auf die Beobachtung eines Geleges am dem inneren Blatt einer Bromelie in einem Gebiet, in dem *C. buckleyi* häufig vorkommt. Die ♀♀ übernehmen die kurzfristige elterliche Betreuung der Gelege (Hydratation unmittelbar nach Eiablage), ♂♂ zeigen keine elterliche Fürsorge (Guayasamin et al. 2020).

C. daidalea: Alle Gelege (n=24, gefunden im Río Las Antenas) fanden sich auf Blattbündeln, hauptsächlich von Farnen (67 %), gefolgt von Arecaceae (21 %) und Cyrtanthaceae (12 %). Über die Hälfte (58,3 %) der Gelege befanden sich im hinteren Drittel des Blattes (nahe dem Blattstiel), gefolgt vom mittleren Drittel (25 %) und schließlich einige wenige Gelege, die am vorderen Drittel (16 %) in der Nähe der Spitze abgesetzt worden waren. Die Gelege befanden sich in Höhen zwischen 4–142 cm, die meisten von ihnen auf Blättern direkt über dem Wasser des Baches (92 %) und nur 8 % auf felsigem Substrat. Die Gelege enthielten im Mittel 21,8 blassgrüne Eier/Gelege (3–32). Die meisten Gelege wurden im April und Mai gefunden. 58 % der Gelege wurden vom ♂ bewacht, welches die Eier vollständig mit seinem Körper bedeckte und sowohl tagsüber als auch nachts auf ihnen saß. Bei 42 % wurde keine elterliche Fürsorge beobachtet. Von den 24 untersuchten Eimassen wurden 12 % als „nicht gesund“ eingestuft, bei den meisten von ihnen traten plötzliche Verluste eines Teils des Geleges auf, möglicherweise aufgrund stark gestiegener Wasserstände nach ergiebigen Regenfällen. Ein weiterer Teil (33 %) wies eine unregelmäßige Eiablage auf, möglicherweise als Folge von Prädatoren (Cardozo-Urdaneta & Señaris 2012).

C. geckoidea: ♂♂ und ♀♀ wurden gefunden, als sie sich an senkrechten oder überhängenden Felsflächen in der Spritzwasserzone hinter Wasserfällen festhielten. Die ♂♂

sind standorttreu und wurden bis zu einem Monat lang am selben Ort beobachtet. Die Gelege wurden auf Felsen in der Spritzwasserzone abgelegt und enthielten 89–112 schwarze Eier, die durch eine brüchige Gallerte, wie sie bei anderen Vertretern der Centrolenidae unbekannt ist, an den Felsen klebten. In der Mitte des angehefteten Geleges war ein „leerer Raum“ zu erkennen (evtl. werden die Eier abgelegt, während sich das ♀ kreisförmig dreht). Während der Nacht wurden die ♂♂ dabei beobachtet, wie sie auf oder in der Nähe von bis zu vier Gelegen saßen, während sie riefen. Auch tagsüber wurden ♂♂ beobachtet, die in der Nähe von oder auf Gelegen an der Felswand hinter einem Wasserfall oder versteckt in Zwischenräumen zwischen den Felsen saßen (Grant et al. 1998).

C. heloderma: Die Fortpflanzung findet während der Regenzeit statt. Die ♂♂ rufen, während sie auf den Unterseiten der Blätter sitzen. Der Ruf ist laut und hoch und dient dazu, die ♀♀ anzulocken und andere ♂♂ auf die Anwesenheit eines Rivalen aufmerksam zu machen, was als ein schrilles „Piepen“ beschrieben werden kann. Die ♀♀ produzieren Gelege mit bis zu 29 Eiern, in denen sich bräunliche Embryonen befinden. Sie legen ihre Eier an den Unterseiten von Blättern hoch über dem Wasserspiegel ab. Wie viele andere Centroleniden kämpfen die ♂♂, indem sie sich, kopfüber baumelnd, mit den Hinterbeinen an der Vegetation festhalten und die Bauchseiten einander zuwenden (Duellman 1981, Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2014).

C. hesperia: hellgrüne bis weiße Eier in einer einzigen, locker angeordneten Schicht, die auf der Oberseite von Blättern – gewöhnlich auf dem distalen Viertel des Blattes in der Nähe der Spitze – abgelegt wird. Die Gelege wurden auf Farnen, *Melastoma* sp., Blättern einer kleinen Palme, Elefantenohren (Araceae) und anderen Unterwuchspflanzen entlang der Bachränder gefunden, in einigen Fällen waren die Gelege an Luftwurzeln von Epiphyten befestigt. In der Erstbeschreibung (Cadle & McDiarmid 1990) ist dazu notiert: „Ein Gelege, welches von einem Blatt 1,5 m über dem Wasser um 21:14 Uhr am 7. Mai entnommen wurde, enthielt 26 hellgrüne Eier im Gosner-Stadium 1. Die Eier maßen etwa 2,2 mm im Durchmesser und wurden möglicherweise am selben Abend kurz zuvor abgelegt. Ein weiteres Gelege wurde im Laufe des 29. Januar gesammelt und enthielt 38 Eier in den Stadien 4 und 5 mit einem Durchmesser von 2,5–2,7 mm. Ein schlafendes ♂ wurde auf der Spitze eines Blattes in der Nähe eines Geleges gefunden. Dieses Gelege mit 38 Eiern war an der Oberseite eines Farnwedels (*Polystichum* sp.) angeheftet und hatte 16 leere Eihüllen an seinem oberen Rand. Alle untersuchten Gelege hatten leere Eihüllen auf der Seite, die dem Blattstiel am nächsten liegt. Da diese Gallerthüllen immer am oberen Rand der Gelege positioniert sind, wird vermutet, dass sie die Anhaftung des Geleges am Blatt verstärken oder durch ihre hygroskopischen Eigenschaften als zusätzliche Wasserquelle während der Entwicklung dienen können. Die Größe von 12 Gelegen in der „Trockenzeit“ (2–9. Mai) schwankte zwischen 16 und 30 Eiern (Mittelwert $20,7 \pm 4,4$). Dies ist deutlich kleiner als die Größe von 15 Gelegen, die zu Beginn der „Regenzeit“ (29. Januar) abgelegt wurden: Gelegegröße 19–42 Eier (Mittelwert: $33 \pm 6,9$). Einige Beobachtungen deuten darauf hin, dass nach der Regenzeit Verluste von Eiern durch Austrocknung auftreten. Fortpflanzungsaktivitäten nahmen nach Mitte Mai rasch ab, denn zu diesem Zeitpunkt hatten die regelmäßigen Regenfälle aufgehört, die für den Standort charakteristischen Nebel waren weniger intensiv und anhaltend, auch die Luftfeuchtigkeit war niedriger. Die letzten lebensfähigen Gelege wurden am 25. Mai beobachtet, als drei Gelege mit fortgeschrittener Larvalentwicklung entlang des Baches entdeckt wurden, wo die meisten der früheren Aktivitäten stattgefunden hatten. Am 26. Mai wurden entlang eines anderen Baches zwei vertrocknete Gelege an selben Palmwedel gefunden, an dem zu Beginn des Monats noch lebensfähige Gelege gesehen worden waren. Zwei ausgetrocknete Gelege und keine frischen Eimassen mehr wurden am 15. Juni beobachtet.“, kurzzeitige Brutpflege durch das ♀ (Hydratation des Geleges insbesondere bei Arten, die ihre Eier auf der Oberseite der Blätter ablegen), ♂♂: an den Hinterbeinen baumelnder Kampf Bauchseite an Bauchseite, das Vorhandensein von Humerusdornen dient weniger Vorteilen beim Amplexus, sondern diese könnten eine Funktion als sekundäre Geschlechtsmerkmale innehaben, die von ♂♂ zur Verteidigung ihres

Territoriums gegen andere ♂♂ (analog zu Hörnern bei territorialen Säugetieren) eingesetzt werden (Cadle & McDiarmid 1990, Guayasamin et al. 2020).

C. huilensis: ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter in einer Höhe von 1–1,5 m (Mendoza-Henao et al. 2019, Guayasamin et al. 2020).

C. lynchi: ♂♂ kämpfen, während sie kopfüber an Blättern hängen; im Reserva Las Gralarias (Lucy's Creek) setzten die ♀♀ Gelege aus 21–24 neongrünen Eiern an der Vegetation in den Revieren der ♂♂ ab, die meisten Gelege wurden auf großen Blättern oder Farnen über einem schnell fließenden Bach in einer Höhe von 165–600 cm abgesetzt. In den meisten Fällen wurden die Eier auf der Oberseite der Blätter, in Ausnahmefällen aber auch auf der Unterseite abgelegt. Ein einzelnes ♂♂ wurde mit drei Gelegen gleichzeitig beobachtet, was auf eine polygyne Fortpflanzung schließen lässt. Die anfängliche Vermutung, dass ♂♂ eine längere elterliche Brutpflege durchführen, wurde inzwischen widerlegt: Nur die ♀♀ beteiligen sich an einer (kurzfristigen) Brutpflege (zur Hydratation der Gelege) unmittelbar nach der Eiablage (Dautel et al. 2011, Guayasamin et al. 2020).

C. medemi: Die Eier im Ovidukt eines ♀ waren dunkelbraun (KU 164493). Es scheint, dass die ♀♀ dieser Art ihre Eier an Felsen ablegen, wie dies auch bei anderen saxicolen Arten, die in ähnlichen Mikrohabitaten leben, beobachtet wurde (z. B. *C. geckoidea*, *C. petrophilum*, *Rulyrana adiazeta*, *R. susatamai* und *Sachatamia orejuela*; Ruiz-Carranza & Lynch 1991a).

C. muelleri: ♂♂ riefen nachts nach einem starken Regenfall in 2–2,5 m über dem Wasser von den Oberseiten der Blätter, ♂♂ wurden im Kampf gesehen, während sie am Rande von Blättern baumelten. Ein Gelege wurde auf der Oberseite eines Blattes gefunden und bestand aus 46 weißen Eiern, die von klarer Gallerte umgeben waren. Bei der zweiten Gelegenheit wurden mehrere Individuen in einem kleinen Rinnsal etwa 0,5 m über dem Wasser gefunden, das in der Nähe der Spritzwasserzone in den Río Gocá mündete. Ein drittes Tier rief von der Spitze eines Blattes etwa 1,5 m über dem Wasser eines reißenden Nebelwaldbachs. Dieser floss durch einen scheinbar ungestörten Hochlandwald und war voller großer Felsen und tiefer Tümpel mit einer starken Strömung (Duellman & Schulte 1993a).

C. notosticta: am 28. April 1983 wurden an der Typuslokalität „El Encino“ viele Paare im Amplexus an den Unterseiten von Blättern mit 13–20 grünlich blassgelben Eiern beobachtet. Am 15. August 1986 wurde in Tona ein ♂ auf der Unterseite eines Farnwedels beobachtet, das offenbar das Gelege bewachte. Im Mai 2009 war die Art häufig in Campamento Guacharaca, fast alle ♂♂ wurden zwischen 19–22 Uhr rufend an der Oberseite von Farnen und Heliconiaceen an den Ufern eines kleinen, schnell fließenden Baches gefunden (Rojas-Runjaic et al. 2012).

C. peristicta: ♂♂ rufen von beiden Blattseiten aus, die ♀♀ laichen auf Unterseiten der Blätter von Palmen, Farnen, Helikonien, Anthurien und anderen Pflanzen in einer Höhe von 0,7–5 m über dem Wasser (2,70 m ± 1,04 m, Bereich 0,7–5,3 m, n=25). Nachdem die ♀♀ ihre Eier abgelegt haben, verlassen sie das Revier. Die ♂♂ können hingegen bei dem Gelege bleiben und es bewachen. Ein und dasselbe ♂ kann sich hierbei um mehrere Gelege gleichzeitig kümmern. Jedes Gelege stammt aus der Paarung mit einem anderen ♀, die Eier fremder ♀♀ können ebenfalls adoptiert werden („alloparental care“; Salgado & Guayasamin 2018, Valencia-Aguilar et al. 2021).

C. petrophilum: bewohnt Vegetation in felsigen Lebensräumen. ♂♂ sitzen rufend an den Seiten der Felsen und verteidigen diese Rufplätze, weil die ♀♀ dort auch ihre Eier ablegen. ♀♀ wurden sowohl auf Pflanzen in der Nähe als auch direkt auf den Felsen gesehen. Der Geschlechtsdimorphismus bei dieser Art lässt sich daran erkennen, dass die ♀♀ größer sind und Kopfstacheln fehlen.

C. pipilata: ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter, auch Eier werden auf der Oberseite von Blättern abgelegt; alle Individuen wurden nachts auf der Vegetation entlang von Wasserläufen gefunden, in Menschenobhut legte ein ♀ ein Gelege mit 18 Eiern ab (Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2020).

C. quindianum: Eine Beobachtung von zwei Paaren im Amplexus datiert vom 14.11.2015. Das erste Paar befand sich um 19:25 Uhr auf einem moosbewachsenen Zweig 4 m über dem Wasser. Um 21:06 Uhr versuchte ein weiteres rufendes ♂, das sich im Amplexus befindende ♂ vom Rücken des ♀ zu verdrängen. Das Paar entfernte sich, wurde daraufhin vom einzelnen ♂ verfolgt, welches das schon verpaarte ♂ an den Beinen festhielt. Nach fast einer Stunde zog das Paar zu einem anderen Zweig, das einzelne ♂ blieb 16 Minuten lang am ursprünglichen Ast hängen. Einige Minuten später begann das ♂ wieder zu rufen und wurde um 23:22 Uhr im Amplexus mit einem anderen ♀ in 3 m Höhe oberhalb des Baches und 40 cm entfernt vom ersten Paar beobachtet. Letzteres laichte nach insgesamt etwa 7 h Beobachtungszeit um 02:20 Uhr. Vor der Eiablage begann das ♂, seine Beine kreisförmig über dem ♀ zu bewegen; während der Eiablage hob das ♂ den hinteren Teil seines Körpers an, das ♀ stieß daraufhin schnell seine Eier aus. Nach der Eiablage setzte das ♂ die Beinbewegungen über dem ♀ für einige Sekunden fort (mit Wiederholungen in Abständen von ca. 10 min, insgesamt fast 2 h lang bis ca. 04:30 Uhr). Nachdem das ♂ den Amplexus beendet hatte, blieb es 25 min lang in der Nähe des ♀; später entfernte es sich. Das ♀ verblieb auf den Eiern und bewegte seine Beine kreisförmig über dem Gelege. Das zweite Paar laichte um 02:53 Uhr; das Eiablageverhalten zeigte die gleiche Abfolge wie beim ersten Paar. Um etwa 03:15 Uhr beendete das ♂ den Amplexus und blieb bis 04:30 Uhr neben dem ♀. Das ♀ stieß seine Eier ebenfalls schnell aus und beendete die Eiablage in weniger als einer Minute; es blieb zunächst auf den Eiern und bewegte kreisförmig seine Beine. Beide ♀♀ blieben für mindestens 3 Stunden über ihren Eiern sitzen, bis die Beobachtungen beendet wurden. Am darauffolgenden Mittag waren die ♀♀ verschwunden. Während der Beobachtung von insgesamt 15 Gelegen wurde in deren Entwicklung keine weitere Brutpflege festgestellt (Rios-Soto et al. 2017a).

C. sabini: ♂♂ waren nachts bei Temperaturen zwischen 11 und 12,7 °C aktiv, die ♂♂ rufen von der Blattoberseite, die ♀♀ legen Eier auf den Oberseiten der Blätter ab (Catenazzi et al. 2012).

C. sanchezi: nachts auf Blättern in 130–300 cm Höhe über Bächen in Primär- und Sekundärwäldern gefunden, ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter. Ein ♂ wurde in der Nähe von zwei Gelegen gefunden, eines auf der Unterseite, das andere auf der Oberseite eines einzelnen Blattes (Guayasamin et al. 2020).

C. savagei: ♂♂ rufen nach den täglichen Regenfällen, um die ♀♀ anzulocken. Nach der Eiablage werden die Gelege bis zum Schlupf von den ♂♂ bewacht. Größere ♂♂ haben eine höhere Chance zur Paarung als kleinere ♂♂ (bedingt durch Rivalitätswettbewerb [intrasexuelle Selektion], nicht durch die Wahl der ♀♀ [intersexuelle Selektion]). Väterliche Brutpflege schützt die Nachkommen vor mindestens zwei Gefährdungsursachen, nämlich vor Austrocknung und vor Feinden, und scheint nachts ausgeprägter als am Tag zu sein. Die Tendenz zur Brutpflege nimmt von der Eiablage bis zum Schlupf – mit zunehmender Entwicklung der Embryonen – ab. Die Embryonalsterblichkeit war bei Gelegen, die vom ♂ auf natürliche Weise verlassen wurden, höher als bei Gelegen, die von ♂♂ betreut wurden. Die meisten ♂♂, die sich um die Eier kümmerten, aber keines der nicht Brutpflegenden ♂♂, zeigten Verteidigungsverhalten wie z. B. Beißen und Tritte gegen den Prädator-Reiz. Ferner wurden charakteristische Verteidigungsstellungen, die Abgabe von Kloakenflüssigkeit und die Produktion von abschreckenden Sekreten beobachtet. Vorläufige Ergebnisse deuten auch darauf hin, dass Brutpflegende ♂♂ eine höhere Toleranz gegenüber bedrohlichen Reizen haben, bevor sie fliehen, als nicht Brutpflegende ♂♂. Nach dem Entfernen von ♂♂ war die Motivation zur Rückkehr zum Gelege bei Brutpflegenden ♂♂ höher als bei unverpaarten ♂♂, und die Motivation zur Rückkehr nahm mit der Entfernung der Umsiedlung ab. Weiterhin hatte die Verfügbarkeit von Fortpflanzungsterritorien (begrenzte Ressource) einen Einfluss auf dieses Verhalten (Escobar-Lasso & Rojas-Morales 2012, Vargas-Salinas et al. 2014, Ospina-L et al. 2020, Navarro-Salcedo et al. 2021).

	<i>C. venezuelensis</i>: Die ♂♂ rufen von der Oberseite von Blättern, zwischen einigen Zentimetern und 2 m über dem Wasser. Die Gelege werden auf der Oberseite der Blätter abgelegt (Señaris & Ayarzagüena 2005, Rojas-Runjaic et al. 2012).
Fortpflanzungs-saison	<i>C. ballux</i>: Fortpflanzungsaktivität in der Regenzeit (Dezember–April; Guayasamin et al. 2020). <i>C. daidalea</i>: Nachweise besonders im März bis Juni 2009 (Cardozo-Urdaneta & Señaris 2012). <i>C. hybrida</i>: Im Mai 1981, 1983 und Oktober 1985 wurden einige ♀♀ mit Eiern gesammelt, während andere dabei beobachtet wurden, wie sie ihre Eier an der Unterseite von Blättern und Farnwedeln in etwa 1–3 m Höhe über der Wasseroberfläche ablegten (AmphibiaWeb 2023). <i>C. peristicta</i>: Im Gralarias-Reservat wurden Gelege im Februar, März und April registriert (Salgado & Guayasamin 2018). <i>C. quindianum</i>: Die Ruftätigkeiten und Eiablagen dominierten in Monaten mit höheren Niederschlägen und niedrigeren Temperaturen, speziell im Oktober und November. Interessanterweise fand die Reproduktion bei zwei syntopen Glasfroscharten länger statt (<i>C. savagei</i>, Juli bis Dezember, <i>N. grandisonae</i>, August bis Dezember; Rios-Soto et al. 2017a). <i>C. sanchezi</i>: Im Februar 2013 wurden in der biologischen Station Yanayacu rufende ♂♂ gehört (Guayasamin et al. 2020). <i>C. savagei</i>: Gravide ♀♀ wurden im Juni 1981, August 1989 und November 1990 mit cremefarbenen Eiern gesammelt, Gelege wurden im März, April und Juni 2006 registriert (Ruiz-Carranza & Lynch 1991c, Vargas-Salinas et al. 2007). <i>C. zarza</i>: Rufende ♂♂ wurden im Januar, März, Juni, Oktober und November gehört, aber eine intensive Aktivität (viele ♂♂ riefen aus niedrigeren Höhen, 50 cm bis 3 m über den Bächen) wurde zwischen Oktober und März festgestellt (Székely et al. 2023).
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>C. acanthidiocephalum</i>: Gelege mit 80 Eiern (evtl. aus mehreren Eiablagen) wurden im November 2018 auf dem apikalen Teil der Oberseite eines Farnblattes (Dryopteridaceae) in einer Höhe von 110 cm über dem Wasser gefunden. Andere Quellen sprechen von Gelegen mit im Mittel 35 Eiern (21–48; n=5). Es fanden sich keine erwachsenen Tiere in der Nähe der Eier. Das Gelege wies eine einlagige Anordnung auf und war U-förmig gestaltet, wie zuvor für diese Art beschrieben. Die Eier waren am animalen Pol graubraun und am vegetativen Pol weißlich, mit dunklerem Dotter bei den Eiern im oberen Teil des Geleges. Die Eier befanden sich in verschiedenen Embryonalstadien, wobei einige von ihnen als Larven schlüpften, die sich durch kleine Sprünge vom Blatt bewegten, um dann auf die Wasseroberfläche zu fallen (Ruiz-Carranza & Lynch 1989, Rios-Soto & Rada 2018, Carvajal-Cogollo et al. 2023). <i>C. ballux</i>: ♀♀ legten Gelege mit 18–21 Eiern auf Blattoberseiten ab. Die Eier sind gallertartig, klar und manchmal grün gefärbt. ♂♂ wurden in der Nähe der Gelege gefunden, wobei eine Brutpflege bei dieser Gattung untypisch wäre (Duellman & Burrowes 1989, Hutter & Guayasamin 2012, Guayasamin et al. 2020). <i>C. charapita</i>: Ein Gelege mit 34 Eiern wurde auf einem Blatt in einer Höhe von 2,20 m über dem Bach gefunden (Páez-Rosales & Pinto 2017). <i>C. huilensis</i>: im Mittel 46,6 Eier/Gelege (44–49; n=3; Mendoza-Henao et al. 2019). <i>C. peristicta</i>: Die im Mittel Anzahl der Eier/Gelege betrug 22,9 (n=40, Spanne 6–41). Die Eier schlüpften nach 17–27 Tagen (Mittelwert: 21,4 ± 3,2, n=12; Salgado & Guayasamin 2018). <i>C. pipilata</i>: Die Eier haben eine klare Gallerte und blassgrüne Dotterfarbe (Lynch & Duellman 1973). <i>C. quindianum</i>: Die Gelege enthielten im Durchschnitt 26 ± 2,6 Eier (22–29; n=8); das Eiablagesubstrat bestand meist aus moosbedeckten Ästen, und ein Gelege fand sich auf einem Blatt. Der Dotter der meisten Gelege war gelb, in einem Fall grün (Rios-Soto et al. 2017a). <i>C. sabini</i>: Gelege enthielten 35–45 Eier (n=5; Catenazzi et al. 2012).

	<i>C. sanchezi</i>: Die Gelege bestanden aus 14–18 blassgelblich grünen Eiern (Guayasamin et al. 2020). <i>C. savagei</i>: Die Gelege (im Mittel 18 Eier) wurden auf den Oberseiten von Blättern in 80–300 cm Höhe über dem Bach abgelegt (Vargas-Salinas et al. 2007). <i>C. zarza</i>: Zwei Gelege im Gosner-Stadium 19 wurden an der Typuslokalität am 9. Juni 2021 gefunden. Beide Gelege befanden sich an der Oberseite eines Blattes in ~ 3 m Höhe über dem Bach. Die Gelege enthielten 13 und 33 Embryonen; es wurden keine erwachsenen Tiere beobachtet, die die Eier bewachten oder sich in der Nähe aufhielten, daher findet wahrscheinlich keine elterliche Brutpflege statt (Székely et al. 2023).
Eigröße / Larven- größe beim Schlupf	<i>C. quindianum</i>: Der mittlere Durchmesser der Eier pro Entwicklungsstadium waren wie folgt: Stadium 1–6 ($3,13 \pm 0,33$ bis $4,82 \pm 0,43$ mm), Stadium 13–18 ($5,26 \pm 0,63$ bis $7,80 \pm 0,53$ mm), Stadium 19–25 ($5,27 \pm 0,51$ bis $7,54 \pm 1,20$ mm [min–max]). Es wurden keine toten Embryonen beobachtet, jedoch die Prädation durch Spinnen (Rios-Soto et al. 2017a). <i>C. savagei</i>: Die Eier hatten im Durchschnitt einen Durchmesser von 4,58 mm, wenn sie 1–2 Tage alt waren, und 6,4 mm zum Zeitpunkt des Schlupfes (Vargas-Salinas et al. 2007). <i>C. venezuelensis</i>: Eizellen unterschiedlicher Größe (Durchmesser zwischen 0,9 und 2 mm) fanden sich in den Eierstöcken eines seziierten ♀; die größeren Eizellen hatten einen dunkelbraunen Pol und eine gelblich cremige Färbung, während die kleineren Eizellen vollständig gelblich sind (Señaris & Ayarzagüena 2005).
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamor- phose	Glasfrosch-♀♀ legen ihre Eier auf Substraten außerhalb des Wasser entlang von Bächen ab, nach mehreren Tagen oder Wochen (oft > 20 Tage), schlüpfen die Eier, und die Embryonen fallen ins Wasser, wo sie ihre Entwicklung abschließen (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007). <i>C. daidalea</i>: mehr als fünf Monate vom Schlupf bis zur Metamorphose (Rada et al. 2007). <i>C. lynchi</i>: Die Eier entwickeln sich in 23–29 Tagen zu schlüpfenden Larven (Dautel et al. 2011, Guayasamin et al. 2020). <i>C. quindianum</i>: Bei der Beobachtung von fünf Gelegen betrug die Zeit bis zum Schlüpfen 28–32 Tage (Rios-Soto et al. 2017a). <i>C. savagei</i>: Der Schlupf fand 10–12 Tage nach der Eiablage statt und verlief nicht synchron (Vargas-Salinas et al. 2007).
Angaben zu den Larven:	<i>C. acanthidiocephalum</i>: Im Leben ist der Rücken cremefarben mit braunen Melanophoren, die um den Augenzwischenraum und den größten Teil des Dottersacks versammelt sind. Die Augen sind dunkel, und der distale Teil des Körpers ist durchscheinend cremefarben, der Bauch ist braun, die Schwanzmuskulatur beige mit einem Streifen aus braunen Melanophoren, der sich in Längsrichtung über den größten Teil des proximalen Bereichs erstreckt; die Schwanzflossen sind cremefarben mit verstreuten braunen Melanophoren hauptsächlich im proximalen Bereich. Die Morphologie der Kaulquappen wird anhand von 12 Larven im Gosner-Stadium 22–23 beschrieben: Körper kugelförmig in Seitenansicht (so breit wie hoch am hinteren Ende) und keilförmig in Dorsalansicht (distal breiter als proximal). Augen dorsolateral angeordnet und ausgerichtet, Nase mit ovalen Öffnungen anterolateral angeordnet, näher an der Maulspitze als zu den Augen. Mundscheibe nicht bei allen untersuchten Exemplaren entwickelt. Langer Schwanz, etwa 65 % der Gesamtlänge, proximal breiter als distal. Rücken- und Bauchflossen beginnen am Übergang Schwanz/Körper, nehmen zum distalen Ende des Schwanzes hin an Größe zu und enden allmählich in einer abgerundeten Spitze. Die Flossen erreichen ihre maximale Höhe in den distalen zwei Dritteln des Schwanzes (Carvajal-Cogollo et al. 2023). <i>C. altitudinalis</i>: Beschreibung von Larven (n=6) im Stadium 25 nach Gosner (1960): gelblich grüner Körper (transparent grün in der Schwanzmuskulatur), Körperlänge 3,8–5,3 mm, Schwanzlänge 9,8–12,2 mm, Körperhöhe 1,8–2,7 mm, Körperbreite 2,5–3,7 mm, Körper in Dorsalansicht komprimiert, in der Seitenansicht oval, Augen klein, dorsolateral silhouettiert, kurzes, linksseitig sichtbares Spirakulum, Kloakenöffnung

rechtsseitig, Schwanzmuskulatur reicht nicht bis zum distalen Ende des Schwanzes, distales Ende abgerundet, oberer Flossensaum so breit wie der untere, entspringt an der Verbindungsstelle zwischen Körper und Schwanz, der untere Flossensaum entspringt am Körper. Mundscheibe ventral, inferior und lateral von stumpfen, nabelartigen Papillen begrenzt, Formel der Keratodonten-Reihe $1/2-3$. Körper dorsal und lateral hellbraun marmoriert, Rest transparent, innere Organe sichtbar; Schwanzmuskulatur hellbraun marmoriert (Señaris & Ayarzagüena 2005).

C. daidalea: Gosner-Stadium 36: Gesamtlänge 36,69 mm, Körperlänge 9,69 mm, Körper langgestreckt und eingedrückt, Mundregion im Dorsalprofil subacuminat und in der Seitenansicht spitz zulaufend, Augen mittelgroß, dorsal angeordnet, Nasenlöcher sehr klein, anterodorsal angeordnet und viel näher am Auge als am Ende des Rostkums, Spirakulum kurz, linksseitig im hinteren und ventralen Bereich des Körpers gelegen, Kloakenöffnung kaudal, medial-marginal und rechtsseitig gelegen, eine kurze freie Röhre bildend, Schwanz lang und robust, mit abgerundetem distalem Ende, oberer Flossensaum erreicht seine größte Höhe kurz nach der Mitte des Schwanzes, Mundscheibe groß, transangulär und anteroventral gelegen, von einer Reihe kleiner, stumpfer Randpapillen eingefasst an den Seiten und im hinteren Bereich. Laterale Papillen anterior, stumpf, anteriore Scheibenfalte mit glatter Oberfläche, mittlerer Teil der Mundscheibe mit gut entwickeltem Suprakeratostoma, ohne mediale Teilung, dünn und bogenförmig mit feinen Rändern und kleinen, ausgeprägten Zacken, U-förmig und gezähnt. Zahnformel $2/2$ (möglicherweise zusätzliche schwache Falte mit kleiner Reihe stumpfer Papillen), Oberlippe: mit zwei unvollständigen Reihen von Denticeln geringer Länge, die sich an Seiten und Mundwinkeln befinden. Unterlippe: zwei Reihen von Keratodonten P1 und P2 von unterschiedlicher Länge und Entwicklung (P1 groß und gleichmäßig entwickelt, P2 kurz, medial unterbrochen und in Bezug auf die vorhergehende Reihe schlecht entwickelt). Färbung: Körper gelb bis braun gefärbt, Schwanzmuskulatur hat die gleiche Farbe, mit durchscheinenden Flossensäumen, Herz und Hyobranchialapparat hellrot (Hoffmann 2010a, Rada et al. 2007).

C. geckoidea: frische Kaulquappe (Gesamtlänge 22,3 mm) mit typischer Centroleniden-Körperform, im Mund fehlen die oberen Zahnreihen, aber es gibt zwei untere Zahnreihen (P1 mit breiter medialer Lücke), Oberkieferscheide dick mit winzigen Zacken, Unterkieferscheide dünn und wenig keratinisiert, eine Reihe großer subkonischer Randpapillen begrenzt die ventrolateral und posterior gelegene Mundscheibe. Kaulquappen im Gosner-Stadium 22, einen Monat nach dem Schlupf, besitzen zwei unvollständige Zahnreihen auf der Oberlippe und drei Zahnreihen auf der Unterlippe. Drei Monate nach dem Schlupf waren alle Zahnreihen verloren, es waren nur noch Hautfurchen erkennbar. Die Rückenflächen des Körpers und die Schwanzmuskulatur waren schwarz gefärbt, der Bauch nicht pigmentiert (Lynch et al. 1983, Rueda-Almonacid 1994).

C. heloderma: Kaulquappen haben eine wurmartige Körperform mit C-förmigen Augen auf der Oberseite positioniert. Die Kaulquappen ernähren sich von externen Nahrungsquellen und sind fossorial, d. h., sie leben eingegraben im Bodengrund fließender Bäche (Cisneros-Heredia 2006).

C. hesperia: Kaulquappen wurden bis zum Stadium 25 (Gosner 1960) aufgezogen: Gesamtlänge 14,9 mm, Schwanzlänge 10,2 mm, Centroleniden-typisch, fusiformer Körper, abgerundete Mundregion, Augen klein, sichelförmig, dorsal angeordnet, Nasenlöcher etwas näher am Auge als an der Mundspitze, unterer Flossensaum in der Schwanzmitte etwas niedriger als der obere Flossensaum, abgerundete Schwanzspitze, Spirakulum klein, oval und linksseitig posterolateral, Mundscheibe anteroventral: eine uniseriale Reihe von etwa 22 großen Randpapillen seitlich und posterior, Kieferscheiden schmal, schwach keratinisiert und gesägt, Labialzahnreihen kaum sichtbar und unvollständig keratinisiert, A2 mit breiter medialer Lücke, die kurzen Abschnitte befinden sich fast seitlich der vorderen Kieferscheide. Labialzahnreihenformel $2(2)/3$ (Cadle & McDiarmid 1990).

C. huilensis: Larven bis zum Stadium 17 sensu Gosner (1960) sind cremefarben hellgrün (Dotterreste), ab dem 18. Gosner-Stadium werden die Embryonen hellgrau, wäh-

rend die Gallerte eine weißliche bis rauchig trübe Farbe annimmt und an Volumen zunimmt (Mendoza-Henao et al. 2019).

C. quindianum: Die mittlere Gesamtlänge der Schlüpflinge betrug $9,5 \pm 1,5$ mm (7,6–11,8 mm; $n=9$). Die dorsale und ventrale Färbung der Schlüpflinge (Stadium 25) war durchscheinend rosa mit grauen Fleckenmustern (Rios-Soto et al. 2017a).

C. savagei: Die Embryonen haben zum Zeitpunkt des Schlüpfens das Gosner-Stadium 24 erreicht und eine mittlere Gesamtlänge (Körper + Schwanz) von 11,92 mm. Eine Kaulquappe im Gosner-Entwicklungsstadium 39 hatte einen im Profil langgestreckten, etwas abgeflachten (breiter als hoch) Körper und war in der Dorsalsicht oval. Gesamtlänge 33,1 mm, Körperlänge 9,8 mm, Körperbreite 5,9 mm, Körperhöhe 4,8 mm, Mundregion in Dorsalsicht abgestumpft, im Profil abgerundet, Seitenliniensystem mit Neuromasten erkennbar, vor allem im vorderen Teil des Körpers, Augen dorsolateral angeordnet, Nasenöffnungen klein, elliptisch und dorsal gerichtet, Spirakulum posterolateral, kurz und linksseitig, Durchmesser 0,7 mm, Kloake kurz, medial, öffnet sich nach hinten, Mundscheibe anteroventral gerichtet, Breite der Mundscheibe 3,0 mm, marginale und uniseriale Papillen um die Mundscheibe, die längsten Papillen auf dem unteren Labium, fünf submarginale Papillen sind auf jeder Seite der Kieferscheide vorhanden, marginale Papillen sind dorsomedial im vorderen Labium unterbrochen und bilden eine breite Lücke, Oberkieferscheide vollständig keratinisiert, mit einem gezackten Rand und einem ausgeprägten Bogen in der Mitte, Unterkieferscheide keratinisiert, V-förmig und mit einem gezackten Rand, breite Zählung kurz und gerade nach medial ausgerichtet. Zahnreihen-Formel 1(1)/2(2) (Zahnreihe A1 medial unterbrochen, befindet sich seitlich auf beiden Seiten der Oberkieferscheide, wobei sie eine breite Lücke bildet; Díaz-Gutiérrez et al. 2013, Vargas-Salinas et al. 2007, Vargas-Salinas et al. 2017).

C. venezuelensis: länglicher, abgeflachter Körper, Schwanz länger als $\frac{2}{3}$ der Gesamtlänge, Schwanzmuskulatur stark entwickelt, oberer Flossensaum genauso breit wie der untere, Augen in dorsaler Lage, Spirakulum klein, linksseitig, posterior, Kloake medial, Mundscheibe in anteroventraler Position, umgeben von zwei Reihen kleiner Papillen, Mundfeld-Zahnformel: 6(1–1)I (1–1)7 (Rada 1990).

C. zarza: Die Kaulquappen schlüpften im Labor nach fünf Tagen und überlebten mehr als sechs Monate lang, bis zum 2. Januar 2022. Sie entwickelten sich anfangs gut, brachen ihre Entwicklung jedoch im Gosner-Stadium 31 (ca. 20. November) ab und starben im Januar 2022, ohne ihre Metamorphose abgeschlossen zu haben. Es ist möglich, dass die Kaulquappen aufgrund unzureichender Aufzuchtbedingungen starben, oder ihr Tod wurde durch Chytridiomykose verursacht. Gosner-Stadium 31: Gesamtlänge 26,9–34,7 mm, Körperlänge 8,2–10,4 mm (etwa 30 % der Gesamtlänge), Körper langgestreckt, oval und abgeflacht, breiter als hoch, Schnauze in der Dorsalansicht gerundet, im Profil schräg und abgerundet, Augen dorsal und C-förmig angeordnet (zumindest bis Gosner-Stadium 31), Nasenlöcher dorsal, abstehend, sehr klein und nach vorne gerichtet, Spirakulum kurz, einzeln, linksseitig, posterolateral, Schwanz lang mit leicht zugespitztem Ende, oberer Flossensaum beginnt etwa in der Mitte der Schwanzlänge, Mundscheibe groß (Breite ~ 65 % Körperbreite), nicht erhöht, nahe der Maulspitze, anteroventral gerichtet, ventral, aber nicht lateral vorspringend, Randpapillen einreihig, groß, um die Mundscheibe verteilt (~ 43 – 47 Papillen), ein großer Teil des vorderen (oberen) Randes des Mundfeldes hat keine Papillen (stattdessen eine einge-rollte Falte mit glatter Oberfläche), aber eine Reihe submarginaler, abgeflachter Papillen in der Nähe der Oberkieferscheide, Oberkieferscheide breit gewölbt, Unterkieferscheide leicht U-förmig, gezackter Rand, Labialzahnreihenformel 0/2(1), P1 mit medialer Lücke und einer Reihe submarginaler, abgeflachter, papillenartiger Kämme (bestehend aus sieben oder acht Papillen), im unteren Teil des Mundfeldes im Gosner-Stadium 26 (im Gosner-Stadium 31 sind alle Zahnreihen verloren gegangen, und nur noch die Zahnleisten (dermal) waren neben dem submarginalen Papillenkamm vorhanden; unklar, ob physiologisch). Färbung: Gosner-Stadium 24 leicht rosafarben, aber mit Grünfärbung des Abdomens, Gosner-Stadium 25: deutlichere rosa Färbung, Gosner-Stadium 26: fast rot, Gosner-Stadium 31: Körper nur noch leicht rosa, Schwanz fast braun (Székely et al. 2023).

Haltung und Nachzucht X

Zu sämtlichen Arten liegen keine Informationen aus der Haltung vor.

***Chimerella* Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009**

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Chimerella corleone</i>	Twomey, Delia & Castroviejo-Fisher, 2014			Nein
<i>Chimerella mariaelenae</i>	(Cisneros-Heredia & McDiarmid, 2006)		Maria Elena's Glassfrog Rana de cristal de María Elena	Nein
<i>Chimerella mira</i>	Köhler, Venegas, Castillo-Urbina, Glaw, Aguilar-Puntriano & Vences, 2023			Nein

Der Gattungsname *Chimerella* stammt vom griechischen Wort „chimaira“ ab. In der griechischen Mythologie ist die Chimäre eine Kreatur, die aus Teilen mehrerer Tiere besteht. Der Name wurde in Anlehnung an die eigentümliche Kombination von morphologischen Merkmalen von *Chimerella mariaelenae* ausgewählt. Die Endung -ella ist eine Verkleinerungsform. In phylogenetischer Hinsicht verkörpert die Gattung eine Klade der gemeinsamen Verwandtschaftslinie der Spezies *Centrolene mariaelenae* Cisneros-Heredia & McDiarmid 2006 und Arten, die innerhalb der Cochranellini enger mit *C. mariaelenae* verwandt sind als mit anderen Gattungen. Die Schwesterngattung ist in diesem Fall unsicher, der mitochondriale Datensatz unterstützt eine Klade, in der *C. mariaelenae* mit allen anderen Gattungen der Cochranellini verwandt ist, wohingegen die Daten der Kern- und Gesamttopologie von dieser mitochondrialen Hypothese abweichen.

Vertreter der Gattung können anhand folgender Merkmale unterschieden werden: (1) ausgewachsene ♂♂ mit kleinen Humerusdornen, (2) gelappte Leber, die von einem weißen Leberperitoneum bedeckt ist, Verdauungstrakt weiß, (3) ventrales Parietalperitoneum vollständig transparent, (4) Spannhäute zwischen den inneren Fingern fehlend oder basal, zwischen den äußeren Fingern mäßig ausgeprägt, (5) blassgrüne Knochen im Leben, (6) Dorsum lavendelfarben mit kleinen dunklen Flecken im Konservierungsmittel, (7) Zahnfortsatz des Vomers vorhanden, aber ohne Zähnchen, (8) ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter.



Abb. 42: *Chimerella*-Arten

- a *C. mariaelenae*, Nangaritza Canton, Provinz Zamora Chinchipe im südlichen Ecuador (A. Sanchez Vialas)
- b *C. mariaelenae*, Provinz Zamora Chinchipe im südlichen Ecuador (A. Sanchez Vialas)
- c *C. mariaelenae*, Puyo, Ecuador (A. Plewnia)
- d *C. mariaelenae*, Puyo, Ecuador (A. Plewnia)
- e *C. mira* (J. Köhler)
- f *C. mira* (J. Köhler).

Morphologie und Taxonomie

Vertreter der Gattung *Chimerella* spp. sind die einzigen Glasfrösche, die einen kleinen Humerusdorn bei erwachsenen ♂♂, ein transparentes ventrales parietales Peritoneum und weiße perikardiale, hepatische und viszerale Peritonea besitzen. Die vorgenannten Merkmale finden sich ansonsten nur bei einer Art aus dem Guayana-Schild (*Vitreorana gorzulae*). Aufgrund der morphologischen Ähnlichkeit (d. h. transparentes ventrales parietales Peritoneum und weißes hepatisches Peritoneum) argumentierten Cisneros-Heredia & McDiarmid (2006), dass *Chimerella mariaelenae* ein Teil einer Gruppe (der *gorzulae*-Artengruppe sensu Duellman &

Señaris 2003) sei, die im Guayana-Schild endemisch ist. Diese Autoren präsentierten ihre hypothetische Klade als Beweis für eine biogeografische Verbindung zwischen den Anden und dem Guayana-Schild. Die Verwandtschaft von *C. mariaelenae* und anderen Gattungen innerhalb der Cochranellini erhalten in den Topologien, die aus den vollständigen und nuklearen Datensätzen gewonnen wurden, keine starke Unterstützung.

Die Phylogenie unterstützt jedoch nicht die Hypothese der biogeografischen Verbindung des Anden-Guayana-Schildes. Wenn die mitochondriale Topologie korrekt wäre, würde dies bedeuten, dass der jüngste gemeinsame Vorfahre der Cochranellini-Gruppe hinsichtlich Morphologie und Verhalten den Arten der Gattungen *Chimerella* und *Vitreorana* ähnlich war (Guayasamin et al. 2009).

Die drei Arten dieser Gruppe sind gut unterscheidbar, *Chimerella* spp. können jedoch mitunter nicht einfach von anderen Gattungen unterschieden werden (eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung wird empfohlen):

Chimerella corleone: kleiner Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung, mit vereinzelten gelblich grünen Flecken und bestäubt von winzigen dunklen Melanophoren, Hände und Füße hellgrün, die Spitzen der Finger und Zehen blassorange, Rückenhaut fein chagriniert, Ventralhaut gekörnt, Kloakenornament bestehend aus zwei runden, niedrigen, unpigmentierten Höckern lateral der Kloake, emaillierte Säume am postaxialen Rand von Finger IV, Mittelhandfalte und emaillierte Säume am postaxialen Rand von Zeh V fehlen, Ellbogenfalte vorhanden, weiß, Fußwurzelfalte vorhanden als Linie niedriger weißer Höcker am seitlichen Rand des Fußwurzelknochens, Präpollex nicht vergrößert, verdeckt, Iris silbrig-weiß mit dunkelgrauer Netzstruktur, KRL ♂♂ 18,8–20,0 mm, ♀ 21,0 mm (n=1), Maulregion in der Dorsalansicht abgestumpft, in der Seitenansicht abgerundet, Trommelfell und Trommelfellring deutlich erkennbar, mit einer leichten Neigung nach hinten, ventrales parietales Peritoneum transparent (kein latzartiger Fleck sichtbar), Leber bauchig mit zwei abgerundeten Lappen, Leber-, Herz- und Eingeweide-Peritonea weiß, Harnblase unpigmentiert. Ähnliche Arten: *Hyalinobatrachium* spp., *C. mariaelenae* (Schwesternart), *Vitreorana antisthenesi*, *Vitreorana eurygnatha*, *Vitreorana gorzulae*, *Vitreorana parvula*, *Teratohyla ameliae*, *Teratohyla pulverata* (Twomey et al. 2014).

Chimerella mariaelenae: kleiner Glasfrosch mit gelblich grüner Rückenfärbung und kleinen grauen bis schwarzen Flecken, Dorsalflächen der Finger und Zehen ohne Melanophoren, außer einigen an der Basis von Zehe V, Rückenhaut chagriniert, ♂♂ mit winzigen Dorsalstacheln (nur unter 250-facher Vergrößerung sichtbar), Kloakenornament bestehend aus zwei runden, niedrigen, unpigmentierten Höckern lateral der Kloake, Oberarme dünn und halb so breit wie die robusten Unterarme, Ulnar- und Tarsalfalten fehlend, verdeckter Präpollex, Finger I etwas länger als Finger II, Spannhäute zwischen den Zehen ausgedehnt, Iris weiß mit zahlreichen dunklen Flecken, Pupille von einem rötlichen bis orangefarbenen Ring umgeben, der mit einem dunkelgrauen bis blauen Ring umrandet ist, KRL ♂♂ 17,9–19,7 mm, ♀ 20,8 mm (n=1), Maulregion in der Dorsalansicht abgestumpft, in der Seitenansicht stumpf bis leicht vorstehend, Trommelfell posterolateral ausgerichtet mit einer leichten Neigung nach dorsal, ventrales parietales Peritoneum transparent, Iridophoren im Perikard und in den Peritonea des Verdauungstrakts, der knolligen Leber und der Hoden, Nieren und Harnblase ohne Iridophoren. Ähnliche Arten: *Hyalinobatrachium* spp., *C. corleone* (Schwesternart), *Vitreorana gorzulae*, *Teratohyla ameliae*. Taxonomische Anmerkung: Typusspezies der Gattung *Chimerella* (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2006, Guayasamin et al. 2020).

Chimerella mira: kleiner Glasfrosch mit gelblich grüner Rückenfärbung und kleinen runden verstreuten blassgelblichen Flecken, Dorsalflächen der Gliedmaßen gelblich cremefarben, mit verstreuten Melanophoren, Dorsalflächen der Finger und Zehen ohne Melanophoren, außer an den Zehen IV und V, Rückenhaut fein chagriniert mit wenigen winzigen verstreuten dorsalen Höckern, Ventralhaut gekörnt, Kloakenornament bestehend aus zwei runden niedrigen, unpigmentierten Höckern lateral der Kloake, emaillierte Säume an der postaxialen Kante von Finger IV vorhanden, Ulnarfalte diffus, Tarsalfalte fehlend, vergrößerte Tuberkel an den ventrolateralen Rändern von Arm und Tarsus fehlen, verdeckter Präpollex, nicht vergrößert, Präpollexdorn nicht hervorstehend, Finger I etwas länger als Finger II, Spannhäute zwischen den Zehen ausgedehnt, Iris silbrig-weiß mit feiner schwarzer Tüpfelung und einem dunkelbrauner Mittelstreifen, bestehend aus feinen Punkten, KRL ♂♂ 18,1–19,6 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion in der Dorsalansicht abgestumpft, im Seitenprofil stumpf, Trommelfell und Trommelfellring deutlich, rund, Supratympanalfalte schwach ausgeprägt, Zahnfortsätze des Vomers und Vomer-Zähnnchen fehlend, ventrales parietales Peritoneum transparent, Iridophoren im Perikard und in den Peritonea des Verdauungstrakts, der zweigeklappten Leber und der Hoden (teilweise), Nieren und Harnblase ohne Iridophoren. Ähnliche Arten: *Hyalinobatrachium* spp., *C. corleone*, *C. mariaelenae*, *Vitreorana gorzulae* (Köhler et al. 2023).

Verbreitung und Lebensraum

Die Gattung *Chimerella* kommt an Amazonas-Andenhängen in Ecuador, 1.400–1.820 m ü. NN, in den Provinzen Napo, Tungurahua, Morona Santiago und Zamora Chinchipe, Ecuador, möglicherweise auch im angrenzenden südlichen Kolumbien vor. Sie ist auch aus der Nähe von San José im Cainarachi-Tal bei Tarapoto, Departamento San Martín, Peru, auf 610 m ü. NN nachgewiesen (Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2020, Twomey et al. 2014, Frost 2024).

Chimerella corleone: bekannt nur von der Typuslokalität, einem Bach in der Nähe des Dorfes San José im Cainarachi-Tal bei Tarapoto, im Departamento San Martín, Peru. Es ist nicht bekannt, ob die Art auf die Umgebung dieses Fundortes beschränkt oder ob sie möglicherweise weiterverbreitet ist (610 m ü. NN). Alle Individuen wurden auf niedriger krautiger Vegetation gefunden, die entlang vertikaler Felswände in den Spritzwasserzonen von Wasserfällen in einem tropischen Tieflandwald wächst (Twomey et al. 2014).

Chimerella mariaelenae: bekannt von rund 20 Fundorten an den Hängen der Cordillera Oriental und des Amazonasgebiets in den Provinzen Sucumbios, Napo, Orellana, Morona Santiago und Zamora Chinchipe, Ecuador. Die Art kommt auch in der Cordillera Kampankis, Zona Reservada Santiago-Comaina, Region Amazonas, Peru, und möglicherweise im angrenzenden südlichen Kolumbien vor (813–1.820 m ü. NN). Lebensraum auf Blättern in bis zu 5 m Höhe über kleinen Bächen und Teichen in primären oder älteren sekundären immergrünen Berg- und Nebelwäldern sowie auf Weideflächen und an Waldrändern. Die Art kann während der Fortpflanzungszeit temporäre (saisonale) Quellen mit fließendem Wasser nutzen. Außerhalb der Reproduktionszeit scheint die Art die Kronenregion der Bäume zu besiedeln (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2006, Catenazzi & Venegas 2012, Batallas-Revelo & Brito 2016, Guayasamin et al. 2020).

Chimerella mira: lediglich bekannt vom Ufer des Río Patay Rondos (Typuslokalität), einem mittelgroßen Nebenfluss des Río Monzon, der wiederum Teil des Huallaga-Flusses, Provinz Leoncio Prado, Departament Huánuco, Peru, ist (798 m ü. NN). Lebensraum in zeitweise überschwemmtem Sumpfgebiet mit kleinen stehenden Gewässern, Strauchvegetation und jüngeren Bäumen. ♂♂ fanden sich auf den Oberseiten von Blättern etwa 0,5–2,5 m über dem Boden und riefen bei leichtem Regen (Köhler et al. 2023).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Chimerella corleone: Ungenügende Datenlage – DD (Data Deficient, assessed 2018-03-23)

Chimerella mariaelenae: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018-02-06)

Chimerella mira: bislang nicht eingestuft durch die IUCN

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Ecuador

Lista Roja Anfibios del Ecuador (Ortega-Andrade et. al. 2021)

Chimerella mariaelenae: Potenziell gefährdet (Casi amenazada Criterio B1b(iii)).

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschliche Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UV-B-Strahlung zu nennen.

Chimerella corleone: aufgrund der anhaltenden Ungewissheit über die Größe des Vorkommens, die ökologischen Anforderungen und die Bedrohungen wird diese Art mit „ungenügende Datenbasis“ geführt. Die Bedrohungen für diese Art sind also nicht bekannt. Sie ist derzeit nur innerhalb der Grenzen der Área de Conservación Regional Cordillera Escalera bekannt, die ein gewisses Maß an Schutz bietet. Über den Populationsstatus dieser Art ist wenig bekannt, sie scheint jedoch lokal selten zu sein. Obwohl in 12 Nächten ein großer Abschnitt des Baches bearbeitet wurde, konnten Tiere nur in der Nähe von Wasserfällen gefunden werden. Darüber hinaus wurde der untere Teil dieses Baches in den Jahren 2004–2006 ausgiebig abgesucht, ohne dass die Art dort angetroffen wurde (Twomey et al. 2014).

Chimerella mariaelenae: als nicht gefährdet eingestuft, weil die Art weit verbreitet ist, sie in einem Gebiet mit ausgedehnten, geeigneten Lebensräumen vorkommt, das nicht wesentlich bedroht zu sein scheint, sie sich in gewissem Maße an Lebensraumveränderungen anpassen kann und sie eine vermutlich große Population aufweist. Als die Art beschrieben wurde, galt sie als selten, doch weitere Untersuchungen haben ergeben, dass sie lokal häufig ist. Eine gesunde Subpopulation dieser Art kommt in der Cordillera Kampankis, Zona Reservada Santiago-Comaina, Peru, vor, wo 2011 bei einer einstündigen Suche 50 Individuen beobachtet wurden (Catenazzi & Venegas 2012).

Chimerella mira: Da die Größe der Population, das tatsächliche Verbreitungsgebiet und damit potenzielle Bedrohungen noch unbekannt sind, schlagen die Autoren den IUCN-Status „Data Deficient“ (ungenügende Datenbasis) vor (Köhler et al. 2023).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Chimerella</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase.
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>C. corleone</i>: Anzeigeruf bestehend aus einem hohen Tonpaar (manchmal auch drei Töne), Rufdauer 0,39 s, Tondauer 0,013–0,020 s, Rufpausen 5–15 min, dominante Frequenz des ersten Tons 7.629 Hz und des zweiten Tons 7.425 Hz, die höchste für diese Familie bekannte Frequenz (Twomey et al. 2014). <i>C. mariaelenae</i>: Der typische Anzeigeruf ist variabel und reicht von einem kurzen bis mäßig langen Ruf (Bereich 231–1.761 ms), i. d. R. zwei Töne, aber einige Rufe können bis zu 10 Töne aufweisen, jeder Ton ist mit 4–7 ms extrem kurz und hat eine einzelne Amplitudenspitze. Die bei der Amplitudenspitze gemessene Dominanzfrequenz beträgt 6.718–8.010 Hz (Batallas-Revelo & Brito 2016, Guayasamin et al. 2020). <i>C. mira</i>: Die Rufe bestehen aus 2–3 hochfrequenten, gepulsten Tönen mit beträchtlicher Amplitudenmodulation („Trii“-Rufe sensu Duarte-Marín et al. 2022), meist 3–4 deutlich getrennte Pulse am Beginn jeder Note, gefolgt von etwa 10–12 weniger deutlich getrennten Pulsen (Pulsrate ~200 Pulse/s), Tonlänge 42–85 ms, 160–239 ms Intervalldauer zwischen den Tönen innerhalb der Rufe, Wiederholungsrate etwa 1,5–1,9 Rufe/min, dominante Frequenz 5.543–6.135 Hz. Die Rufe wurden in etwas unregelmäßigen Abständen ausgestoßen und traten in „Wellen“ auf, wobei mehrere ♂♂ fast synchron riefen (Köhler et al. 2023).
Paarung und Eiablagestellen	Sämtliche Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche. <i>C. corleone</i>: Die ♂♂ rufen von waagerechten Ästen und den Oberseiten von breitblättrigen Kräutern in 2–4 m Höhe über dem Boden. In Menschenobhut legte ein Paar 18 pigmentierte Eier in einer rauchig trüben, zähflüssigen Gallerte an den unteren Rändern eines Blattes ab, das in das Becken gegeben wurde. Zwei weitere Gelege, die dieser Art entsprechen, wurden an einem Wasserfall an den Rändern der Unterseite eines Blattes, etwa 2 m über der Wasseroberfläche gefunden. Eier des Geleges wiesen einen pigmentierten animalen Pol auf, der vegetative Pol ist cremefarben (Twomey et al. 2014). <i>C. mariaelenae</i>: Unpigmentierte, weiße Eier in klarer Gallerte wurden auf den Oberseiten von Blättern abgelegt, kurzzeitige mütterliche Brutpflege trat auf (Guayasamin et al. 2020).
Fortpflanzungs-saison	<i>C. mariaelenae</i> : Fortpflanzungsaktive Individuen wurden in der Nähe der Cascada San Rafael in Quebrada Pangayacu im August 2012 beobachtet.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>C. corleone</i> : s. Tabellenzeile Paarung und Eiablagestellen.
Eigröße / Larvengröße beim Schlupf	keine Angaben in der Literatur.
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamorphose	Glasfrosch-♀♀ legen ihre Eier auf Substraten außerhalb des Wasser entlang von Bächen ab, nach mehreren Tagen oder Wochen (z. B. > 20 Tage) schlüpfen und fallen die Embryonen ins Wasser, wo sie ihre Entwicklung abschließen (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007).
Angaben zu den	<i>C. mariaelenae</i> : Beschreibung basierend auf einem Exemplar im Gosner-Stadium 39,

Larven	unter Laborbedingungen aufgezogen: Körper langgestreckt und oval komprimiert, breiter als hoch, Maulregion in Dorsal- und Seitenansicht abgerundet, Seitenlinienorgan sichtbar (mehrere parallele Punkte senkrecht zur Längsachse des Körpers), kurzes, einzelnes, linksseitig gelegenes Spirakulum posterolateral am Körper, Kloakenröhre kurz und abdominal, freie Öffnung nach hinten gerichtet, Schwanz lang, mit abgerundeter Spitze, Myotome über die gesamte Länge des Schwanzes sichtbar, Rückenflosse etwa in der Mitte des Schwanzes beginnend, Bauchflosse hat ihren Ursprung nahe der Basis des Schwanzmuskels, Mundscheibe nicht vergrößert und von 49 randständigen, einseitigen Papillen umgeben (nur ventrale und laterale Papillen vorhanden), Ober- und Unterkieferscheiden fast gerade und vollständig keratinisiert, mit gezacktem Rand, Labialzahnreihenformel 2(1)(2)/3; Lücke in Zahnreihe A1 könnte künstlich sein (aufgrund von Zahnverlust). Bräunliche Dorsalfärbung, Bereich am Auge ohne Pigmentierung, rötliche Färbung auf der vorderen Hälfte des (transparenten) Rückens, vorderer, äußerster Teil des Kopfes grau, Iridophoren-Ansammlungen auf dem Rücken entlang der Wirbelsäule, Iris bronzefarben (Terán-Valdez & Guayasamin 2014).

Haltung und Nachzucht **X**

Keine der *Chimerella*-Arten ist gemäß Kenntnisstand des Autors bisher in Menschenobhut gelangt.

Cochranella Taylor, 1951

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Cochranella duidaeana</i>	(Ayarzagüena, 1992)		Duida Cochran Frog	Nein
<i>Cochranella erminea</i>	Torres-Gastello, Suárez-Segovia & Cisneros-Heredia, 2007			Nein
<i>Cochranella euhystrix</i>	(Cadle & McDiarmid, 1990)		Ridge Cochran Frog	Nein
<i>Cochranella euknemos</i>	(Savage & Starrett, 1967)		Fringe-Limbed Tree Frog, San Jose Cochran Frog, Slope Snouted Glassfrog	Nein ^{10, 11}
<i>Cochranella geijskesi</i>	(Goin, 1966)		Wilhelmina Cochran Frog	Nein
<i>Cochranella granulosa</i>	(Taylor, 1949)		Granular Glassfrog, Grainy Cochran Frog	Ja
<i>Cochranella guayasamini</i>	Twomey, Delia & Castroviejo-Fisher, 2014			Nein
<i>Cochranella litoralis</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1996b)		Litoral Glassfrog	Nein
<i>Cochranella mache</i>	Guayasamin & Bonaccorso, 2004		Ecuadorian Blue Glass Frog, Mache Glassfrog Rana de cristal de Mache	Nein
<i>Cochranella nola</i>	Harvey, 1996		Bell Glass Frog	Nein
<i>Cochranella ramirezi</i>	Ruiz-Carranza & Lynch, 1991c		Ramirez's Cochran Frog	Nein
<i>Cochranella resplendens</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Resplendent Cochran Frog, Resplendent Glassfrog	Nein
<i>Cochranella riveroi</i>	(Ayarzagüena, 1992)		Rivero's Cochran Frog	Nein
<i>Cochranella xanthocheridia</i>	Ruiz-Carranza & Lynch, 1995b			Nein

¹⁰ ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt bis zum Jahr 2010 zwei Halter, El Valle Amphibian Conservation Center (Panama) und das Baltimore Aquarium (USA, vermutlich inzwischen nicht mehr), von *C. euknemos* an (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten)

¹¹ nach eigenen Erfahrungen wird die Art derzeit nicht in der privaten ex-situ-Haltung gepflegt.



Abb. 43: *Cochranella*-Arten

- a *C. euknemos*, Costa Rica, das Bild wurde am Costa Rican Amphibian Research Center (CRARC) aufgenommen (T. Eisenberg)
- b *C. granulosa* aus der Umgebung von Golfito, Costa Rica (T. Eisenberg)
- c *C. granulosa*, Unterseite, beachte die beiden deutlich sichtbaren Samenleiter (Wolff'sche Gänge), welche das männliche Geschlecht anzeigen (T. Eisenberg)
- d *C. granulosa*, Unterseite (T. Leenders)
- e *C. granulosa* aus dem südwestlichen Costa Rica von einem privaten Schutzgebiet nahe des Nationalparks Piedras Blancas (T. Leenders)
- f *C. nola*, Bolivien (J. Köhler).

Morphologie und Taxonomie

Die Gattung *Cochranella* wurde zu Ehren von Doris M. Cochran, der ehemaligen Kuratorin der Smithsonian Institution, benannt, die ihre Forschung hauptsächlich auf die Herpetofauna der Westindischen Inseln und Südamerika, insbesondere Brasilien und Kolumbien, konzentrierte.

In phylogenetischer Hinsicht verkörpert die Gattung die Klade der gemeinsamen Verwandtschaftslinie der Spezies *Centrolenella granulosa* Taylor 1949, *Centrolene litoralis* Ruiz-Carranza & Lynch 1996 und *Cochranella nola* Harvey 1996.

Die Schwesterngattung ist in diesem Fall unsicher, zumindest nach der Analyse des kombinierten mitochondrialen Datensatzes wird die nächste Verwandtschaft mit der Gattung *Espadarana* Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009 unterstützt.

Vertreter der Gattung können anhand folgender Merkmale unterschieden werden: (1) auffällige Humerusdorne bei ausgewachsenen ♂♂ fehlen (kleiner Stachel bei *C. guayasamini*, *C. litoralis*), (2) Verdauungstrakt weiß (durchscheinend bei *C. duidaeana*, *C. erminea*, *C. euhystrix*, *C. guayasamini*, *C. nola*, *C. riveroi*), gelappte Leber, die von einem durchsichtigen Leberperitoneum bedeckt ist, (3) ein ventrales parietales Peritoneum, welches im vorderen Bereich durch Iridophoren weiß gefärbt ist, der hintere Bereich ist hingegen transparent/durchscheinend, (4) mäßige bis starke Spannhäute zwischen den Fingern III und IV, (5) Knochen im Leben grün, (6) Rücken im Konservierungsmittel lavendelfarben, mit oder ohne Flecken, (7) Zahnfortsätze des Vomers und Vomer-Zähnnchen vorhanden (fehlend bei *C. duidaeana*, *C. euhystrix*, *C. litoralis*), (8) die ♂♂ rufen von der Oberseite von Blättern, die ♀♀ legen ihre Eier auf der Oberseite von Blättern über Wasserläufen ab, (9) gelenkige Verbindung zwischen Quadratojugale und Oberkieferknochen. *Cochranella* unterscheidet sich von *Rulyrana* durch ein meist weißes Bauchfell (durchscheinend bei *Rulyrana*). Drei Arten von *Centrolene* (*C. daidaleum*, *C. savagei* und *C. solitaria*) haben bemerkenswerte Ähnlichkeit mit einigen Arten von *Cochranella* (*C. mache*, *C. resplendens*); diese *Centrolene*-Arten unterscheiden sich hauptsächlich durch eine Konzentration von Iridophoren (ähnlich einer Linie), die die oberen und unteren Flanken des Körpers voneinander trennen (fehlend bei *Cochranella*). Außerdem kommen sie in unterschiedlichen biogeografischen Gebieten vor; alle Arten von *Centrolene* sind auf die tropischen Anden beschränkt, während *C. mache* und *C. resplendens* nur im Tiefland (≤ 1000 m ü. NN) vorkommen. Die Monophylie von *Cochranella* wird durch ribosomale (12S, 16S), kombinierte mitochondriale, kombinierte Kerndaten und vollständige Datensätze belegt (Wägele 2001, Guayasamin et al. 2009).

Viele Arten dieser Gruppe sind vergleichsweise ähnlich, können jedoch gegenüber anderen Gattungen unterschieden werden (eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung wird empfohlen):

Cochranella duidaeana: mittelgroßer Glasfrosch mit einheitlich grüner Rückenfärbung, Lippe grünlich gelblich, Rückenhaut leicht körnig mit kleinen Stacheln, besonders in der Tympanumregion, Ventralhaut areolat und cremefarben, perikloakale Region stark tuberkuliert, Vorderbeine mit kräftigen Unterarmen ohne Humerusdorne, Oberarmfalten und/oder -höcker, dicke Finger und Zehen, ulnare und tarsale Tuberkel fehlend, Iris gelblich grün, KRL ♂♂ 21,5–25,1 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion in der Dorsalansicht gerundet und in der Seitenansicht leicht abfallend, Augenlider schwärzlich aufgrund der Transparenz der Haut, die den dunklen Augapfel erkennen lässt, Vomerzähne und Zahnfortsätze fehlen, Trommelfell unauffällig, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Perikard weiß (aber mit transparentem un-

terem Ende), Peritonea auf Viszera und dreilappiger Leber transparent. Taxonomische Anmerkung: Die Art wurde bisher in keiner phylogenetischen Analyse bewertet. Guayasamin et al. (2009) betrachten dieses Taxon als *incertae sedis* innerhalb der Gattung *Cochranella* sensu lato, bis mehr Daten verfügbar sind (Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2020).

Cochranella erminea: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit blau- bis olivgrüner Rückenfärbung, mit reichlich emaillierten (hellweißen) Flecken auf flachen Warzen und verstreuten größeren dunkelblauen Flecken auf den Warzen, Oberlippe leuchtend weiß, Enden der Finger- und Zehenspitzen gelb, Rückenhaut chagriniert mit zahlreichen kleinen und verstreuten großen Warzen, perikloakale Region mit reichlich weiß-glänzenden Warzen (körnige Haut), Paar subkloakale Warzenhöcker fehlend, niedrige Reihe von emaillierten Warzen an der Elle und an der äußeren Fußwurzel, ausgedehnten Spannhäute zwischen den Fingern III und IV, Iris hell- bis schiefergrau mit feinen dunkelgrauen Netzlinien (pinkrötlich im nördlichen Peru), KRL ♂♂ unbekannt, ♀ 23,6 mm (n=1), Maulregion im Profil leicht schräg nach anteroventral, in Dorsalansicht gerundet, Trommelfell eiförmig, nach dorsal bis dorsolateral geneigt, Trommelfelling ausgeprägt, supratympanische Falte schwach, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Perikard weiß, Peritonea auf Verdauungstrakt, Gallen- und Harnblase, Nieren und dreilappiger Leber transparent. Ähnliche Arten: Aufgrund der drei kombinierten Hauptmerkmale Vorhandensein von ausgedehnten Spannhäuten zwischen den Fingern III und IV, Fehlen von weißem Pigment auf den viszerale Peritonea und einer charakteristischen Dorsalfärbung mit einer Kombination aus reichlich emaillierten Flecken und wenigen dunklen dorsalen Flecken ist die Art von folgenden Arten zu unterscheiden: *Centrolene muelleri*, *C. duidaeana*, *C. euhystrix*, *C. geijskesi*, *C. guayasamini* (Schwesterntaxon), *C. nola*, *C. riveroi*, *C. xanthocheridia*, *Espadarana prosoblepon*, *Nymphargus megistus*, *Nymphargus mixomaculatus*, *Rulyrana adiazeta*, *Rulyrana flavopunctata*, *Rulyrana saxiscandens*, *Rulyrana spiculata*, *Rulyrana susatamai*, *Sachatamia albomaculata*, *Sachatamia orejuela*, *Sachatamia punctulata*, *Teratohyla spinosa* (Torres-Gastello et al. 2007, Guayasamin et al. 2009, Twomey et al. 2014, Frost 2024).

Cochranella euhystrix: großer Glasfrosch mit nachts dunkelgrünlich schwarzer und tagsüber dunkelgrüner bis bräunlicher Rückenfärbung, mit bei ♂♂ helleren grünen Stacheln an Kopf (insbesondere Augenlider und Lippen), Rücken und Gliedmaßen, die heller als die dorsale Grundfarbe sind und dem Rücken ein fein geflecktes Aussehen verleihen (♀♀ viel glatter), Finger und Zehen grünlich gelb, Rückenhaut stachelig bei den ♂♂, glatter bei den ♀♀, Ventralseite grünlich mit gelben Flecken auf der vorderen Bauchregion, ein Paar Tuberkel ventral zur Kloakenöffnung, Ulnar- und Tarsalfalten fehlend, Spannhäute ausgeprägt, Zehenscheiben erweitert, Iris grau mit feinen schwarzen unregelmäßigen Netzstrukturen, KRL ♂♂ 28,5–31,3 mm, ♀♀ 31,1–33,6 mm, Kopf breiter als Körper und breiter als lang, Maulregion im Profil leicht trunziert (bei einigen ♀♀ leicht gerundet), in Dorsalansicht trunziert, Vomerzähne und Zahnfortsätze fehlen, Trommelfell deutlich, zu zwei Dritteln bis vollständig sichtbar, dorsomedial geneigt, posterolateral gerichtet, gewöhnlich glatt oder mit niedrigem Stachel, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Perikard weiß, Peritonea auf Verdauungstrakt und Leber transparent. Taxonomische Anmerkung: Die Art wurde bisher in keiner phylogenetischen Analyse bewertet. Guayasamin et al. (2009) betrachten dieses Taxon als *incertae sedis* innerhalb der Gattung *Cochranella* sensu lato, bis mehr Daten verfügbar sind (Cadle & McDiarmid 1990, Guayasamin et al. 2009).

Cochranella euknemos: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit tiefblaugrüner Rückenfärbung mit vielen erhabenen, mittelgroßen gelblich weißen Tuberkeln, elfenbeinfarbener weißer

Rand entlang der Lippen-, Arm- und Beinsäume, Ventralseite blassgelbweiß, deutlicher fleischiger Saum entlang des posteroventralen Randes, der vom Ellbogen bis zur Fingerscheibe IV verläuft, Unterseiten der Handflächen und Finger glatt, mit seitlichen fleischigen Säumen, ausgedehnte Spannhäute zwischen den Fingern III und IV und an allen Zehen, Hintergliedmaßen lang, ebenfalls mit deutlichem fleischigen Saum posteroventral von der Ferse bis zur Zehenscheibe V, Bauch und Schenkelunterseiten stark granuliert, unterhalb der Kloake deutlicher fransenartiger Grat mit zwei erhabenen Knötchen und einer Reihe kleiner Knötchen (weiße subkloakale Ornamente), Iris elfenbeinfarben mit sehr feinem Netzwerk, KRL ♂♂ 21–25 mm, ♀♀ 25–32 mm, Maulregion lang, in der Dorsalansicht abgerundet, im Profil im Profil stark trunziert, Augen relativ klein, Trommelfell rund, seitlich gerichtet, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Perikard und Verdauungstrakt weiß, Leber-Peritoneum transparent. Ähnliche Arten: *C. granulosa*, *Sachatamia albomaculata*, *Teratohyla pulverata* (Savage & Starrett 1967, Savage 2002, Kubicki 2007).

Cochranella geijskesi: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit einheitlich dunkelgrüner Rückenfärbung, kein Tarsalkamm, kein Hautanhang an der Ferse, Spannhäute zwischen den Fingern III und IV und den Zehen fast vollständig entwickelt, Iris goldfarben mit grauen Netzzeichnungen, KRL 36,1 mm (Geschlecht unbekannt), Maulregion in der Dorsalansicht abgerundet, Augen groß, Trommelfell mäßig ausgeprägt, etwa die Hälfte des Augendurchmessers. Ähnliche Arten: *Espadarana prosoblepon*. Guayasamin et al. (2009) betrachten dieses Taxon als incertae sedis innerhalb der Gattung *Cochranella* sensu lato, bis mehr Daten verfügbar sind (Goin 1966, Ouboter & Jairam 2012, Guayasamin et al. 2009).

Cochranella granulosa: großer Glasfrosch mit tiefdunkelgrüner bis blaugrüner Rückenfärbung, mit gelblichen oder bläulichen Körnchen (ohne Stacheln) und schwachen bis deutlich ausgeprägten blauen bis schwarzen Flecken bei vielen Individuen/Populationen, gelblich grüne Hände und Füße, Bauchhaut areolat, ohne ein Paar vergrößerter subkloakaler Warzen, blasse oder weißliche Lippe in Populationen aus Mittelamerika, Ulnarfalte niedrig, innere und äußere Tarsalfalten niedrig und dünn, ausgedehnte Spannhäute zwischen den Fingern III und IV und allen Zehen, Iris gelb bis goldfarben mit wenigen, schwach bräunlichen Streifen, KRL ♂♂ 22,5–29,0 mm, ♀♀ 29–32 mm, Maulregion in der Dorsalansicht abgestumpft, im seitlichen Profil leicht abfallend, Trommelfell dorsolateral ausgerichtet, mit leichter Neigung nach hinten, Trommelfellring sichtbar, niedrige Supratympanalfalte, etwas weniger als die vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Leber tetralobiert, Leberperitoneum ohne Iridophoren, Peritoneum des Verdauungstrakts mit weißen Iridophoren. Ähnliche Arten: *C. litoralis*, *C. euknemos*, *Teratohyla spinosa*, *Espadarana prosoblepon* (einige Populationen). Taxonomische Anmerkung: Typuspezies der Gattung *Cochranella* (Savage 2002, Kubicki 2007, Guayasamin et al. 2020).

Cochranella guayasamini: mittelgroßer Glasfrosch mit dorsaler und dorsolateraler grüner Rückenfärbung mit Gelbtönen und winzigen Melanophoren (in der Oberlippe fehlend), oberer Lippenrand weiß (emailliert), Hände und Füße gelblich grün mit gelblichen Fingern und Zehen (ohne Melanophoren), Augenlidränder leuchtend gelb, ventrale Oberflächen gelbgrün, Rückenhaut und die der Flanken glatt, Haut an Bauch und Oberschenkeln grob areolat, übrige Bauchflächen glatt, Kloakenornamentik aus gefalteter Haut mit kleinen, nicht emaillierten Warzen und zwei paarigen runden Höckern, Falten an den Gliedmaßen fehlend, ausgedehnte Spannhäute zwischen den Fingern III und IV und allen Zehen, erwachsene ♂♂ mit kleinen Humerusdornen, Iris rötlich bronzefarben mit schwarzer Netzstruktur, schwarzen oder grauen Flecken und einem schwarzen Ring, der die Iris begrenzt, gelber Pupillenring fehlend, KRL ♂♂

22,5–24,5 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion in der Dorsalansicht gerundet, im Profil gerundet und leicht geneigt, Trommelfell sichtbar, nicht von Haut bedeckt, seitlich leicht nach dorsal geneigt, Trommelfellring niedrig, keine Supratympanalfalte, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Peritonea von Magen, Darm, trilobierter Leber, Nieren- und Keimdrüsen meist durchsichtig, aber mit einigen kleinen und vereinzelt Spuren von Iridophoren. Ähnliche Arten: *Nymphargus balionotus*, *Nymphargus chancas*, *Espadarana durrellorum* (Twomey et al. 2014).

Cochranella litoralis: kleiner Glasfrosch mit blassgelbgrüner Rückenfärbung, mit kleinen grauen bis schwarzen Punkten und schwachen gelb- bis cremefarbenen dorsolateralen Streifen, Rückenhaut im vorderen Bereich glatt, im Sakralbereich chagriniert, ohne Stacheln, kein Paar vergrößerter subkloakaler Warzen, Ulnar- und Tarsalfalten fehlend oder niedrig und unauffällig, ohne weiße Färbung, mäßige Spannhäute zwischen den Fingern III und IV und allen Zehen, erwachsene ♂♂ mit kleinen spitzen Oberarmstacheln (Humerusdornen), Iris leuchtend orange bis rot, KRL ♂♂ 19,4–20,0 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer, Trommelfell von mäßiger Größe, fast vertikal ausgerichtet, Trommelfellring größtenteils sichtbar, Supratympanalfalte bedeckt posterodorsalen Rand, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Iridophoren im Perikard und im gastrointestinalen Peritoneum, keine Iridophoren an gelappter Leber, Hoden, Gallen- und Harnblase und Nieren. Ähnliche Arten: *C. guayasamini*, *Espadarana prosoblepon*, *Nymphargus griffithsi* (Guayasamin et al. 2020).

Cochranella mache: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit dunkel olivgrüner bis lavendelblauer oder blassblauer Rückenfärbung und kleinen gelben bis orangefarbenen Flecken, großer stumpf bis leuchtend gelber Fleck auf der Oberseite des Kopfes, Oberlippe mit dünnem, weißem Rand, weiße Höcker sichtbar auf Hautfalten der Hinter- und Vorderextremitäten, Rückenhaut chagriniert mit Warzen, die den hellen Flecken entsprechen, ♂♂ mit zahlreichen winzigen Stacheln, Bauchhaut körnig, mehrere runde, emaillierte Warzen um die Kloake, Kloakenfalte und ein Paar vergrößerter subkloakaler Warzen vorhanden, ventrolaterale Ränder von Finger IV, Unterarm, Ellbogen, Zehe V, Fußwurzel und Ferse mit dermalen emaillierten Falten und Höckern, innere Finger und Zehen weiß oder unpigmentiert, ausgedehnte Spannhäute zwischen den Fingern III und IV und allen Zehen, Iris weißlich cremefarben bis beige mit dünner brauner Netzstruktur, weißer bis goldener Ring um die Pupille, KRL ♂♂ 22,0–27,0 mm, ♀♀ 28,0–33,4 mm, Maulregion in Dorsalansicht leicht zugespitzt, in der Lateralansicht graduell angeschrägt, Trommelfell fast senkrecht ausgerichtet, leicht seitlich und nach hinten geneigt, niedrige Supratympanalfalte erkennbar, vorderes Drittel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Iridophoren im Peritoneum von Perikard, Gastrointestinaltrakt und Keimdrüsen sowie der Nierenkapseln (bei einigen Individuen), Peritoneum der tri- oder tetralobulierten Leber durchsichtig oder mit kleinen, isolierten Flecken durch Iridophoren. Ähnliche Arten: *Centrolene daidalea*, *Centrolene savagei*, *Centrolene solitaria*, *Cochranella resplendens*, *Cochranella euknemos*. Taxonomische Anmerkung: Die Art ist *C. euknemos* (Schwesternart) sehr ähnlich, und es sind weitere taxonomische Untersuchungen erforderlich, um die Grenzen zu definieren (Guayasamin & Bonaccorso 2004, Cisneros-Heredia et al. 2008a, Guayasamin et al. 2020).

Cochranella nola: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit einheitlich hellgrüner Rückenfärbung, Augenlider, Oberlippe und Flanken weiß, Rückenhaut gekörnt mit zahlreichen gleich großen Stacheln, Haut an Händen und Füßen glatt, Bauchhaut und ventrale Oberflächen der Oberschenkel areolat, ohne paarige vergrößerte subkloakale Warzen oder para- und subkloakale Falten, Arme kurz, Umfang des Oberarms etwa halb so groß wie der des Unterarms, Ulnarfalte und Tuberkel fehlen, Hautsäume und Fußwurzelhöcker fehlen, kurze Fußwurzelfalte vorhanden, Finger grün, bei einigen Individuen mit rotem Fleck auf den Fingern, ausgedehnte Spannhäute zwischen den Fingern III und IV und allen Zehen, Augen groß, Iris blassgrau mit feiner schwarzer Netzstruktur, KRL ♂♂ 20,7–21,1 mm, ♀♀ 24,4–25,7 mm, Kopf breiter als Körper, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht trunziert, Trommelfell klein, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz, trilobulierte Leber und Magen durch die Haut nicht sichtbar, Eingeweide gelblich. Ähnliche Arten: *Rulyrana spiculata*, *Rulyrana saxiscandens*, *Teratohyla midas* (Harvey 1996, Köhler 2000, Lötters & Köhler 2000).

Cochranella ramirezi: mittelgroßer Glasfrosch mit blassgrüner bis blassgrünlich gelber Rückenfärbung und einem netzartigen Muster aus cremefarbenen Flecken, Rückenhaut gekörnt mit größeren Höckern, die mit den cremefarbenen Flecken zusammenfallen, keine Hautfalten an den Unterarmen oder Fußwurzeln, KRL ♂♂ 25,6–27,4 mm, ♀ 27,4 mm (n=1), Kopf so breit wie der Körper und breiter als lang, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht gerundet, Trommelfell klein, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Magen und Eingeweide durch die Haut nicht sichtbar. Taxonomische Anmerkung: Ruíz-Carranza & Lynch 1991c und Guayasamin et al. (2009) betrachten dieses Taxon als incertae sedis innerhalb der Gattung *Cochranella* sensu lato, bis mehr Daten verfügbar sind (AmphibiaWeb 2023).

Cochranella resplendens: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit dunkelgrüner Rückenfärbung mit zahlreichen kleinen weißen bis bläulich weißen Flecken, Oberlippe, Höcker an Unterarm und Fuß und Warzen an der Kloake weiß, Rückenhaut chagriniert mit erhabenen und nadel-förmigen Warzen, die den weißen Flecken entsprechen, Bauchhaut gekörnt, ein Paar leicht vergrößerter subkloakaler Warzen sowie eine vergrößerte Kloakalfalte vorhanden, ventrolaterale Ränder von Finger IV, Unterarm, Ellbogen, Zehe V, Fußwurzel und Ferse mit Hautfalten und emaillierten Höckern, ausgedehnte Spannhäute zwischen den Fingern III und IV und allen Zehen, Iris weißlich cremefarben bis beige, mit feiner grauer bis brauner Netzstruktur; blassgelber Ring um die Pupille, KRL ♂♂ 26,5–26,6 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion von dorsal betrachtet rund und im seitlichen Profil leicht schräg abfallend, Trommelfell fast vertikal mit leichter seitlicher und hinterer Neigung ausgerichtet, Trommelfellring teilweise sichtbar, niedrige Supratympanalfalte erkennbar, vordere drei Viertel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Iridophoren im Perikard und Peritoneum, das die Eingeweide und den Magen bedeckt, Leber, Nierenkapseln, Gallen- und Harnblase ohne Iridophoren. Ähnliche Arten: *C. mache*, *C. granulosa* (Schwesternart), *Centrolene daidalea*, *Centrolene savagei*, *Centrolene solitaria*. Taxonomische Anmerkung: *C. phryxa* wurde mit *C. resplendens* synonymisiert (Lynch & Duellman 1973, Ruiz-Carranza et al. 1996, Cisneros-Heredia & McDiarmid 2005, Guayasamin et al. 2020).

Cochranella riveroi: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit unbekannter Dorsalfärbung im Leben (in Alkohol mit einem rosa oder lilafarbenen Uniformton), Rückenhauttextur stark gekörnt mit kleinen Stacheln (bei den ♂♂ ist die Dichte größer als bei ♀♀), Kehle, Brust und Ventralflächen der Arme mit glatter Haut, Ulnar- und Tarsalfalten und -tuberkel fehlen, perikloakale Region stark tuberkuliert mit einem Paar größerer Höcker, KRL ♂♂ 21,6–22,1 mm, ♀ 25,0 mm

(n=1), Kopf etwas breiter als Körper und breiter als lang, Maulregion in der Dorsalansicht gerundet, in der Lateralansicht schräg, Augen groß, anterolateral gerichtet, Trommelfell, besonders im unteren Teil gerundet und dorsolateral ausgerichtet, vordere zwei Drittel des ventralen parietalen Peritoneums und Perikard weiß, Peritonea, die Eingeweide und vierlappige Leber bedecken, ohne Iridophoren. Guayasamin et al. (2009) betrachten dieses Taxon als incertae sedis innerhalb der Gattung *Cochranella* sensu lato, bis mehr Daten verfügbar sind (Ayarzagüena 1992, Señaris & Ayarzagüena 2005, Guayasamin et al. 2009).

Cochranella xanthocheridia: mittelgroßer Glasfrosch mit dunkelgrüner Rückenfärbung, Rückenhauttextur fein granuliert, Tarsal- und Ulnarfalten fehlen, KRL ♂♂ 22,7–24,4 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf etwas breiter als Körper, Maulregion in der Dorsalansicht leicht eiförmig, in der Lateralansicht abgestumpft, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums und Perikard weiß. Ähnliche Art: *Rulyrana susatamai*. Guayasamin et al. (2009) betrachten dieses Taxon als incertae sedis innerhalb der Gattung *Cochranella* sensu lato, bis mehr Daten verfügbar sind (Ruiz-Carranza & Lynch 1995b, Guayasamin et al. 2009).

Verbreitung und Lebensraum

Die Gattung *Cochranella* ist im Tiefland und im Gebirge in Höhenlagen unter 1.750 m in Mittelamerika (*C. granulosa*, *C. euknemos*), im pazifischen Tiefland und in den Nebelwäldern von Kolumbien (*C. euknemos*, *C. litoralis*, *C. mache*, *C. ramirezi*, *C. xanthocheridia*) und Ecuador (*C. litoralis*, *C. mache*), in Venezuela (*C. duidaeana*, *C. riveroi*) oder in der Guayana-Schild-Region (*C. geijskesi*), an den Amazonashängen der Anden von Bolivien (*C. nola*), im Amazonastiefland von Ecuador (*C. resplendens*), Peru (*C. erminea*, *C. euhystrix*, *C. guayasamini*, *C. nola*, *C. resplendens*), Brasilien und Bolivien (*C. resplendens*) verbreitet (Guayasamin et al. 2009).

Cochranella duidaeana: Diese Art ist nur von ihrer Typuslokalität auf dem südlichen Teil des Cerro Duida-Gipfels im Bundesstaat Amazonas in Venezuela bekannt. Der Cerro Duida ist eines der größten Sandsteinplateaus im Guayana-Schild, mit einem konkaven 1.000 km² großen Gipfel, der von Süden (2.358 m ü. NN) nach Norden (500–800 m ü. NN) abfällt. Es wird hauptsächlich vom Caño Negro entwässert, einem Bach, der nahe der Nordflanke des Plateaus in den Fluss Cunucunuma mündet. Der Cerro Duida ist Teil des Duida-Marahuaca-Massivs, eines großen Komplexes aus Quarziten und Sandsteinen, die zur Roraima-Gruppe gehören, im zentral-östlichen Teil des Bundesstaates Amazonas (2.140 m ü. NN). Der bekannte Fundort dieser Art befindet sich in den höheren Lagen des Cerro Duida in einem ungestörten, abgelegenen Gebiet. Die Exemplare wurden nachts zwischen Zweigen und Blättern von Büschen der Gattungen *Gongylolepis* sp. (Asteraceae), *Stenopadus* sp. (Asteraceae) und *Retiniphyllum* sp. (Rubiaceae) im dichten Blattwerk entlang eines kleinen Baches gefunden, der aus dem Abfluss der angrenzenden Torfmoore stammt (Ayarzagüena 1992, Señaris & Ayarzagüena 2005).

Cochranella erminea: weit verbreitet in den östlichen Anden Perus, von etwa 5–12° südlicher Breite in den Regionen Cusco, Junín, San Martín und Amazonas in Peru vorkommend. Die Art scheint innerhalb dieser Region jedoch nur lückenhaft verbreitet zu sein; aus den Bergen um Tarapoto wurde sie trotz häufiger Suche in diesem Gebiet nicht nachgewiesen (349–923 m ü. NN). Die Art bewohnt eine Vielzahl von Lebensräumen, die von primären prämontanen Wäldern bis hin zu relativ gestörten, tiefliegenden Vorgebirgswäldern reichen. Das Gebiet um den Typusfundort wurde vom Menschen nur wenig beeinflusst und ist mit primärem Tieflandwald bedeckt, in dem dichter bzw. halbdichter Wald mit Bambusfeldern vorherrschen. Lebensraum stark an Bäche gebunden, auf der Vegetation an Wasserfällen oder neben Bächen in einer Höhe von bis zu 1,8 m über dem Boden. Die Art kann während der Fortpflanzungszeit auch

temporäre (saisonale) Wasserquellen nutzen. Außerhalb der Fortpflanzungszeit scheint sie sich in den Baumkronen aufzuhalten (Torres-Gastello et al. 2007, Rodríguez Mercado 2012, Twomey et al. 2014).

Cochranella euhystrix: derzeit lediglich von der Typuslokalität bekannt, in der Nähe von Chorro Blanco, 2,5–4,5 km nordöstlich von Monte Seco, Wasserscheide des Río Zaña, Region Cajamarca, Peru (1.800–2.650 m ü. NN). Lebensraum: montane Tropenwälder, Individuen hielten sich vor allem an senkrechten Felswänden in den Spritzwasserzonen von Wasserfällen, auf Felsvorsprüngen (obere und untere Flächen) in oder um Wasserfälle sowie auf mit Lebermoos und Moos bewachsenen nassen Felsbrocken in der Flussmitte auf. Viele Individuen befanden sich auf Felsvorsprüngen in 6–8 m hohen Wasserfällen. Fortpflanzung wurde nur an permanenten Bächen in großen Höhenlagen beobachtet. Da sich alle Individuen an Felswänden in oder in der Nähe von Wasserfällen aufhielten und keine Gelege an der Vegetation gefunden wurden, gehen die Autoren davon aus, dass diese in der Regel an Felsen abgelegt werden (Cadle & McDiarmid 1990).

Cochranella euknemos: bekannt aus verstreuten Fundorten vom zentralen Costa Rica und Panama bis Westkolumbien (Departamentos Chocó, Antioquia und Risaralda). Einige Nachweise aus den kolumbianischen Departamentos Antioquia und Chocó wurden *C. mache* zugeordnet; Nachweise aus dem kolumbianischen Departamento Risaralda gelten in dieser Bewertung als unsicheres Vorkommen, bis sie vielleicht einer anderen Art zugeordnet werden können (90–1.650 m ü. NN). Lebensraum in feuchten Tiefland-, Vorgebirgs- und Bergwäldern, beschränkt auf bewaldete Bäche, in Büschen und Bäumen entlang von Waldbächen, Entwässerungsgräben oder austrocknenden Bachbetten (Kubicki 2007, Jaramillo-Martinez et al. 2015).

Cochranella geijskesi: lange nur von der Typuslokalität am Südhang des Wilhelmina-Gebirges in Surinam bekannt. Inzwischen ist die Art auch aus dem Raleigh-Tal, dem Sipaliwini-Naturschutzgebiet und dem Mitaraka-Massiv in Süd-Surinam sowie in Süd-Französisch-Guayana, vermutlich auch im angrenzenden Amapá, Brasilien verbreitet (etwa 200 m ü. NN). Die Typuslokalität liegt im Primärwald (Fouquet et al. 2015, Fouquet et al. 2019, Lescure et al. 2022).

Cochranella granulosa: Feuchte Tiefland- und prämontane Hänge der atlantischen Kordillere von Ost-Honduras bis Zentral-Panama und auf der pazifischen Seite vom nördlichen Costa Rica bis Südwest-Panama und dem angrenzenden Chocó, Kolumbien, anscheinend auch isolierter Nachweis aus dem Privatreservat El Jardín de los Sueños, Cotopaxi, Ecuador (40–1.500 m ü. NN). Lebensraum in feuchten Tiefland-, Galerie- und Bergwäldern. Die Art ernährt sich normalerweise von Arthropoden in der Vegetation, wurde allerdings auch schon auf Nahrungssuche am Boden gefunden (Savage 2002, Kubicki 2007, Zumbado-Ulate & Acosta-Chaves 2012, Guayasamin et al. 2020).

Cochranella guayasamini: bekannt aus den Regionen San Martín und Amazonas in Peru. Vor 2011 war diese Art nur aus dem nördlichen San Martín bekannt, doch ein Nachweis aus der Cordillera de Campanquis in der Region Amazonas erweiterte ihr bekanntes Verbreitungsgebiet vom ursprünglichen Fundort um 400 km nach Nordwesten (250–1.150 m ü. NN). Die Art ist in einer Vielzahl von Lebensraumtypen verbreitet, sie kommt auch in stark gestörten Gebieten bis hin zu Primärwäldern vor. Die höchste Dichte findet sich auf 1.120 m ü. NN in der Nähe von Abra Tangara in einem Bach, der durch eine Viehweide mit niedrigen Büschen an den Rändern fließt (Twomey et al. 2014).

Cochranella litoralis: bekannt lediglich von wenigen Fundorten im Südwesten Kolumbiens (Departamentos Cauca und Nariño) bis in den Zentralwesten Ecuadors (Provinz Esmeraldas, Santo Domingo de los Tsáchilas und Los Ríos). Der Fundort in Cauca erfordert eine Bestätigung. Höhenverbreitung 100–220 m ü. NN. Die Art kommt in tropischen Tieflandregenwäldern des Pazifiks vor. Sie wurde auch in Sekundärwäldern bei der Aufforstung nachgewiesen. Die ecuadorianischen Exemplare wurden in Primärwäldern abseits von Bächen gefunden. Die Art vermehrt sich nach starken Regenfällen explosionsartig (IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2019b).

Cochranella mache: zunächst nur aus der Cordillera Mache-Chindul in der Provinz Esmeraldas, Ecuador, bekannt. Neue Informationen haben jedoch ihr Verbreitungsgebiet bis in den Nordwesten Kolumbiens ausgedehnt, basierend auf der erneuten Identifizierung von Exemplaren aus Kolumbien sowie auf neuen Verbreitungsnachweisen. Die Art ist nun vom westlichen Kolumbien bis zum nordwestlichen Ecuador bekannt und ist somit endemisch in den immergrünen Wäldern der Chocó-Region. Zu den neu dokumentierten Fundorten in Kolumbien gehören die Gemeinden Dabeiba und Frontino im Departamento Antioquia sowie Buenaventura im Departamento Valle del Cauca (40–1.030 m ü. NN). Lebensraum in den tropischen Regenwäldern des Tieflandes und der Vorgebirge, einzelne Exemplare wurden nachts auf der Vegetation in einer Höhe von 1–1,6 m über dem Boden in der Nähe von Bächen in Primär- und alten Sekundärwäldern, in Kolumbien auch in Andenwäldern gefunden. Die Art scheint auf kleine Bäche und Rinnsale in Primär- und Sekundärwäldern im Tiefland und in Vorgebirgswäldern beschränkt zu sein. Obwohl Individuen in verschiedenen Waldschichten bis zu einer Höhe von 6 m beobachtet wurden, bevorzugt *C. mache* die Vegetation in der Mitte.

Cochranella nola: bekannt aus den Provinzen Florida und Ichilo im Departamento Santa Cruz, den Departamentos La Paz und Cochabamba in Bolivien sowie aus dem Bahuaja Sonene National Park (Region Puno), dem Amarakaeri Communal Reserve (Region Madre de Dios) und Kosñipata, Cusco, im Süden Perus in der Pufferzone des Manu-Nationalparks. Die Wiederfunde aus La Paz und Cochabamba sowie alle Nachweise aus Peru bedeuten eine erhebliche Erweiterung des Verbreitungsgebiets seit der letzten Bewertung (500–1.750 m ü. NN). Lebensraum in der Nähe von Bächen in feuchten montanen sowie prämontanen Wäldern, insbesondere in den Wäldern des Amazonasgebiets, in halbfeuchten montanen Wäldern und in den Wäldern der Yungas. Ein bei Arrivillaga (2019) beschriebenes mehrfaches Maulöffnen bei einem Individuum in den Abendstunden scheint nicht wie in der Arbeit vermutet ein Drohverhalten darzustellen, sondern erinnert eher an das Einleiten des allabendlichen Häutungsvorgangs (T. Eisenberg, eigene Beobachtung; Harvey 1996, Köhler 2000, Lötters & Köhler 2000).

Cochranella ramirezi: bekannt aus mehreren Orten in den Departamentos Antioquia (Parque Nacional Natural Las Orquídeas) und Chocó (Opogado, Jurado und Bahía Solano) an der Westflanke der westlichen Anden in Kolumbien. Inzwischen auch aus der Quebrada Oscurana im Departamento Córdoba beschrieben. In Anbetracht ihres Vorkommens in unmittelbarer Nähe der Grenze zu Panama ist es möglich, dass sie auch in Panama vorkommt (20–855 m ü. NN). Lebensraum in Tieflandregenwäldern in der Vegetation entlang von Bächen. Diese Art ist auf Bäche mit starkem Waldbewuchs beschränkt.

Cochranella resplendens: bekannt aus dem Amazonasbecken von Kolumbien, Ecuador, Peru und Bolivien. Eine disjunkte Population der Art wurde kürzlich am Osthang der zentralen Anden im Departamento Antioquia, Kolumbien, in viel höheren Lagen gefunden. In Ecuador ist die Art von Fundorten in den Provinzen Morona Santiago, Napo, Orellana, Pastaza und Sucumbíos nachgewiesen, in Ecuador beträgt das potenzielle Verbreitungsgebiet 77.793 km²

innerhalb der Ökoregionen amazonischer tropischer Regenwald und östlicher Vorgebirgswald (190–1.100 m [übrige Vorkommen], 1.309–1.699 m [andines Kolumbien] ü. NN). Letzter Nachweis auch aus Amapá, Brasilien. Lebensraum in tropischen Primär- und Sekundärregenwäldern im Flachland und in der Prämontanzzone sowie in subandinen Wäldern in der Nähe von Bächen. Die Art wurde nicht in veränderten Lebensräumen nachgewiesen und kann während der Fortpflanzungszeit temporäre (saisonale) Wasserquellen nutzen. Außerhalb der Fortpflanzungszeit scheint die Art das Kronendach des Waldes zu bewohnen (Lynch & Duellman 1973, Ruiz-Carranza et al. 1996, Cisneros-Heredia & McDiarmid 2005, Twomey et al. 2014, Guayasamin et al. 2020, Costa-Campos et al. 2020).

Cochranella riveroi: bekannt lediglich von ihrer Typuslokalität auf dem Gipfel des Cerro Aracamuni im Staat Amazonas in Venezuela. Es scheint möglich, dass sie auch im benachbarten Cerro Avispa vorkommt, aber das muss noch bestätigt werden. Cerro Aracamuni und Cerro Avispa sind Granitberge im nördlichen Teil des Neblina-Massivs mit einer gemeinsamen Hangfläche von schätzungsweise 658 km² und eine gemeinsame Gipfelfläche (≥ 1.500 m ü. NN) von 238 km² (1.600 m über NN). Der Gipfel des Aracamuni ist größtenteils von dichten Wiesen auf torfigen Böden und niedriger Strauchvegetation bedeckt, in den Senken entlang der Bäche gibt es kleine Waldflächen. Die Wiesen werden hauptsächlich von *Stegolepis* spp. (Rapa-teaceae), Eriocaulaceae, Bromeliaceae, Xyridaceae, Liliaceae und Sarraceniaceae geprägt. Die einzigen bekannten Exemplare dieser Art wurden in terrestrischen Bromelien gefunden. Eine fotografische Aufzeichnung deutet außerdem darauf hin, dass sie ihre Gelege in Bromelioblättern ablegt (ein sehr ungewöhnlicher Ort für die Fortpflanzung von Centroleniden [vgl. *Centrolene buckleyi*]), wo sie von einem der Elternteile bewacht werden (Ayarzagüena 1992, Señaris & Ayarzagüena 2005).

Cochranella xanthocheridia: die in Kolumbien endemische Art war bisher nur aus den Departamentos Risaralda und Antioquia an der Westflanke der Cordillera Occidental bekannt. Inzwischen ist sie auch im Municipio de Tierra Alta, Departamento Córdoba, im nördlichen Teil der Cordillera Occidental nachgewiesen (480–2.060 m ü. NN). Lebensraum in der Vegetation neben Bächen in subandinen Wäldern und im Andenwald. Außerhalb von Wäldern wurde die Art nicht nachgewiesen (Ruiz-Carranza & Lynch 1995b, Romero-Martínez et al. 2008).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Cochranella duidaeana: Gefährdet – VU (Vulnerable, D2, assessed 2019-09-30)

Cochranella erminea: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2017-04-20)

Cochranella euhystrix: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, B1ab(iii), assessed 2018-03-30)

Cochranella euknemos: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-11)

Cochranella geijskesi: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2017-11-15)

Cochranella granulosa: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-04)

Cochranella guayasamini: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018-03-23)

Cochranella litoralis: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2018-12-14)

Cochranella mache: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, A4ac, assessed 2017-02-27)

Cochranella nola: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-24)

Cochranella ramirezi: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, B1ab(iii), assessed 2019-01-15)

Cochranella resplendens: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2017-04-19)

Cochranella riveroi: Gefährdet – VU (Vulnerable, D2, assessed 2019-09-28)

Cochranella xanthocheiria: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2017-02-27)

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Ecuador

Cochranella mache: Auf der nationalen Roten Liste Ecuadors wird sie als kritisch bedroht eingestuft (Cisneros-Heredia et al. 2010, Ortega-Andrade et al. 2013, Guayasamin et al. 2020).

Peru

Cochranella euhystrix: Im Libro Rojo de la Fauna Silvestre Amenazada del Perú als CR – En Peligro Critico eingestuft (SERFOR 2018).

Venezuela

Cochranella riveroi: Die Art ist in der jüngsten Roten Liste der venezolanischen Fauna als gering gefährdet (NT) aufgeführt (http://wikieva.org.ve/index.php/Cochranella_riveroi).

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschliche Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UV-B-Strahlung zu nennen.

Cochranella duidaeana: als gefährdet eingestuft, da ihr geschätztes Verbreitungsgebiet trotz intensiver Erkundungen im Duida-Marahuaca-Massiv nur 117 km² beträgt und die Art nur von einem einzigen Standort auf dem Gipfel des Cerro Duida bekannt ist. Längere und häufigere Dürreperioden, extreme Temperaturen und die Verschlechterung des Lebensraums aufgrund des Klimawandels könnten dazu führen, dass diese Art innerhalb kürzester Zeit den Status „vom Aussterben bedroht“ oder „ausgestorben in freier Wildbahn“ erreichen wird. Wie die meisten Amphibientaxa im Pantepui ist auch diese Art wahrscheinlich durch stochastische Ereignisse wie Trockenheit und Temperaturextreme gefährdet. Modelle für die Verschiebung des Verbreitungsgebiets (Altitudinal Range Shift, ARS) und die Beziehung zwischen Art und Fläche (Species-Area Relationship, SAR) sagen voraus, dass bei einem Szenario mit einem Temperaturanstieg von 4 °C bis Ende 2100 rund 25 % der endemischen Gefäßpflanzen und 98 % des Gipfellebensraums auf dem Cerro Duida verloren gehen werden. Das bedeutet, dass ein erheblicher Teil des Lebensraums dieser Art innerhalb der nächsten 80 Jahre verschwinden könnte. Darüber hinaus stellen Viren, Bakterien und Pilze als Krankheitserreger eine potenzielle Bedrohung für diese Art dar. Es liegen keine weiteren Informationen über die früheren oder aktuellen Populationsgrößen oder -trends vor (Nogué et al. 2009, Vegas-Vilarrúbia et al. 2012, Señaris & Rojas-Runjaic 2019).

Cochranella erminea: aufgrund der relativ weiten Verbreitung, der Toleranz gegenüber einer gewissen Veränderung des Lebensraums und einer vermutlich großen Population wird die Art als nicht gefährdet eingestuft (Torres-Gastello et al. 2007, Rodríguez Mercado 2012, Twomey et al. 2014).

Cochranella euhystrix: als vom Aussterben bedroht eingestuft aufgrund ihrer Verbreitung auf nur 75 km² Fläche, da sie nur an einem einzigen, als bedroht eingestuften Ort vorkommt und die Fläche und Qualität ihres Lebensraums in der Region Cajamarca in den nördlichen peruanischen Anden kontinuierlich abnimmt. Der Typusfundort liegt an einer verlassenen Holzfällerstraße. In der Region kommt es zu Zerstörung und Verlust von Lebensraum für die Viehzucht und durch selektive Holzentnahme. Auf der Grundlage von Satellitenbildern des Typusgebiets und der Umgebung im Jahr 2017 sind außerhalb des Schutzgebiets starke Lebensraumverluste und Fragmentierungen zu verzeichnen, und auch innerhalb der Grenzen ist ein Waldverlust sichtbar. Es liegen nur wenige Informationen über die Populationsgröße und -entwicklung dieser Art vor. Bei intensiven Felduntersuchungen in den Jahren 2006–2007 konnten an 74 Personensuchtagen keine Individuen entdeckt werden. Bei ausgedehnten Nachforschungen in El Refugio de Vida Silvestre Bosques Nublados de Udimá in den Jahren 2010 und 2011 wurden ebenfalls keine Individuen erfasst. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und der Qualität des Lebensraums wird vermutet, dass die Population rückläufig ist (Cadle & McDiarmid 1990, von May et al. 2008).

Cochranella euknemos: in Anbetracht der weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population als nicht gefährdet eingestuft. In Panama ist die Art im Allgemeinen durch den Verlust von Lebensraum bedroht, aber insgesamt gibt es keine größeren Bedrohungen. An bestimmten Standorten in Panama wurden 2007 nach dem Nachweis von *Bd* im Jahr 2006 Rückgänge beobachtet; somit könnte die Chytridiomykose ein Problem für diese Art darstellen. Die Ursachen für den offensichtlichen historischen Rückgang in Costa Rica sind nicht bekannt. An einem der Standorte am nordöstlichen Hang des Volcán Turriabla wurden 2011 einige Abholzungsaktivitäten dokumentiert, die aber wahrscheinlich inzwischen eingestellt wurden. Die Art gilt in Costa Rica als selten und wurde seit der Beobachtung eines einzigen Individuums im Barva-Transekt 1986 nicht mehr im Land nachgewiesen. Im Jahr 2011 wurden drei Teilpopulationen an den nördlichen und östlichen Hängen des Volcán Turriabla in Costa Rica entdeckt. Die Art wurde zuletzt 2013 in der Nähe des Volcán Turriabla erfasst, da in letzter Zeit nur wenige Erhebungen in diesem Gebiet durchgeführt wurden, was zum Teil auf den schwierigen Zugang zurückzuführen ist. Ab 2019 wurde die Art bei zahlreichen Besuchen der Typuslokalität nicht mehr nachgewiesen. In Panama ist diese Art nur lückenhaft verbreitet und gilt als selten. In Kolumbien ist die Art relativ häufig. Abnehmender Populationstrend (Kubicki 2007, Woodhams et al. 2008).

Cochranella geijskesi: als nicht gefährdet eingestuft, da ihr Verbreitungsgebiet zwar lediglich 2.144 km² beträgt, aber keine aktuellen Bedrohungen bestehen und sie in einem Gebiet vorkommt, das sowohl isoliert als auch geschützt ist.

Cochranella granulosa: aufgrund ihrer weiten Verbreitung, ihrer Toleranz gegenüber einem gewissen Grad an Lebensraumveränderung und ihrer vermutlich großen Population wird diese Art als nicht gefährdet eingestuft. Sie kann in geeigneten, auch veränderten Lebensräumen (mit einigen verbleibenden Bäumen) vorkommen und ist normalerweise in Büschen und Bäumen entlang von Waldbächen zu finden. Die Art ist sowohl durch den starken Verlust ihres Lebensraums infolge von Abholzung (durch Ausdehnung der Städte, Landwirtschaft und Holzeinschlag) als auch durch Wasserverschmutzung bedroht. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und der Qualität des Lebensraums wird vermutet, dass die Population abnimmt.

Cochranella guayasamini: als nicht gefährdet eingestuft, da das Vorkommen der Art zwar 9.231 km² beträgt, sie aber in einem Gebiet mit ausgedehnten, geeigneten Lebensräumen vorkommt, das nicht wesentlich bedroht zu sein scheint, sie sich an Störungen ihres Lebensraums anpassen kann und es vermutlich eine große, stabile Population gibt.

Cochranella litoralis: als gefährdet eingestuft, da das Vorkommen 7.161 km² beträgt, die Art nur an etwa sechs als bedroht eingestuften Orten vorkommt, die Population stark fragmentiert ist und die Ausdehnung und Qualität ihres Lebensraums in den kolumbianischen und ecuadorianischen Anden vor allem aufgrund der Abholzung für die Ausweitung der landwirtschaftlichen Nutzflächen und der Abholzungsaktivitäten kontinuierlich abnimmt. Sie ist wahrscheinlich nicht tolerant gegenüber Veränderungen oder Störungen in ihrem Lebensraum und anscheinend selten, was aber wahrscheinlich auch auf ihre baumbewohnende Lebensweise und Fortpflanzungsgewohnheiten (explosive Vermehrung) zurückzuführen ist. Im Jahr 2015 wurden bei Erhebungen in der unmittelbaren Umgebung des Typusortes im Departamento Nariño, Kolumbien, große Bestände dieser Art festgestellt. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und der Qualität des Lebensraums wird davon ausgegangen, dass sich die Population im Rückgang befindet.

Cochranella mache: Es wurde ein Rückgang der Population um ca. 30 % über einen Zeitraum von 10 Jahren (2015–2025) beobachtet und prognostiziert, der auf die fortschreitende Umwandlung von Lebensräumen und die Verschlechterung der Lebensraumqualität in ihrem Verbreitungsgebiet zurückzuführen ist, sodass die Art nach dem Kriterium A4 als potenziell gefährdet eingestuft wird. Sie wurde nicht in rezenten Sekundärwäldern, kleinen isolierten Waldstücken oder in landwirtschaftlichen oder vorstädtischen Gebieten gefunden und gilt daher als empfindlich gegenüber Störungen des Lebensraums. Die Abholzung im Westen Ecuadors ist großflächig, und die verbleibenden Wälder sind stark fragmentiert. Die Zerstörung des Lebensraums wird hauptsächlich durch nicht nachhaltige Holzgewinnung, die unkontrollierte Ausdehnung der landwirtschaftlichen Nutzflächen und den Ersatz durch nicht einheimische Plantagen verursacht. Wahrscheinliche Bedrohungen für die Art in Antioquia sind der Verlust von Lebensraum durch Bergbau und Abholzung. Die Art scheint in ihrem gesamten Verbreitungsgebiet selten zu sein, selbst in gut erhaltenen Gebieten, obwohl dies darauf zurückzuführen sein könnte, dass die Art im Kronendach des Waldes lebt und dort schwer zu lokalisieren ist oder dass sie von einem allmählichen Rückgang der Population betroffen ist. In Kolumbien ist die Art nur von sechs Exemplaren bekannt. Man geht davon aus, dass die Population stark fragmentiert ist und die Entfernungen zwischen den Teilpopulationen als zu groß für eine Ausbreitung innerhalb einer Generation anzusehen sind. Die Population ist ebenfalls rückläufig (Cisneros-Heredia et al. 2010, Ortega-Andrade et al. 2013, Guayasamin et al. 2020).

Cochranella nola: in Anbetracht der weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population als nicht gefährdet eingestuft. Die Art kommt nicht in offenen oder kultivierten Gebieten vor, aber sie wurde in Wäldern gefunden, die einst selektiv abgeholzt wurden und sich nun regenerieren. Abholzung und illegaler Goldabbau sind die größten Bedrohungen für die Art und zerstören und verschlechtern ihren Lebensraum an den Flüssen. Der Beginn des Goldabbaus im peruanischen Amarakaeri Communal Reserve im Jahr 2014 könnte eine Bedrohung darstellen, allerdings zeigen Satellitenbilder, dass die Managementbemühungen eine weitere Ausbreitung innerhalb des Schutzgebiets eingedämmt haben. In seinem gesamten Verbreitungsgebiet kommt es zu lokalen Lebensraumverlusten durch Viehzucht, Landwirtschaft, Holzgewinnung, Wasserkraftnutzung und Wasserentnahme für die Landwirtschaft und den Hausgebrauch. Die Wasserverschmutzung durch die Landwirtschaft ist ein weiteres Problem.

Bei geeigneten Umweltbedingungen ist die Art leicht zu beobachten und kommt lokal häufig vor. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und der Qualität des Lebensraums besteht aber der Verdacht, dass die Population abnimmt (Köhler 2000).

Cochranella ramirezi: als potenziell gefährdet eingestuft, da das Vorkommen 26.318 km² beträgt, die Art an etwa 10 als bedroht eingestuften Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität ihres Waldlebensraums in Kolumbien kontinuierlich abnimmt. Die größten Bedrohungen sind die Abholzung der Wälder und die Verschlechterung des Lebensraums durch die landwirtschaftliche Entwicklung (einschließlich des Anbaus illegaler Pflanzen), den Holzeinschlag, menschliche Siedlungen und die Verschmutzung durch Agrochemie. Es handelt sich um eine seltene Art, über deren Bestandslage nicht viel bekannt ist. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und der Qualität des Lebensraums wird vermutet, dass die Population rückläufig ist.

Cochranella resplendens: aufgrund der weiten Verbreitung, der vermutlich großen Population und des Vorkommens in einem Gebiet mit umfangreichen verbleibenden geeigneten Lebensräumen wird die Art als nicht bedroht eingestuft. Sie ist durch Habitatfragmentierung und Habitatverlust infolge der Ausdehnung der Landwirtschaft (einschließlich der Anpflanzung illegaler Kulturen), Abholzung und Wasserverschmutzung bedroht. *C. resplendens* ist eine seltene Art. Seit ihrer Beschreibung im Jahr 1973 wurden nur acht weitere Exemplare gemeldet. Die Seltenheit ist nicht auf einen zu geringen Probenahmearaufwand zurückzuführen, denn an der Typuslokalität (Santa Cecilia) wurden bei Feldarbeiten von 1967–1972 genau 7.765 Exemplare von Amphibien und Reptilien gesammelt, aber keine zusätzlichen Exemplare dieser Art. Genaue Untersuchungen der Baumkronen könnten jedoch ergeben, dass die Art kleinräumig doch häufiger zu finden ist. Sie ist aus keinem Schutzgebiet bekannt, in Ecuador gilt der Status „ungenügende Datenlage“ (Guayasamin et al. 2020).

Cochranella riveroi: als gefährdet eingestuft, da ihr Vorkommen nur 109 km² beträgt, die Art nur von einem einzigen Standort auf dem Gipfel des Cerro Aracamuni bekannt ist und dieses Vorkommen unter Berücksichtigung des Lebensraumverlustes und der Verschlechterung der Lebensbedingungen aufgrund des Klimawandels gefährdet ist. Längere und häufigere Dürreperioden, Temperaturextreme und die Verschlechterung des Lebensraums aufgrund des Klimawandels könnten dazu führen, dass diese Art dort innerhalb kürzester Zeit ausstirbt. Sollten sich außerdem die Bergbauaktivitäten in benachbarten Regionen auf ihr Verbreitungsgebiet ausdehnen, müsste diese Art sofort auf die Liste vom Aussterben bedrohter Arten gesetzt werden. Wie die meisten Amphibientaxa im Pantepui ist auch diese Art durch stochastische Bedrohungsprozesse wie extreme Temperaturen und Dürreperioden infolge des Klimawandels gefährdet. „Altitudinal Range Shift (ARS)“- und Species-Area-Relationship (SAR)-Modelle sagen voraus, dass bei einem 4 °C-Anstiegsszenario alle endemischen Gefäßpflanzen (16 spp.) auf dem Gipfel des Cerro Aracamuni bis Ende 2100 verschwinden werden. Das bedeutet, dass der gesamte Lebensraum dieser Art bis zum Jahr 2100 verloren gehen könnte. Außerdem stellen Krankheitserreger eine potenzielle Bedrohung für diese Art dar, die nur von drei Exemplaren bekannt ist, die im Oktober 1987 gesammelt wurden; zwei erwachsene ♂♂ und ein ♀. Es gibt keine Informationen über ihre frühere oder aktuelle Populationsgröße oder Trends (Ayarzagüena 1992, Rödder et al. 2010, Vegas-Vilarrúbia et al. 2012, Rull et al. 2019).

Cochranella xanthocheridia: als gefährdet eingestuft, da das Vorkommen der Art 16.635 km² beträgt, sie an vier als gefährdet eingestuften Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität ihres Waldlebensraums in der Westkordillere Kolumbiens weiter abnimmt. Die größten

Bedrohungen sind die Fragmentierung und der Verlust des Lebensraums durch die Ausweitung der Landwirtschaft und die Holzgewinnung sowie die Wasserverschmutzung. Eine weitere große Gefahr ist der Bergbau, der Waldgebiete zerstört und Gewässer verschmutzt. Die Art ist nur von sieben Exemplaren bekannt, von denen fünf in den Jahren 1980–1990 und die letzten beiden in den Jahren 2004–2005 gesammelt wurden. Die letzte Untersuchung der Art in der Nähe des Fundortes erfolgte 2010. Es gab keine neueren Erhebungen an anderen Orten. Es wird vermutet, dass die Population rückläufig ist.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Cochranella</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase.
Geschlechtsreife	<i>C. granulosa</i> : ♂♂ können anhand erster Rufe mit einem Alter von 6–8 Monaten identifiziert werden. Erste Fortpflanzungsaktivitäten wurden mit 8–15 Monaten registriert (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).
Rufe	<i>C. duidaeana</i>: ♂♂ riefen zwischen 19 und 21 Uhr bei lediglich 13–14 °C Umgebungstemperatur mit einer kurzen gepulsten Note von der Oberseite der Blätter, 1,5–2 m über dem Boden (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>C. erminea</i>: einzelner Ruf (Pongo de Rentema [5°18'3.86 "S, 78°23'44.57 "W, 682 m ü. NN], Temperatur 21,4 °C): zwei scharfe, schnell aufeinander folgende Töne. Der erste beginnt leise und nimmt im Laufe der Zeit an Amplitude zu (amplitudenmoduliert), Ruflänge 313 ms, 14 Pulse, Dominanzfrequenz 4.870 Hz. Es folgt ein einzelnes Zirpen, das 173 ms nach dem ersten Ton ertönt, Ruflänge 54 ms, 3 Pulse, dominante Frequenz 4.866 Hz. Für das menschliche Ohr wurde der Ruf wie ein „zzZZZZT ZT“ angegeben. Rufe von anderen Populationen (Juanjui und von der Typuslokalität) klingen alle ähnlich, wobei der einzige auffällige Unterschied darin besteht, dass die Anzahl des nachlaufenden Zirpens zwischen null und zwei variieren kann. Der Ruf ist dem Ruf von <i>C. granulosa</i> ähnlich, die einen „gepulsten Hauptton, gefolgt von 0–5 kürzeren gepulsten Nebentönen“ aufweist (Ibáñez 1991). Der Ruf ähnelt ebenfalls demjenigen von <i>C. guayasamini</i>, wenngleich Letztere einen zweitonigen Ruf nur in Gruppen aussendet (oft nur einen Ton, wenn sie allein ist), während <i>C. erminea</i> typischerweise einen Zweiton-Ruf verwendet. Außerdem sind bei <i>C. guayasamini</i> der erste und der zweite Ton von gleicher Länge und nicht amplitudenmoduliert. Die ♂♂ rufen von den Spitzen der Blätter, typischerweise in Gruppen von 2–5 Individuen, obwohl auch einzeln rufende ♂♂ beobachtet wurden. Wenn sie in Gruppen rufen, scheinen die ♂♂ ihre Rufe nacheinander abzusetzen, und die Rufe verschiedener ♂♂ überschneiden sich normalerweise nicht. An einem Standort riefen die ♂♂ nacheinander flussabwärts, wobei der Chor mit einem flussaufwärts sitzenden ♂ begann und einem flussabwärts gelegenen ♂ endete (Twomey et al. 2014). <i>C. euhystrix</i>: ♂♂ riefen von Felsvorsprüngen oder an senkrechten Stellen in der Nähe von Wasserfällen auf etwa 2.600 m ü. NN am 2. Juni. Ein einzelnes ♂ rief von einem großen Felsblock 20 cm über einem Bach in 1.800 m ü. NN am 6. Mai. Der Ruf ist ein kurzer Klick oder ein Zirpen, das gewöhnlich als zwei schnell aufeinanderfolgende Töne wahrgenommen wird. Gelegentlich bestand ein Ruf nur aus einem einzigen Ton. Im Januar 1989 wurden keine Individuen rufend gehört, was aber auch durch den Lärm der während der Regenzeit stark angeschwollenen Ströme bedingt sein kann (Cadle & McDiarmid 1990). <i>C. euknemos</i>: ♂♂ rufen während der Regenzeit von niedrigen Bäumen oder Sträuchern, die über schnell fließende Bäche ragen. Der Ruf ähnelt dem von <i>C. granulosa</i> und besteht aus einem, zwei oder drei unmelodischen Tönen, die schnell wiederholt werden und undeutlich wie „creep, creep, creep“ klingen. Der Ruf hat eine Dominanzfrequenz von 4.300 Hz, im Mittel Ruflänge von 0,1 s, Rufpause von 0,15 s und eine

Gesamtlänge (2 Töne) von 0,35 s (Savage & Starrett 1967, Kubicki 2007).

C. granulosa: ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter in 5–10 m über dem Wasser und sind deshalb nicht einfach zu finden. In Populationen, in denen syntop vorkommende Glasfrösche fehlen, werden auch niedrigere Sitzwarten besetzt. Der Ruf ist sehr charakteristisch und laut. Jeder Ruf besteht aus normalerweise drei, manchmal bis zu fünf Tönen („reet-reet-reet“), wobei der erste Ton etwas länger als die anderen ist, die im Mittel die Dauer eines dreistimmigen Rufs beträgt 0,8–0,9 s, die Dominanzfrequenz liegt bei 3.700–4.500 Hz. Nach einem Ruf folgt eine Pause von einigen Minuten. Die Rufe finden oft in Chören statt, bei denen ein ♂ beginnt und in dessen Ruf sogleich ortsnahe ♂♂ einstimmen. Die Rufe können so zu Rufwellen anschwellen, die sich bis zu 600 m entlang des Flusses ausbreiten (Savage 2002, Kubicki 2007).

C. guayasamini: ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter, Beschreibung der Rufe aus dem Cainarachi-Tal bei Temperaturen von 20–24 °C: Der Anzeigeruf besteht aus 1–2 scharfen Brummtönen mit einer Dauer von 0,166–0,208 s (Notenlänge), 9–10 Pulsen bei einer Dominanzfrequenz von 6.080–6.180 Hz und Pulsrate von 48–54 Pulsen/s. Der zweistimmige Ruf umfasst einen zweiten, etwas längeren, 0,5 s dauernden Brummtönen, der an das Ende des ersten Tons angehängt wird. Einer der auffälligsten Aspekte der Rufe dieser Art ist ihr komplexes Rufverhalten. Einzelne ♂♂ wurden angetroffen, aber sie riefen dann nur selten (z. B. einmal alle 10–15 Minuten). Im Gegensatz dazu riefen die ♂♂ in dichten Ansammlungen viel häufiger (alle 1–5 Minuten). Das Rufverhalten wird auch in Gruppensituationen komplexer, da die ♂♂ dazu neigen, zu einzelnen Rufen überzugehen. Bei einem Rufduell zwischen zwei ♂♂, die jeweils einen zweistimmigen Ruf abgaben, begann das zweite ♂ seinen Ruf unmittelbar nach (und leicht überlappend mit) dem ersten Ton des ersten ♂, während die zweiten Töne der beiden ♂♂ sich stärker überschneiden. Diese Situation wird in größeren Gruppen (in der Regel 3–6 rufende ♂♂) sehr viel komplexer, da einzelne ♂♂ entweder ein- oder zweistimmige Rufe abgeben können. Es scheint, dass ein ♂ den Chor anführt und seinem Ruf rasch eine Kaskade von Rufen anderer ♂♂ in der Nähe folgt. Im Freiland entsteht so der Eindruck einer kontinuierlichen „Welle“ während des Chors, was es äußerst schwierig gestaltet, einzelne rufende ♂♂ zu lokalisieren (ähnlich *C. granulosa*). Das Rufverhalten von *C. guayasamini*, *C. erminea* und *C. granulosa* scheint insofern ähnlich zu sein, als die ♂♂ einmal in diskreten Anläufen rufen (vermutlich als Reaktion auf den Ruf des Nachbarn) und dann bis zum nächsten Rufvorgang schweigen. Da eine starke Überlappung der Rufe die zeitliche Information der Rufe beeinträchtigen und die Fähigkeit der ♂♂, Partnerinnen anzulocken, verringern kann, könnte die Überlappung der Rufe zwischen diesen *Cochranella* spp. einen Effekt gegen froschfressende Feinde (z. B. Fledermäuse) haben, die ihre Entdeckung behindert (Twomey et al. 2014).

C. mache: ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter oder Zweigen von Bäumen und Sträuchern, der Anzeigeruf besteht aus zwei Tönen, die durch ein Intervall von 0,107–0,130 s getrennt sind, jeder Ton hat eine Dauer von 0,029–0,049 s. Die Dominanzfrequenz liegt bei 5.383–5.426 Hz, die Ruffrequenz beträgt 1,46 Rufe/min (Ortega-Andrade et al. 2013, Guayasamin et al. 2020).

C. nola: ♂♂ rufen von Felsen aus, das Spezies-Epitheton leitet sich vom lateinischen Substantiv nola ab, was Glöckchen bedeutet und auf den hohen Ruf abzielt. Der Ruf besteht aus einem einzelnen scharfen „pink“ und ist etwa einmal alle 30 Sekunden zu hören (Harvey 1996).

Paarung und Eiablagestellen

Sämtliche Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche. *C. duidaeana*: Eier werden vermutlich auf der Oberseite der Blätter abgelegt. Allerdings wurde Feldbeobachtungen zufolge ein Gelege in einer Erdbromelie (*Brocchinia* sp.) an einem der ansteigenden Hänge des Cerro Marahuaka zwischen 1.700 und 1.800 m ü. NN entdeckt. Es enthielt etwa 19 grünliche Eier, die in einer einzigen Schicht angeordnet waren. Die Kaulquappen würden demnach in das etwa 200 ml messende Wasserreservoir an der Basis der Bromelie rutschen, deren Wasserwerte (hohe Leitfähigkeit, niedriger pH-Wert von 3,1–5,2 und niedriger Sauerstoffgehalt von

	1,52–2,66 ppm) als ungünstig für die Entwicklung der Kaulquappen angesehen werden (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>C. erminea</i>: kugelförmiger Haufen pigmentierter Eier, die von Blattspitzen baumeln (Twomey et al. 2014). <i>C. euknemos</i>: Der Paratypus eines erwachsenen ♀ enthielt schwarz-weiße Eizellen, die denen von <i>C. granulosa</i> ähneln. Die Gelege wurden zur gleichen Zeit wie die rufenden ♂♂ gefunden. Die Eier werden in Gallertmassen an der Oberseite der vorderen Blatthälfte abgesetzt, die Gelege enthalten 40–70 Eier schwarz-weiße Eier und „schwellen“ nach dem Regen an, bis sie zapfenförmig über die Blattspitze herabhängen (Savage & Starrett 1967, Hayes 1991, Kubicki 2007, Leenders 2016). <i>C. granulosa</i>: Dunkle Eier, welche zuvor durch die transparente Bauchhaut (medial vor der Kloake) sichtbar sind, werden an den Oberseiten von Blättern viele Meter über dem Wasser auf der vorderen Blatthälfte abgelegt. Es folgt direkt nach der Eiablage für einige Stunden eine kurzzeitige mütterliche Brutpflege, vermutlich zur Feuchtigkeitsspende, danach quillt die Gallerte – auch aufgrund der hohen Luftfeuchtigkeit – über die nächsten Tage auf, bis das Gelege über die umgeknickte Blattspitze nach unten hängt und dabei die Form und Größe eines großen Tannenzapfens erreicht (im Gegensatz zu <i>C. euknemos</i> bleibt die Gallerte klar). Die 40–104 Eier richten sich mit dem dunklen animalen Pol zunächst nach oben aus, der weiße vegetative Pol schrumpft im Mehrzellstadium während der nächsten Tage zusehends auf einen hellen Punkt und verschwindet dann komplett. Territorialkämpfe der ♂♂ dauern über Stunden, indem sie sich Bauch an Bauch und mit den Armen verschlungen von einem Blatt zu stoßen versuchen, an dem sie sich lediglich mit den Füßen festhalten. Sehr selten wurden auch stehende Gewässer in Form kleiner Tümpel zur Reproduktion genutzt (Kubicki 2007, Hoffmann 2010a). <i>C. guayasamini</i>: ♀♀ legen ihre Eier an den Oberseiten von Blättern entlang von Bächen ab. Die Eier sind goldgelb mit klarer Gallerte, Gelegegröße 16–38 Eier (Twomey et al. 2014). <i>C. mache</i>: ♀♀ setzen Gelege mit etwa 30 braunen Eiern auf den Oberseiten von Blättern ab (Guayasamin et al. 2020). <i>C. nola</i>: Die Gelege werden auf Steinen an Bächen abgelegt (Harvey 1996). <i>C. resplendens</i>: Gelege werden auf der Oberseite der Blätter abgelegt, mit kurzzeitiger mütterlicher Brutpflege (Hydratation), ähnlich den Gelegen von <i>C. euknemos</i> und <i>C. granulosa</i>, allerdings sind die Eier anfangs gelblich braun. Am Río Napinaza wurde ein Gelege mit 74 Embryonen an der Oberseite eines Blattes gefunden (Guayasamin et al. 2020). <i>C. riveroi</i>: Das einzig bekannte erwachsene ♀ (Paratypus) wurde mit 21 gut entwickelten Eizellen in ihren Eierstöcken gefunden, die einen Durchmesser von 2,3–2,5 mm, einen dunkelbraunen animalen Pol und hellkastanienbraunen vegetativen Pol aufwiesen (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>C. xanthocheridia</i>: Die Eier werden auf der Oberseite von Blättern abgelegt (Ruiz-Carranza & Lynch 1995b).
Fortpflanzungs-saison	<i>C. duidaeana</i>: Die Art ist nur von drei adulten ♂♂ bekannt, die am Ende der Regenzeit, im November 1991, gesammelt wurden. Nach den Feldnotizen beim Sammeln dieser Typuserie waren bei Regen häufig Anzeigerufe zu hören, und die Art schien reichlich vorhanden zu sein (Ayarzagüena 1992, Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>C. euhystrix</i>: s. Tabellenzeile Rufe. <i>C. euknemos</i>: Rufe wurden von August bis Oktober an der Typuslokalität Canton de Coronado gehört (Savage & Starrett 1967). <i>C. mache</i>: Die Häufigkeit der Sichtungen hängt von den Niederschlägen ab und ist während der Regenzeit (Februar bis Mai) höher, die Fortpflanzung scheint auf die Regenzeit beschränkt zu sein (Ortega-Andrade et al. 2013, Guayasamin et al. 2020).
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege	<i>C. euknemos</i>: s. Tabellenzeile Paarung und Eiablagestellen.

/ Jahr	
Eigröße / Larven- größe beim Schlupf	<i>C. granulosa</i>: Eigröße: 1 mm im Durchmesser (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten); Larvengröße: s. Tabelle Haltung und Nachzucht. <i>C. riveroi</i>: s. Tabellenzeile Paarung und Eiablagestellen.
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamor- phose	Glasfrosch-♀♀ legen ihre Eier auf Substraten außerhalb des Wasser entlang von Bächen ab, nach mehreren Tagen oder Wochen (z. B. > 20 Tage) schlüpfen die Larven und fallen ins Wasser, wo sie ihre Entwicklung abschließen (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007).
Angaben zu den Larven	<i>C. euknemos</i>: Die Kaulquappen haben lange Schwänze, längliche Körper und sind blass, eine Serie wurde gehalten und aufgezogen, bis die Kaulquappen eine Größe von 24 mm erreichten (Savage & Starrett 1967, Hoffman 2010). <i>C. granulosa</i>: Kaulquappen haben einen abgeflachten Körper und schlanken Schwanz, in frühen Stadien haben sie eine dunkelbraune Pigmentierung, die im Laufe der Ontogenese über hellbraun zu leuchtend rot wechselt. Die Mundscheibe entwickelt sich während der ersten Lebensstage und besteht dann aus zunächst etwa 10, später etwa 20–40 Randpapillen und einer Labialzahnreihen-Formel von 2/3. Später sind alle fünf Zahnreihen gut entwickelt wie auch die gezahnten Kieferscheiden, der Oberkiefer bildet eine glatte M-Form, die untere Scheide ist V-förmig. Centroleniden-Larven werden gemeinhin als fossorial beschrieben, d. h., sie graben sich in das Substrat der Fortpflanzungsgewässer. Solche Zonen sind nicht nur von geringen Fließgeschwindigkeiten geprägt, sondern auch durch Zersetzungsprozesse, welche mit zunehmender Tiefe auch unter Beteiligung anaerober Bakterien ablaufen. In diesen ökologischen Nischen ist von einem relativen Sauerstoffmangel auszugehen. Genau dieses Phänomen beschreibt Hoffmann (2010b), wie auch eine blassdunkelblaue (zyanotische) Grundfarbe der Larven, während der normale Phänotyp in der typischen Rotfärbung der Glasfroschlarven besteht. In zwei unterschiedlichen Aufzucht-Versuchen wurden besagte Kaulquappen einmal in sauerstoffreichem Wasser (+O₂) und einmal unter hypoxischen (sauerstoffarmen) Bedingungen (-O₂) aufgezogen und deren Entwicklung, Wachstum und Überlebensrate erfasst: Larven der +O₂-Gruppe zeigten eine blasse Farbe, wohingegen Larven der -O₂-Gruppe schneller wuchsen, aktiver waren und durch eine leuchtend rote Färbung hervorstachen. Dies wird mit einer oxidativen Umwandlung von Ammonium aus dem Kot und Harn der Larven zu Nitrat erklärt, während diese Reaktion unter O₂-Mangel nicht stattfindet. Vermutlich wird bei den +O₂-Larven entstandenes Nitrat im Darm der Larven durch Bakterien zu Nitrit reduziert, nach dessen Resorption sich im Blut aus dem normalen Blutfarbstoff Hämoglobin sogenanntes Methämoglobin bildet. Dieses lag in den +O₂-Larven achtfach erhöht – und somit im für andere Wirbeltiere toxischen Bereich – vor und lieferte nach Ansicht des Autors die Begründung für die beobachtete Wachstumsdepression. Im Gegensatz dazu schwimmen die -O₂-Larven mehr, verbrauchen dabei mehr Energie und scheinen trotz etwas geringerer Nahrungsaufnahme eine bessere Futterverwertung zu haben als ihre gut belüfteten Artgenossen (Hoffmann 2010a, b). <i>C. guayasamini</i>: Die folgende Beschreibung basiert auf drei Kaulquappen der Stadien 26, 35 und 39 nach Gosner (1960), welche aus einem gesammelten Gelege stammen und künstlich aufgezogen wurden: Gesamtlänge 28,9–36,5 mm, Körperlänge 9,5–11,8 mm, Körperbreite 4,6–5,6 mm, maximale Schwanzhöhe in der Mitte des Schwanzes bis zum Schwanzende, Körperfarbe im Leben durchscheinend weiß, dann rot, schließlich grasgrün. Allgemeine Merkmale: Körper rund bis länglich, Augen dorsal, mit fortschreitender Entwicklung mehr lateral, Spirakulum linksseitig lateral, Kloake medial, Schwanzmuskulatur einheitlich weiß, Ober- und Unterkieferscheiden schmal und gezähnt, Seitenfortsatz des Oberkiefers mittellang, distale Spitzen leicht nach vorne gebogen, Mundscheibe nicht am Rande gekerbt, Randpapillen auf der Ventralseite vollständig, während sie auf der Dorsalseite völlig fehlen, Submarginalpapillen fehlend, Labialzahnreihe in allen untersuchten Stadien zu 1/3 vorhanden, keine Lücken (Twomey et al. 2014). <i>C. resplendens</i>: (basierend auf einer Kaulquappe im Gosner-Stadium 36): Körper lang-

gestreckt, oval komprimiert, breiter als hoch, Mundregion in Dorsal- und Seitenansicht gerundet, Augen auf der Rückenfläche des Kopfes (anfangs C-förmig, nach Stadium 35 rund), Spirakulum linksseitig posterolateral am Körper, Kloake kurz und abdominal, kaudal gerichtet, Rückenflosse etwa auf halber Länge des Schwanzes beginnend, Bauchflosse beginnt fast an der Basis des Schwanzmuskels und erreicht ihre maximale Höhe hinter der Schwanzmitte, Mundscheibe nicht stark ausgeprägt, Randpapillen einreihig (größer auf der Unterlippe, Oberlippe mit Papillen nur an den seitlichen Enden), Oberkieferscheide vollständig keratinisiert mit gezacktem Rand, leicht gebogen, Unterkieferscheide keratinisiert, U-förmig, mit gezacktem Rand. Labialzahnreihenformel 2(2)/3; A2 mit medialer Lücke. Dorsal ist die Kaulquappe meist rot, mit einigen Ansammlungen von Iridophoren, die eine interorbitale Linie und ein mittig verlaufendes Band von hinter den Augen bis fast zum Ende des Körpers bilden (dorsal ist der vorderste Teil des Körpers blassgelb (Terán-Valdez et al. 2009, Guayasamin et al. 2020)).

Haltung und Nachzucht von *Cochranella granulosa* B/C

Alle weiteren Arten *Cochranella* spp. **X**, da bisher nicht in Menschenobhut gelangt. Haltung- und Zuchtparameter vermutlich bei vielen Arten ähnlich.

Thema	Angaben aus den Befragungen zu <i>Cochranella granulosa</i>
Haltungsansprüche und Haltungsbedingungen der Adulti und Jungfrösche, technischer und zeitlicher Aufwand	Spezielle Hinweise zur Gattung <i>Cochranella</i>: Für eine hygienische Aufzucht hat sich das Entfernen des kompletten Blattes aus dem Terrarium bewährt. Bei <i>C. granulosa</i> ist die Inkubation der Gelege in Anlehnung an die natürlichen Verhältnisse der entscheidende Faktor für die erfolgreiche Nachzucht, denn die Eier entwickeln sich in der Regel nur dann, wenn die Gallerte nach der Eiablage durch begrenzte Flüssigkeitszufuhr (Regenwasser oder hohe Luftfeuchtigkeit) quellen und zu der zapfenähnlichen, frei hängenden Form anschwellen kann. Bei zu viel Feuchtigkeit löst sich das Gelege vom Blatt und kann ins Wasser stürzen, bei zu wenig Feuchtigkeit quillt die Gallerte nicht und trocknet ein. Die Folge ist in beiden Fällen wie auch bei anderen artifiziellen Ansätzen (z. B. bei waagerechter Inkubation in einer Petrischale) ein vermehrtes Absterben der Embryonen, was sich durch einen Pilzbefall zeigt, der rasch das gesamte Gelege vernichtet. Während die reine Haltung von <i>C. granulosa</i> als unproblematisch angesehen werden kann, ist die geregelte Nachzucht selbst für erfahrene Halter mit erheblichen Schwierigkeiten verbunden, sodass die Periode zwischen Eiablage bis zum Schlupf der Larven dringend einer weiteren Optimierung bedarf. Die dargestellten Probleme lassen die Zucht dieser Art unter den im Handel befindlichen Arten aus Sicht des Verfassers als eine der kompliziertesten erscheinen. Wichtig scheint wiederum zu sein, die natürlichen Ablagebedingungen so nah wie möglich zu imitieren: Dabei ließe sich die Ausbeute steigern, indem das Blatt in einer waagerechten Position aufgehängt wird, sodass sich das anschwellende Gelege über die Blattspitze als frei hängende Form bilden kann und dabei immer noch an einer breiten Auflagefläche am Blatt haftet. Dies gelingt nach Ansicht des Verfassers am besten durch die regelmäßige Anfeuchtung mittels eines Ultraschallverneblers oder einer Sprühdüse. Würde man das Blatt hingegen senkrecht aufhängen, erscheinen die Scherkräfte zu groß zu sein, um das Gelege am Blatt zu fixieren, sodass dieses leichter abstürzt. Es ist sehr wichtig, dass das gesamte Blatt nach dem Befeuchten abtrocknen kann, um die Haftung des Geleges am Blatt zu verbessern. Die Auswertungen der Halterbefragungen (neun Halter bzw. Züchter von <i>Cochranella granulosa</i>) ergaben folgende Angaben zu den Haltungsbedingungen für die Zucht-tiere: – Geschlechterverhältnis meist mit mehreren ♂♂ (1,3 3,2 2,1 2,2 1,2 und 3,3). – Luft- und Wassertemperatur (°C): 18–28 (n=1) 20–28 (n=1) 20–25 (n=5) 22–30 (n=1), Wasserteil jeweils nicht extra beheizt. – Luftfeuchtigkeit (rel. %): 70–100 (n=8), tagsüber 50–60 (n=2).

- Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: LED-Lichtbalken (n=6) und zusätzlich stundenweise 35-W-Vollspektrumlampen (n=1), mit UV-Anteil (n=2) bzw. mit Nachtlicht-LED (n=1), Tageslichtlänge 12–14 Stunden (n=7).
- Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 35 x 50 x 50 | 45 x 45 x 60 (n=2) | 50 x 50 x 50 | 60 x 70 x 70 | 70 x 50 x 60 | 60 x 60 x 100 cm.
- Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche (%): 0–100 (oft als Wassergraben, bei Beregnung komplette Bodenfläche flutbar).
- Bodensubstrat: organisch (Insel aus Aquarienkies, Pinienrinde, Laub (n=2), anorganisch (Schaumstoff, Filterschwamm, Bodenmatte, Epiweb; n=5) oder kein Substrat, aber viele faustgroße moosbewachsene Flusskieselsteine (n=1).
- Einrichtung/Bepflanzung: *Philodendron* (n=9), daneben auch andere tropische Pflanzen wie Anthurien, *Monstera* spp., Vanille, Bromelien (*Neoregelia* sp.), diverse Ranken, welche sämtlich epiphytisch auf Kork-, Kokos-, Baumfarnplatten oder Hygrolon®-Gaze wachsen.
- Wassertiefe (cm): 0–4 (n=4) | 5–8 cm (n=3).
- Anzahl Tiere pro Behälter: 2–10.
- Futter/Fütterungsintervalle: jede Nacht (n=1) | 2x/Woche (n=4) | 3x/Woche (n=3).
- Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): nicht spezifiziert (n=2) | Repashy Calcium plus (n=1) | Repashy Supervit, Repashy Vit A (n=2) | Ranarium Rana Vit, Dendrocare (n=1) | Amphib (Herpetal; n=1).
- Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: temporär zur Fortpflanzungszeit zwischen ♂♂ (n=1) | keine (n=6).

Lebenserwartung in Haltung	<i>C. granulosa</i> : Maximalalter der gehaltenen Tiere (in Jahren): ca.1,5 (n=1) 8 (n=1).
Auslöser (Trigger) für die Fortpflanzung	<i>C. granulosa</i>: Auslöser (Reize) für Reproduktion (z. B. Änderungen Temperatur und/oder Luftfeuchtigkeit oder anderer Umgebungsvariablen, technische Vorrichtungen, tierpflegerische Handlungen): Regenkammer (temperiert auf ca. 25 °C; n=2) feuchtere Haltung und (starke) Beregnung im normalen Terrarium (n=2) Beregnung, spontane Eiablagen, Temperaturabsenkung (n=1) 8s Besprühen alle 15 min von 20–2 Uhr, höhere Raumtemperatur von ca. 24 °C; Fütterung von Grillen (Größe 2) mit Spirulina & Repashy Bug Burger, Filter schaltet sich nachts von 22–4 Uhr ein (erstes Gelege nach 3 Wochen mit installiertem Filter), Futterinsekten mit Vit.-A-Zusatz einmal im Monat (n=1) Grundlegende Nährstoffanforderungen: futterangereicherte Grillen („gut-loaded“), deren Darminhalte Glykosaminoglykane (GAGs) enthalten, sowie tropische Asseln. Eine Quelle für GAGs sind Meeresfrüchte wie Venus- und Miesmuscheln sowie essenzielle Fettsäuren, die in Samen, Nüssen und extrahierten Ölen enthalten sind. Auch höhere Palmitoleinsäure-Gehalte in der Fütterung, z. B. aus gut ernährten Futterinsekten, sind für Glasfrösche wichtig. Zu den Ergänzungsfuttermitteln für Futterinsekten gehören vitamin-, kalzium- und mineralstoffhaltige Präparate (n=1). Erste Nachzucht (NZ) im Jahr: 2012 (n=1) 2015 (n=1) 2021 (n=2) 2023 (n=1). Häufigkeit der NZ seither (Anzahl Gelege): 2 bis > 50. Wo werden die Eier abgelegt (Blätter/Scheiben/Gegenstände)? Blätter, Scheiben (n=5). Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? <i>Philodendron</i>, <i>Monstera karsteneanum</i> & <i>Monstera adansonii</i>; Blattspitze auf Blattoberseite (n=5). Wie ist das Gelege strukturiert? Einzelne Eier, einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): zunächst aneinander, nicht überlappend, aber im Verbund liegende Eier, Monolayer, dann Aufquellen des Geleges zur Zapfenform (=komplex; s.o.; n=5). Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: 1 (n=5). Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): 1–2 (n=3) 3–5 (meist induziert, eher nicht spontan; n=2). Anzahl der Eier/Gelege (Min.–Max.): 10–45 20–40 20–40 22–64 36–84 (n=10).

Anzahl der befruchteten Eier pro Gelege (Min.–Max.)	5–40 0–40 bis zu 100 %, einzelne Eier nicht befruchtet > 95 %.
Anzahl der geschlüpften Embryonen pro Gelege (Min.–Max.)	5–30 unterschiedlich, 15–39 0–40 i. d. R. < 10 %, selten mehr.
Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier)	Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier) oder < 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %: < 25 % 50 % < 25 % bis > 75 % i. d. R. < 10 %, selten mehr.
Größe Jungfrösche (frisch metamorphosiert; Min.–Max. [in mm])	10 mm (n=2).
Anzahl der metamorphosierten Jungfrösche pro Jahr	ca. 20 (n=1) 0–50 (n=1).
Anzahl der Aufzuchtverluste bis zum 3. Monat	< 1 % (n=2) wegen Gruppenaufzucht vieler Gelege in unübersichtlichem Aquarium nicht messbar, praktisch keine Aufzuchtverluste nach der Metamorphose.
Haltungsbedingungen (Larven) / Technische Anforderungen an die Larvenaufzucht	<i>C. granulosa</i>: für allgemeine Hinweise zur Larvenaufzucht s. oben (Kapitel Allgemeines). Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven (in mm): 7–12 (n=1) 8–9 (n=1). Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max. [in Monaten]): 5–7 (n=1) 5–8 (n=1). Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf): – Wassertemperatur (in °C): 20–25 (n=1) 25 (n=1) 22–28 (n=2). – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: Tageslicht (n=3) 50 W LED-Strip und Tageslicht (n=1). – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 30 x 20 x 20 40 x 30 x 30 50 x 13 x 29 40 x 20 x 20 cm (je n=1). – Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: Lavagranulat oder gar kein Bodengrund, Tonziegel und -blumentöpfe als Verstecke Javamoos/Lavagranulat verschiedene Körnung, Laub, Flusskiesel 1 cm gereinigter Kies (je n=1). – Wassertiefe (in cm): 15 17 18 20 (je n=1). – Anzahl Tiere pro Behälter: 5–30 18 10–50 5–100 (je n=1). – Filter (Art, Leistung): Luftheber-Schwammfilter (n=3) Nano Eckfilter, 2W (n=1). – besondere Anforderungen (z. B. Wasserwerte): angesäuert mit Huminsäuren (n=1). – Futter der Larven: verschiedene Fischfutter, Spirulinatabletten (n=1) Spinat, Repashy Fischfutter, Tetramin Wels-Tabletten (n=2) Futtertabletten für karnivore und herbivore Fische, gekochte Pilze, Spinat, Salat (n=1). – Frequenz der Wasserwechsel: 90 % 1x/Woche (n=1) 50–80 % 1x/Woche (n=1) 1x/Monat (n=2). – Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): 50 % Umkehrosmose (RO)-Wasser: 50 % Leitungswasser (n=1) 100 % Leitungswasser (n=1) 90 % RO-Wasser: 10 % Leitungswasser (n=1) Regenwasser (n=1).
Anzahl bzw. Prozentsatz der Nachzuchten, die adult bzw. geschlechtsreif werden	Nach der Metamorphose > 95 % (n=2).

Alter / Größe bei Erreichen der Geschlechtsreife	♂♂: beginnen nach ca. 3–4 Monaten zu rufen (n=1) 1,5 a mit ca. 25 mm (n=1) 8–15 Monate (n=1). ♀♀: 1,5 a mit > 30 mm (n=1) 8–18 Monate (n=1).
Anzeichen für das Erreichen der Geschlechtsreife	Transabdominal sichtbare Ovarien, Samenleiter, transabdominal sichtbare dunkle Follikel vor der Kloake (n=1) Ovarien, Rufen der ♂♂ (n=3).
Geschlechterverhältnis der Nachzuchten (♂♂:♀♀)	3:1 (n=1) ~1:1 (n=1).
Hinweise auf Missbildungen oder Krankheiten	keine (n=3).
Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose	Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose (< 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %) oder geschätzt: hoch/niedrig: < 25 % (n=2) Gering, Luftfilterung, hohe Sterberate bei eingerichteten Becken – bessere Überlebenschance bei frisch eingerichteten Becken (Regenwasser; n=1).
Sterblichkeit in den ersten Lebensmonaten / -jahren nach Metamorphose	Gering (n=5).
Routinemäßige Untersuchung auf Amphibienkrankheiten und Parasiten	Nein (n=6).
Quarantäne (Art und Umfang)	Nein (n=2) ja, für 1 (n=2), für 2 (n=1), für 4–6 Monate (n=2) ¹² .
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht: geringe (n=1) bzw. mittlere Schwierigkeit (n=1) Haltung unproblematisch, durch die o. a. Gelegeverluste bei der Inkubation jedoch eine heikle Art (n=3). Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung: selten (n=3) häufiger (n=1). Persönliche Einschätzung zur Schwierigkeit der Zucht in Haltung: mittlerer Schwierigkeitsgrad hohes Niveau schwer (im Vergleich mit anderen Glasfröschen). Weitere Anmerkungen: Amplexus wurde im Frühjahr mehrmals beobachtet, während die ♂♂ tagsüber riefen (n=1) benötigen Heimchen/Grillen, Ofenfische, Bohnenkäfer, Fütterung nur mit Fliegen führt zur Abmagerung (n=1) korrekte Inkubation der Gelege ist der entscheidende Faktor (n=1) relativ robuste Glasfrösche (n=1).
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt zahlreiche Einträge zwischen 2005 und 2022 als Halter von <i>C. granulosa</i> an (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).
Vermehrung in Menschenobhut bis	Ja (n=3).

¹² Hierfür eignen sich kleinere, steril eingerichtete Terrarien (z. B. 30 x 60 x 20 cm mit Front- und Deckel-Drahtgaze-Lüftung) mit Rankpflanzen (*Philodendron* spp.) ohne Bodengrund. Als Wasserreservoir dient ein Wassergraben mit Überlauf. Die Quarantäne sollte mindestens 8 Wochen bis zu 6 Monate betragen. In dieser Zeit wird per PCR auf *Batrachochytrium dendrobatidis*, *Batrachochytrium salamandrivorans*, Ranavirus, Chlamydien und Brucellen sowie koproskopisch auf Parasiten untersucht (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).

zur F2-Generation	
Kommerzielle Nachzucht	Nein (n=5).
Befragungen	Alle neun Teilnehmer*innen an der Umfrage zu <i>Cochranella granulosa</i> gaben an, Privathalter zu sein. Alle Teilnehmer*innen waren sich sicher, dass die Art korrekt bestimmt ist, wobei die Artbestimmung meist vom Züchter, in Zusammenarbeit mit anderen Spezialisten oder aufgrund der eigenen Expertise vorgenommen wurde. Mit Ausnahme zweier Quellen, von denen eine ihre Tiere als sogenannte „Farmzuchten“ erhielt, wurden alle gehaltenen Tiere als Nachzuchten ausgewiesen. Zwei Züchter halten ihre Tiere durchgängig seit 2011 und 2012, die anderen sind seit den Jahren 2018–2023 zu ihrer Haltung gekommen. Drei Halter waren bislang noch nicht erfolgreich mit der Nachzucht (nur einmal wurden keine Nachzuchtambitionen angegeben), wobei sich bei einer jener Quellen schon erfolgreiche Entwicklungen der Gelege abzeichneten. Bei den übrigen sechs Züchtern ist die Nachzucht hingegen gelungen, drei von ihnen gaben auch die regelmäßige Nachzucht bis zur F2-Generation an.



Abb. 44: *Cochranella granulosa*, Nachzucht in Menschenobhut

- a Amplexus (T. Eisenberg)
- b „Brutverhalten“ des Weibchens auf den Eiern. Das Weibchen verbleibt nach der Eiablage noch einige Zeit auf den Eiern, um Flüssigkeit durch die Haut und aus der Blase über die Kloake zu übertragen, damit das Gelege Wasser aufnehmen kann (T. Eisenberg)
- c frisch abgelegtes Gelege, das zur externen Inkubation aus dem Terrarium entnommen wurde. Man beachte die zunächst einschichtige Struktur, die viel Wasser aufnehmen muss (T. Eisenberg)
- d Gelege mit Eiern in fortgeschrittenem Entwicklungsstadium. Man beachte die schwärzlichen Embryonen und das ovale Aussehen des Geleges unter natürlichen Bedingungen (T. Eisenberg)
- e frisch geschlüpfte Kaulquappen, die bis zu ihrer Aufzucht in den beschriebenen Aquarien im flachen Wasser verbleiben (T. Eisenberg)
- f wohlgenährte Kaulquappen in verschiedenen Entwicklungsstadien (R. Stuster)
- g Jungfrosch unmittelbar nach der Metamorphose (R. Stuster)
- h erwachsener Frosch, der einen eingestäubten Bohnenkäfer anpeilt (T. Eisenberg).

Espadarana Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Espadarana andina</i>	(Rivero, 1968)		Andes Giant Glass Frog	Nein
<i>Espadarana audax</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Napo Giant Glass Frog, Daring Glassfrog Rana de cristal de espina curva	Nein
<i>Espadarana callistomma</i>	(Guayasamin & Trueb, 2007)		Beautiful eyes Glassfrog	Nein
<i>Espadarana durrellorum</i>	(Cisneros-Heredia, 2007c)		Durrell's Glassfrog	Nein
<i>Espadarana prosoblepon</i>	(Boettger, 1892)		Emerald Glass Frog, Nicaragua Giant Glassfrog, Variable Glassfrog Rana de cristal variable	Ja

Der Gattungsname *Espadarana* ehrt Marcos Jiménez de la Espada, einen spanischen Zoologen, der der Comisión Científica del Pacífico angehörte, die zwischen 1862 und 1865 Amerika erforschte. Sein Werk „Vertebrados del Viaje al Pacífico Verificado de 1862 a 1865 por una Comisión de Naturalistas Enviada por el Gobierno Español – Batracios“ ist ein unverzichtbares Nachschlagewerk für alle, die sich für die Amphibien von Südamerika interessieren. Jiménez de la Espada beschrieb 1872 den ersten Centroleniden, *Centrolene geckoidea*. Im Spanischen bedeutet das Wort Espada „Schwert“, was wir mit den Oberarmstacheln in Verbindung bringen, die bei den erwachsenen ♂♂ der Arten dieser Gattung vorhanden sind. *Espadarana* ist eine Kombination aus den Wörtern Espada und Rana (Frosch) und ist weiblich.

In phylogenetischer Hinsicht verkörpert diese Gattung die Klade der gemeinsamen Verwandtschaftslinie der beiden Spezies *Centrolenella andina* Rivero 1968 und *Hyla prosoblepon* Boettger 1892. Die Schwesterngattung ist in diesem Fall unsicher, zumindest nach der Analyse des mitochondrialen Datensatzes wird die nächste Verwandtschaft mit der Gattung *Cochranella* Taylor 1951 unterstützt, während die Analyse nukleärer Gene keine signifikante Unterstützung für die Beziehungen zwischen den Gattungen innerhalb der Cochranellini unterstützt.

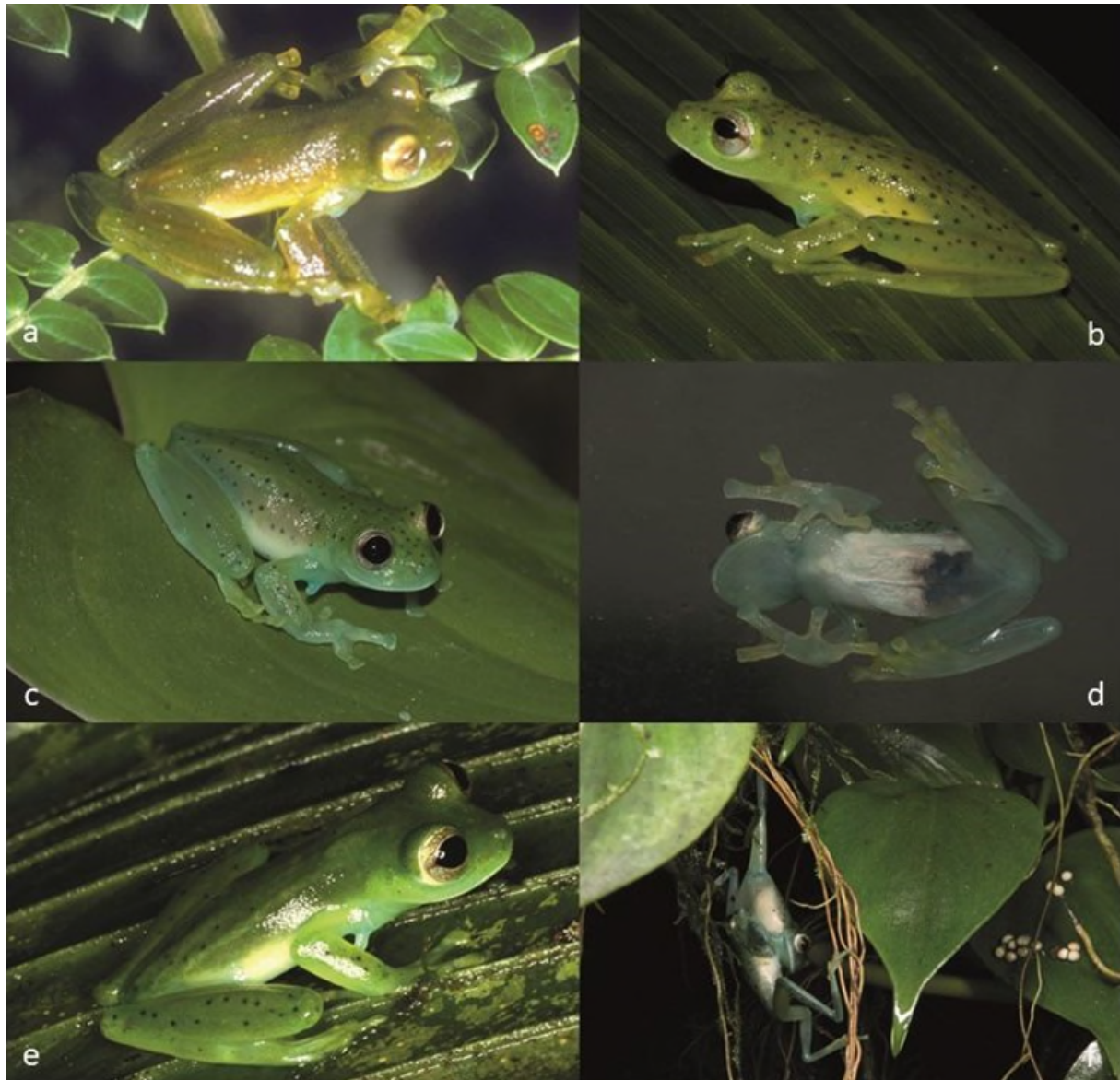


Abb. 45: *Espadarana*-Arten

- a *E. audax* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001058)
- b *E. prosoblepon*, männliches Individuum aus der Umgebung des Braulio Carillo Nationalparks, Costa Rica. Man beachte den Humerusdorn am Oberarm (T. Eisenberg)
- c *E. prosoblepon*, männliches Individuum mit ausgeprägtem Humerusdorn in Menschenobhut (R. Stuster)
- d *E. prosoblepon*, Unterseite eines ♀. Man beachte die dunklen Eier, die durch die Haut vor der Kloake sichtbar sind (R. Stuster)
- e *E. prosoblepon*, männliches Individuum aus El Copé, Panama (T. Eisenberg)
- f *E. prosoblepon*, zwei männliche Individuen bei innerartlichem Revierkampf. Das dominante Männchen verteidigt sein Revier, indem es mit dem Eindringling ringt und versucht, ihn vom Blatt zu stoßen (T. Eisenberg).

Morphologie und Taxonomie

Vertreter der Gattung können anhand folgender Merkmale unterschieden werden:

(1) auffällige Humerusdorne bei ausgewachsenen ♂♂ vorhanden, (2) gelappte Leber von einem durchsichtigen Leberperitoneum bedeckt, Verdauungstrakt durchscheinend, (3) ein ventrales parietales Peritoneum, welches im vorderen Bereich durch Iridophoren weiß gefärbt ist, der hintere Bereich ist hingegen transparent/durchscheinend, (4) mäßige Spannhäute zwischen den Fingern III und IV, (5) Knochen im Leben grün, (6) Rücken im Konservierungsmittel lavendelfarben, mit oder ohne Flecken, (7) Zahnfortsatz des Vomers mit Zähnchen, (8) die ♂♂ rufen von der Oberseite von Blättern oder Zweigen, die ♀♀ legen ihre Eier auf der Oberseite von Blättern über Wasserläufen ab (bei *E. prosoblepon* wurde die Eiablage auf der Ober- und Unterseite von Blättern beobachtet) ab, (9) gelenkige Verbindung zwischen Quadratojugale und Oberkieferknochen. Das Vorhandensein von auffälligen Humerusdornen bei den erwachsenen ♂♂ der *Espadarana*-Arten unterscheidet diese Gattung von den meisten anderen Centroleniden. Die beiden anderen Gattungen, die dieses Merkmal aufweisen, sind *Centrolene* und *Ikakogi*. Bei *Ikakogi* bewachen allerdings die ♀♀ die Gelege, und die Knochen sind im Leben weiß. *Centrolene*-Arten haben in der Regel glänzende perikloakale Warzen, die laut Guayasamin et al. (2009) bei *Espadarana* fehlen; außerdem fehlen bei den meisten *Centrolene* die Zähne auf dem Vomer, während alle *Espadarana*-Arten Vomer-Zähnchen haben; für die eindeutige Zuordnung der Arten zu einer dieser beiden Kladen sind jedoch DNA-Daten erforderlich. Nur die Arten der Gattungen *Centrolene*, *Espadarana* und *Ikakogi* haben ausgeprägte Oberarmstacheln bei ♂♂ (d. h., die Crista ventralis am Oberarmknochen ist zu einem auffälligen Stachel erweitert). Andere Arten haben kleine (*Chimerella mariaelenae*, *Nymphargus grandisonae*, *Vitreorana gorzulae*), versteckte (*Sachatamia ilex*) oder fehlende Stacheln (*Celsiella*, *Hyalinobatrachium*, die meisten Arten von *Nymphargus*). Die Monophylie von *Espadarana* wird stark durch 12S, 16S, ND1, POMC, kombinierte mitochondriale, kombinierte nukleäre und vollständige Datensätze belegt (Guayasamin et al. 2009).

Viele Arten dieser Gruppe sind vergleichsweise ähnlich, können jedoch gegenüber anderen Gattungen unterschieden werden (eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung wird empfohlen):

Espadarana andina: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit apfelgrüner bis dunkelgrüner Rückenfärbung, mit oder ohne dunkelblauviolette Punkte auf Kopf, Rücken und Extremitäten (nördlichste Populationen im Vergleich zu südlichen weniger intensiv gefleckt), Rückenhaut gekörnt, mit kleinen Stacheln, vor allem in der Tympanumregion, Oberlippe weiß, Finger und Zehen hellgelblich grün, Humerusdorne bei ausgewachsenen ♂♂ von mäßiger Größe, relativ dick, mit einem abgerundeten distalen Ende, Ventralhaut areolat und stark tuberkuliert um die Kloake, Kehle glatt, Ulnar- und Tarsalfalten fehlend, zwei infrakloakale Höcker, Iris gräulich mit dunkelgrauen bis schwarzen Sprenkeln, KRL ♂♂ 21,6–26,4 mm, ♀♀ 24,7–29,5 mm, Maulregion in Dorsalansicht schmal (subovoid), in Lateralansicht leicht abfallend, Trommelfell mäßig groß, dorsal gerichtet, vordere zwei Drittel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber ohne Iridophoren. Ähnliche Arten: *E. prosoblepon*, *E. audax*. Taxonomische Anmerkung: Typusspezies der Gattung (Señaris & Ayarzagüena 2005, Guayasamin et al. 2009, Cabanzo-Olarte & Ortega-Chinchilla 2018).

Espadarana audax: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit blassgrüner Rückenfärbung und kleinen gelben Flecken, Rückenhaut chagriniert mit kleinen Stacheln bei ♂♂, Ventralhaut an Bauch und Oberschenkeln gekörnt, andere Oberflächen glatt, paarige subkloakale Warzen, Brust weiß, Finger und Zehen blassgelb, Humerusdorne bei ausgewachsenen ♂♂ kurz, distal nach innen gebogen, Ulnarfalte vorhanden, innere Tarsalfalte vorhanden, äußere Tarsalfalte fehlend, Iris blassbronzefarben mit schwarzer Netzstruktur, KRL ♂♂ 21,6–25,5 mm, ♀♀ 24,5–28,8 mm, Kopf viel breiter als Rumpf, Maulregion in Dorsalansicht rund, in Lateralansicht trunziert, untere vier Fünftel des Trommelfells sichtbar, dorsolateral gerichtet, vordere zwei Drittel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Hoden, Nieren, Gallen- und Harnblase ohne Iridophoren. Verwandte Art: *E. durrellorum*. Ähnliche Arten: *E. durrellorum*, *Centrolene notosticta*, *Nymphargus buenaventura*, *Nymphargus siren*, *Nymphargus humboldti*, *Rulyrana flavopunctata*, *Teratohyla midas*. Taxonomische Anmerkung: *E. fernandoi* wurde synonymisiert mit *E. audax*, doch die Art gehört möglicherweise zu einem Spezieskomplex (Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2020, Cisneros-Heredia & Guayasamin 2014).

Espadarana callistomma: mittelgroßer Glasfrosch mit einheitlich grüner Rückenfärbung, Rückenhaut chagriniert mit kleinen Stacheln bei ♂♂, Ventralhaut an Bauch und unteren Flanken areolat, paarige vergrößerte subkloakale Warzen, Oberlippe weißlich cremefarben, Flanken weiß, auffällige blaugüne Humerusdorne bei ausgewachsenen ♂♂, ulnare und innere Fußwurzelfalte niedrig, äußere Tarsalfalte fehlt, Spannhäute zwischen den Fingern III und IV sowie am Fuß stark ausgeprägt, Iris silbrig-weiß mit schwarzen Netzlinien, KRL ♂♂ 26,7–29,6 mm, ♀♀ 29,5–31,8 mm, Kopf genauso breit wie lang, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht trunziert, große, anterolateral ausgerichtete Augen, Trommelfell klein, vertikal ausgerichtet, mit seitlicher Neigung, Trommelfellring oben von Supratympanalfalte bedeckt, vordere zwei Drittel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Hoden, Nieren, Gallen- und Harnblase ohne Iridophoren. Verwandte Art/evolutive Beziehungen: *E. prosoblepon* ist paraphyletisch im Vergleich zu *E. callistomma*, obwohl *E. callistomma* monophyletisch ist. Die wahrscheinlichsten Erklärungen für das beobachtete Muster sind: (i) Die Divergenz zwischen den beiden Arten ist jüngerem Datums und die gegenseitige Monophylie wurde noch nicht erreicht, (ii) *E. callistomma* ist ein Synonym von *E. prosoblepon*, oder (iii) *E. prosoblepon* ist ein Artenkomplex, der weiter unterteilt werden muss. Angesichts der vorliegenden morphologischen und akustischen Daten favorisieren Guayasamin et al. (2020) die erste und dritte Hypothese. Ähnliche Arten: *E. andina*, *E. prosoblepon* (einige Populationen), *Sachatamia ilex* (♀♀ nicht unterscheidbar; Guayasamin & Trueb 2007, Guayasamin et al. 2020).

Espadarana durrellorum: mittelgroßer Glasfrosch mit einheitlich grüner Rückenfärbung, Rückenhaut chagriniert mit kleinen Stacheln bei ♂♂, Ventralhaut gekörnt, deutliche Kloakenscheide mit zwei großen, abgerundeten, flachen subkloakalen Höckern und zwei Falten an den Seiten der (kaudal gerichteten) Kloakenöffnung, Humerusdorne kurz und gerade, mit scharfer Spitze bei ausgewachsenen ♂♂, ulnare Falte, innere Fußwurzelfalte und äußere Tarsalfalte fehlend, Unterarm kräftig, Durchmesser des Oberarms etwa $\frac{2}{3}$ des Durchmessers des Unterarms, Iris golden mit dünner dunkler Netzstruktur, KRL ♂♂ 25,7–26,1 mm, ♀♀ 25,7–29,3 mm, Maulregion in Dorsalansicht abgerundet, in Lateralansicht abgestumpft, Trommelfellring deutlich, dorsolateral ausgerichtet, sehr schwache Supratympanalfalte oberhalb des Trommelfells, vordere zwei Drittel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Hoden, Nieren, Gallen- und Harnblase ohne

Iridophoren. Ähnliche Arten: *E. audax* (Schwesternart), *Centrolene heloderma*, *Centrolene buckleyi*, *Centrolene hesperia*, *Centrolene hybrida*, *Centrolene venezuelensis*, *Centrolene lem-niscata*, *Sachatamia ilex*, *Ikakogi tayrona* (Cisneros-Heredia 2007c, Guayasamin et al. 2020).

Espadarana prosoblepon: mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung und kleinen schwarzen Flecken (allerdings sehr variable Rückenfärbung, darunter Individuen, die sowohl schwarze als auch gelbe Flecken [auch dunkle Flecken, die gelbe Flecken umgeben und falsche Ozellen bilden], nur gelbe, nur schwarze oder gar keine Flecken haben), Rückenhaut chagri-niert, beide Geschlechter können winzige Stacheln an den Flanken und im Bereich des Trom-melfells aufweisen, Oberlippe weißlich cremefarben, ein Paar vergrößerte subkloakale War-zen, Humerusdorne groß, flach und vorstehend bei ausgewachsenen ♂♂, Ulnar- und Tarsal-falten fehlend oder niedrig und unauffällig, ohne weiße Färbung, Iris variiert von gräulich weiß bis blassbronzefarben mit feiner dunkler Netzzeichnung, bis silbrig-weiß mit kräftiger schwar-zer Netzzeichnung, KRL ♂♂ 23,2–27,5 mm, ♀♀ 25,3–27,8 mm, Maulregion in Dorsal- und La-teralansicht abgestumpft, Trommelfell klein, fast vertikal ausgerichtet, mit leichter seitlicher und hinterer Neigung, Trommelfellring meist sichtbar, mit Supratympanalfalte, die seinen posterodorsalen Rand bedeckt, vordere Hälfte bis zwei Drittel des ventralen parietalen Peri-toneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Hoden, Nieren, Gallen- und Harnblase ohne Iridophoren. Ähnliche Arten: *E. andina*, *E. callistomma*, *Centrolene buckleyi*, *Cochranella litoralis*, *Vitreorana ritae*, *Nymphargus cochranae*, *Nymphar-gus megacheirus*, *Sachatamia ilex*. Evolutive Beziehungen: s. *E. callistomma* (Guayasamin et al. 2020).

Verbreitung und Lebensraum

Die Gattung *Espadarana* kommt in Höhenlagen unter 2.500 m ü. NN im Tiefland und Gebirge Mittelamerikas (*E. prosoblepon*), im Amazonastiefland Kolumbiens (*E. audax*) und Ecuadors (*E. audax*, *E. durrellorum*) oder im pazifischen Tiefland Kolumbiens und Ecuadors (*E. cal-listomma*, *E. prosoblepon*) sowie in den Nebelwäldern der Anden in Kolumbien, der Cordillera de Mérida und der Serranía del Perijá in Venezuela (*E. andina*) vor (Guayasamin et al. 2009).

Espadarana andina: in der venezolanischen Cordillera de Mérida und der Serranía de Perijá sowie in Kolumbien an den Westhängen der Cordillera Oriental (Departamentos Norte de San-tander bis Cundinamarca) und in der Serrania de los Motilones nachgewiesen (505–2.500 m ü. NN). Lebensraum in Nebelwäldern und montanen immergrünen Trockenwäldern entlang von Gebirgsbächen. Die Art scheint vom Lebensraumverlust in der Landschaft wenig betroffen zu sein und überlebt auch dann, wenn nur noch kleine Baumreihen entlang von Bächen stehen (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Espadarana audax: früher nur von einigen wenigen Orten in den Amazonashängen der Anden bekannt: Río Salado und Cascada de San Rafael, Provinz Napo, Ecuador, und 35 km südwestlich von San Francisco, Departamento Putumayo, Kolumbien. Die Art ist jetzt aber auch aus der Reserva Biológica Narupa (Provinz Napo) sowie aus Nangaritzta und Machinaza (Cordillera del Cóndor) in Ecuador und der Serrania de los Churumbelos, Departamento Cauca, in Kolumbien bekannt. Nach der Synonymie von *E. fernandoi* mit *E. audax* kommt die Art nun auch am West-hang der Abra Tangarana in San Martín, Peru, vor (800–1.900 m ü. NN). Lebensraum im pri-mären Nebelwald. Der Holotypus wurde in einer Bromelie in der Sprühzone eines Wasserfalls an einer Klippe gefunden (AmphibiaWeb 2023).

Espadarana callistomma: in Ecuador von den Nebenflüssen des Río Bogotá in der Provinz Esmeraldas und aus dem Río La Carolina an der Straße Ibarra–Lita bei Jijón und Caamaño beschrieben. In Kolumbien bekannt aus den Departamentos Valle del Cauca (Bahía Malaga, Buenaventura, Bajo Calima) und Chocó (Condoto, wahrscheinlich noch an weiteren Orten im Chocó). Höhenverbreitung 20–500 m ü. NN. Lebensraum: Bäche in immergrünen Tieflandwäldern (Guayasamin & Trueb 2007, Ospina-Sarria et al. 2010).

Espadarana durrellorum: bekannt von den Ausläufern der Cordillera Oriental in Ecuador, Provinzen Zamora Chinchipe, Orellana, Napo und Sucumbios (300–1.267 m ü. NN). Einzelne Exemplare wurden nachts auf der Blattoberseite kleiner Bäume in einer Höhe von 3–4 m über kleinen Bächen gefunden. Die Art wurde auch in Sekundärwaldmosaikflächen und auf Weiden beobachtet. Sie kann während der Fortpflanzungszeit temporäre (saisonale) Fließgewässer nutzen. In der nicht reproduktiven Zeit scheint die Art das Kronendach des Waldes zu bewohnen.

Espadarana prosoblepon: verbreitet vom östlichen Honduras, Nicaragua, Costa Rica und Panama bis zu den Pazifikhängen Kolumbiens und Ecuadors. Die Art kommt in Kolumbien auch an den nördlichen und östlichen Flanken der Cordillera Oriental südlich von Caldas im Magdalena-Tal vor, und es gibt einen neueren Nachweis aus dem Flussbecken des Río Barbas an den westlichen Hängen der Cordillera Central. Zwei weitere Fundorte in Ecuador wurden in das Verbreitungsgebiet mit aufgenommen: Tandapey in der Provinz Pichincha und Paramba in der Provinz Imbabura, was der Synonymie von *Cochranella ocellifera* mit *E. prosoblepon* geschuldet ist. Die Subpopulation aus Pilalo am Osthang der Cordillera Oriental der ecuadorianischen Anden gehört vermutlich zu einer unbeschriebenen Art. Höhenverbreitung von Meereshöhe bis 2.200 m ü. NN. Lebensraum in der niedrigen Vegetation in den tropischen Wäldern des Tieflandes und der montanen Nebelwälder, meist in ursprünglichen Waldgebieten. Gelegentlich ist die Art aber auch in gestörten Lebensräumen anzutreffen. Sie kommt häufig in starker Standorttreue in der Nähe von Flüssen und Bächen vor und ist daher in höheren Lagen häufiger zu finden. Die Art ernährt sich von einer Vielzahl kleiner Arthropoden, darunter Käfer, Motten, Spinnen und Milben. Als Abwehrmechanismus produziert dieser Glasfrosch wie viele andere Amphibien einen stechenden Geruch, wenn er ergriffen wird. Es ist eine der wenigen Arten, von der Informationen über die Überlebenswahrscheinlichkeit verfügbar sind. McCaffery & Lips (2013) berichten, dass die mittlere jährliche Überlebenswahrscheinlichkeit bei 0,46 (0,41–0,52, 95 % CI) liegt (ohne Einfluss des Chytridpilzes). Diese Autoren liefern auch Daten über die Abundanz mehrerer Populationen aus Panama. Spinnen der Gattung *Cupiennius* wurden als Prädatoren der Art identifiziert. (Cisneros-Heredia & Yáñez-Muñoz 2007b, Robertson et al. 2008, Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2020, Cotoras & Vallejos 2021).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Espadarana andina: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2020-07-01)

Espadarana audax: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018-03-14)

Espadarana callistomma: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018-12-14)

Espadarana durrellorum: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2016-07-16)

Espadarana prosoblepon: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-04)

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Mittelamerika

Ökologische Anfälligkeitsbewertung (Environmental Vulnerability Score) Kategorie (Johnson et al. 2015)

Espadarana prosoblepon –Gering (L –Low)

Costa Rica

Alle Centrolenidae Costa Ricas sind als LC (Nicht Gefährdet) eingestuft (Chaves et al. 2014).

Ecuador

Amphibians of Ecuador/Anfibios de Ecuador (Centro Jambatu (2011–2020) V1.23)

EN (Stark Gefährdet):

Espadarana audax

Kolumbien

Libro Rojo de los Anfibios del Valle del Cauca (Castro-Herrera & Bolívar-García 2010)

NatureServe Status S3 (Vulnerable):

Espadarana prosoblepon

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschlichen Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UV-B-Strahlung zu nennen.

Espadarana andina: nicht gefährdet aufgrund der weiten Verbreitung, der Toleranz gegenüber Habitatveränderungen und der vermutlich großen Gesamtpopulation. Diese Art ist aus Bächen verschwunden, in denen Forellen eingeführt wurden. Insgesamt gibt es derzeit keine größeren Bedrohungen. Es handelt sich um eine seltene Art, doch gibt es mehrere neuere Nachweise.

Espadarana audax: In Anbetracht der weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population wird die Art als nicht gefährdet eingestuft. Der südliche Teil des Verbreitungsgebiets ist durch Bergbauaktivitäten bedroht, aber der größte Teil des Verbreitungsgebiets ist davon nicht betroffen, und die Art kommt in mehreren Schutzgebieten vor. Die Zerstörung und Verschlechterung des Lebensraums infolge von Landwirtschaft, Holzeinschlag und Bergbau sind lokale Bedrohungen für diese Art in Ecuador. In Kolumbien ist die Cauca-Lokalität geschützt, aber im Gebiet der Putumayo-Lokalität gibt es umfangreiche Abholzungen (Workshop zur Bewertung der Roten Liste Kolumbiens im August 2016). In Ecuador ist die Art lokal verbreitet (Workshop zur Bewertung der Roten Liste Ecuadors im Juli 2016). In Kolumbien ist die Art nur durch ein einziges Exemplar aus dem Jahr 1974 und ein weiteres aus dem Jahr 1998 bekannt, auch in Peru ist sie nur an einem einzigen Standort nachgewiesen.

Espadarana callistomma: in Anbetracht der weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population als nicht gefährdet eingestuft. Sollten künftige Studien ergeben, dass diese Art auf das Tiefland der Ökoregion Chocó beschränkt ist, wird eine Neubewertung ihrer Gefährdungs-

kategorie in Anbetracht der hohen Abholzungsrate in diesem Gebiet empfohlen. Die Art reagiert empfindlich auf Störungen ihres Lebensraums. Sie ist aber an den Orten, an denen sie gefunden wurde, lokal weit verbreitet. In Kolumbien scheint sie nicht sehr häufig zu sein, was wahrscheinlich auf die unzureichenden Erhebungen im Chocó zurückzuführen ist. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und Qualität des Lebensraums wird vermutet, dass die Population abnimmt.

Espadarana durrellorum: in Anbetracht der relativ weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population als nicht gefährdet eingestuft. Die Lebensraumzerstörung in den Ausläufern der Cordillera Oriental ist groß. Das nördliche Verbreitungsgebiet ist von der Ölförderung betroffen und stark besiedelt, das zentrale Gebiet ist von Abholzung und Viehhaltung geprägt, und der südliche Teil ist durch Bergbauaktivitäten beeinträchtigt. Die Art kann als selten angesehen werden. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und Qualität des Lebensraums besteht der Verdacht, dass die Population abnimmt.

Espadarana prosoblepon: in Anbetracht der weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population als nicht gefährdet eingestuft. Die größten Bedrohungen sind die Abholzung der Wälder für die landwirtschaftliche Entwicklung, illegale Ernten, Holzeinschlag, die Ansiedlung von Menschen und die Verschmutzung durch das Besprühen illegaler Pflanzen. Die in Costa Rica verzeichneten Rückgänge könnten auf die Chytridiomykose zurückzuführen sein, was jedoch nicht sicher ist, da die Art eine starke Resistenz gegen *Batrachochytrium dendrobatidis* aufweisen soll. Die Art ist in vielen Teilen ihres Verbreitungsgebiets in Costa Rica und Nicaragua häufig und weit verbreitet, in Honduras und Kolumbien mäßig oft zu finden. Auch in Panama ist sie häufig, wenn auch in El Copé rückläufig. In Ecuador ist sie weit verbreitet, aber in Tandapey (seit 1973 trotz wiederholter Besuche) und in Paramba (seit ihrer Entdeckung) wurden keine Individuen mehr festgestellt, was darauf hindeutet, dass sie möglicherweise lokal ausgestorben ist. Die Art scheint in höheren Lagen häufiger zu sein, was wahrscheinlich auf das Vorhandensein von mehr Bachlebensräumen zurückzuführen ist (Woodhams et al. 2006, Guayasamin et al. 2020).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Espadarana</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase.
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>E. andina</i>: die ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter, der Ruf besteht aus einem gepulsten Ton (5–6 Pulse), Ruflänge 25,3–48 ms, dominante Frequenz zwischen 5.470 und 5.900 Hz. Allerdings wurde auch ein Warnruf einer kolumbianischen Population als relativ kurzer Ruf beschrieben, der durch einen einzigen Ton gekennzeichnet ist: Ruflänge 36 ms, dominante Frequenz 4.371–5.467 Hz (Señaris & Ayarzagüena 2005, Cabanzo-Olarte & Ortega-Chinchilla 2017, Cabanzo-Olarte & Ortega-Chinchilla 2018). <i>E. audax</i>: ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter, die Rufe werden in Serien erzeugt, jede Serie besteht aus vier oder fünf Rufen, jeder Ruf besteht aus einem einzelnen, gepulsten Ton, die dominante Frequenz liegt bei 5.426–6.718 Hz (Guayasamin et al. 2020). <i>E. callistomma</i>: ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter, jeder Ruf besteht aus drei bis vier gepulsten Tönen, Ruflänge 0,28–0,44 s, 9,1–11,0 Noten/s, nicht frequenzmoduliert, dominante Frequenz bei 5.343–5.812 Hz (Guayasamin et al. 2020).

E. prosoblepon: ♂♂ rufen von der Oberseite von Blättern oder kleinen Ästen. Die folgende Beschreibung basiert auf dem Ruf eines Individuums vom Río Sune Chico (908 m, Cordillera Chontilla, Pachijal-Mashpi) in der Provinz Pichincha, Ecuador (04.07.2012, Lufttemperatur 18,8 °C): Rufe alle 4–7 Minuten, jeweils zwei gepulste Töne, Ruflänge 0,207–0,223 s, Tonlänge 0,032–0,054 Noten/s, Tonintervall 0,130–0,137 s, frequenzmoduliert; Dominanzfrequenz 5.712–5.825 Hz (Beginn) bzw. 6.196–6.394 Hz (Ende), Obertöne ebenfalls frequenzmoduliert, sie zeigen komplexe spektrale Muster. Der Ruf der Art aus Monteverde, Costa Rica, weist einige Unterschiede zu dem beschriebenen Ruf auf: Ruffolge in unregelmäßigen Abständen (17 Rufe/h), zwei bis fünf kurze „Piepser“ (bei Begegnung mit einem anderen Frosch im Umkreis von 15 cm stoßen die ♂♂ oft eine Reihe von schnellen, kurzen Piepsern aus), Rufe auch während des Amplexus und unmittelbar nach der Eiablage, eine schnelle Serie von drei, manchmal auch vier bis fünf Tönen, im Mittlere Tonlänge 0,03 s, Dominanzfrequenz 5.500–5.800 Hz. Typische Rufserien haben eine im Mittlere Gesamtlänge von 0,5 s (dreistimmige Serie) oder 0,75 s (vierstimmige Serie). Weiterhin ist ein Stressruf bei rivalisierenden ♂♂ beschrieben, welcher aus zwei kurzen „Pieptönen“ mit Amplituden- und Frequenzmodulation bestand (1. und 2. Piepton [Dominanzfrequenz] 47 ms [5.350,7 Hz] und 51 ms [5.684,8 Hz]). Räuberische Fledermäuse (z. B. *Trachops cirrhosus*) können die exponiert sitzenden ♂♂ mitunter nicht richtig orten, weil die periodischen Rufe oft von anderen ♂♂ in der Nähe synchronisiert werden (Jacobson 1985, Kubicki 2007, Rios-Soto et al. 2017b, Guayasamin et al. 2020).

Paarung und Eiablagestellen

Sämtliche Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche
E. andina: Ruf-, Paarungs- und Eiablageplätze finden sich in Höhen zwischen 70 und 140 cm über der Wasseroberfläche des Baches. Die Fortpflanzung erfolgt normalerweise in den Monaten mit höheren Niederschlagsmengen im Vergleich zur Trockenzeit statt. Es wurden zahlreiche Gelege in verschiedenen Entwicklungsstadien beobachtet. In allen Fällen wurden die Gelege auf Blattoberseiten nahe am Scheitelpunkt abgelegt. Es gibt keine Hinweise auf Brutpflege durch ♂♂ oder ♀♀, obwohl die ♂♂ in der Nähe der Gelege ruhen. Die ♂♂ zeigen ein Kampfverhalten in Form einer Umklammerung Bauch an Bauch. Zu den möglichen Ursachen für die Embryonalsterblichkeit gehört das Vorhandensein von parasitären Fliegen in der Gallerte (Familien Otitidae, Tipulidae; Cabanzo-Olarte et al. 2013, Cabanzo-Olarte & Ortega-Chinchilla 2017, Cabanzo-Olarte & Ortega-Chinchilla 2018).

E. audax: Eier werden in Moos auf Ästen abgelegt, kurzzeitige weibliche Brutpflege, ein ♀ hatte dunkelbraune Eier in ihren Eileitern (Guayasamin et al. 2020).

E. callistomma: ♀♀ legen pigmentierte Eier auf der Oberseite der Blätter meist 100–200 cm über der Wasseroberfläche ab (Guayasamin et al. 2020).

E. durrellorum: Das einzige bekannte Gelege wurde in einem Zweig, 2 m über dem Wasser eines Flusses beobachtet (Cisneros-Heredia 2007c).

E. prosoblepon: Eier werden auf der Oberseite von Blättern, moosbedeckten Steinen oder Ästen entlang von Bächen in primären bis leicht degradierten Wäldern und sporadisch sogar auf Weiden abgesetzt. Die Fortpflanzung erreicht ihren Höhepunkt in der Regenzeit, wenn die ♂♂ sich oft in aggressive Territorialkämpfe verwickeln. Wenn ein ♂ in ein besetztes Revier eindringt, stößt das ansässige ♂ eine schnelle Reihe von Rufen aus. Nähert sich der Eindringling weiter, kommt es zu einem Kampf, bei dem beide ♂♂ kopfüber baumeln, während sie sich mit den Hinterbeinen an der Vegetation festhalten und sich mit den Armen und Oberarmstacheln traktieren. Dabei können Wunden an Rücken und Phalangen entstehen. Es wird diskutiert, dass die Oberarmstacheln im Kampf verwendet werden, um den Gegner gezielt zu stechen. Der Kampf ist beendet, wenn der Verlierer vom Kampfplatz fällt oder seine Unterwerfung signalisiert, indem er seinen Körper gegen die Blattoberfläche drückt. Die ♂♂ initiieren den Amplexus, indem sie auf den Rücken von sich nähernden ♀♀ springen. Aktivitätsmuster bei der Paarung in Kolumbien ergaben im Mittel $35,4 \pm 4,79$ Eier/Gelege ($n=29$), eine positive Korrelation der Aktivität beider Geschlechter mit der Nieder-

	schlagsrate, einen von der Körpergröße unabhängigen, jedoch von der Rufaktivität abhängigen Paarungserfolg der ♂♂, eine höhere Eianzahl/Gelege bei großen ♀♀, eine Eiablage nach im Mittel $3,76 \pm 1,74$ Stunden nach der ersten Beobachtung des Amplexus (in 93,1 % der Fälle in Wedeln von <i>Selaginella geniculata</i> in einer im Mittelen Höhe von $1,58 \pm 0,44$ m). Nach der Eiablage verließ das ♂ den Ort, während das ♀ zwischen 30 und 45 Minuten blieb und die Eier teilweise mit dem Körper bedeckte. Aus dem Rufverband entfernte ♂♂ fanden oft zu ihrem ursprünglichen Standort zurück (Kubicki 2007, Krohn & Voyles 2014, Basto-Riascos et al. 2017, Rios-Soto et al. 2017b, Gómez-Murcia et al. 2023).
Fortpflanzungs-saison	<i>E. andina</i> : Die Art wurde rufend von Januar bis März, Mai bis Juni und September bis Dezember gefunden (Cabanzo-Olarte & Ortega-Chinchilla 2018).
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>E. andina</i>: Die gesammelten Gelege bestanden aus 10–68 (nicht zwischen Regen- und Trockenzeit variierend) blassgrünen, grünlich gelben oder hellgelben Eiern, die in einer einzigen Schicht („Monolayer“) angeordnet waren (Señaris & Ayarzagüena 2005, Cabanzo-Olarte et al. 2013, Cabanzo-Olarte & Ortega-Chinchilla 2018). <i>E. callistomma</i>: Gelege enthielten 32–39, im Mittel 35 Eier, Durchmesser etwa 2,1 mm, animaler Pol dunkelbraun (Interpretation: UV-Schutz und/oder pigmentierter Bereich erwärmt sich bei Sonnenlicht stärker, was der [schnelleren] Entwicklung in kühleren Gebieten Rechnung trägt), vegetativer Pol hellbraun, Entwicklungszeit unter Laborbedingungen 12 Tage vom 32-Zell-Stadium bis zum Schlüpfen der Kaulquappen. Profunde Angaben zur Embryonalentwicklung bei Salazar-Nicholls & del Pino (2015). <i>E. prosoblepon</i>: Die ♀♀ legen 20–52 Eier, die eine dunkelbraune bis schwarze Färbung (animaler Pol) und hellbraune Färbung (vegetativer Pol) aufweisen, an der Oberseite von Blättern, moosbedeckten Steinen oder Zweigen über dem Wasser ab. Die ♀♀ übernehmen die kurzzeitige elterliche Brutpflege (bis zu 131 Minuten), aber sobald sie das Gelege einmal verlassen haben, kehrt keines der beiden Elternteile zum Gelege zurück. Genetische Polymorphismen in der Eipigmentierung bedingen, dass der animale Pol weniger Melanin enthält. Dunkle Eier werden im Zusammenhang mit Tarnung und UV-Schutz diskutiert (Guayasamin et al. 2020, Salazar-Nicholls et al. 2021).
Eigröße / Larven-größe beim Schlupf	<i>E. andina</i>: Die Eier wiesen einen Durchmesser von 0,5–1 mm auf (Cabanzo-Olarte & Ortega-Chinchilla 2018). <i>E. callistomma</i>: s. Tabellenzeile Anzahl Eier / Gelege.
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamorphose	Glasfrosch-♀♀ legen ihre Eier auf Substraten außerhalb des Wasser entlang von Bächen ab, nach mehreren Tagen oder Wochen (z. B. > 20 Tage), schlüpfen die Eier, und die Embryonen fallen ins Wasser, wo sie ihre Entwicklung abschließen (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007). <i>E. callistomma</i>: s. Tabellenzeile Anzahl Eier / Gelege.
Angaben zu den Larven	<i>E. andina</i>: die Kaulquappe weist folgende Größen (in mm) auf: Körperlänge 3,8–5, Schwanzlänge 7,7–10,6, Körperhöhe 1,63–2,31, Körperbreite 2,13–3,13, Mundschneibenbreite 1,13–1,56, Körper in der Dorsalansicht niedergedrückt globulär, in der Seitenansicht oval, Augen klein, dorsolateral gelegen, kleine Nasenlöcher, abgerundet, anterolateral gerichtet, Spirakulum linksseitig, kurze, seitlich sichtbare Röhre, abdominale Kloakenöffnung, rechtsseitig, kurz, Schwanzmuskulatur reicht nicht bis zum Schwanzende, distales Ende abgerundet, Schwanzflossensaum weniger breit als die Schwanzmuskulatur, oberer Flossensaum weniger breit als der untere, Rückenflossensaum beginnt an der Verbindung zwischen Körper und Schwanz, Bauchflossensaum am Körper, Mundschneibe ventral, von stumpfen Randpapillen eingefasst, ohne intramarginale Papillen, Hornschnabel vollständig keratinisiert, Ränder frei mit kleinen Einkerbungen, Oberschnabel M-förmig, Unterschnabel in breiter U-Form, Keratodonten-Reihenformel 1/3, Körper dorsal und lateral hellbraun, der Rest transparent, Schwanzmuskulatur mit hellbrauner Marmorierung auf und in den Vertiefungen der Myomere, Rest cremefarben, Schwanzflossen transparent (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>E. callistomma</i>: Die Kaulquappen sind im Leben braun (Salazar-Nicholls & del Pino 2015).

E. prosoblepon: Die Embryonen sind schwarz, färben sich aber schnell gelb. Wenn die Kaulquappen schlüpfen und in den Fluss fallen, sind sie rot gefärbt. Im Stadium 25 haben die Larven ein linksseitiges Spirakulum, eine einfache Mundscheibe mit mittelgroßen Kieferscheiden, 2/3 Zahnreihen und eine einzige Reihe von Randpapillen mit einer breiten dorsalen Lücke. Die zweite vordere (obere) Zahnreihe (A2) hat ebenfalls eine breite Lücke. Nach dem Schlüpfen verstecken sich die Kaulquappen in der Regel unter Laubstreu oder Sand auf dem Grund von Bächen (Starrett 1960, McCranie & Wilson 2002, Savage 2002).

Haltung und Nachzucht von *Espadarana prosoblepon* B/B

Alle weiteren Arten *Espadarana* spp. **X**, da sie gemäß Kenntnis des Autors bisher nicht in Menschenobhut gelangt sind. Haltungs- und Zuchtparameter vermutlich bei vielen Arten ähnlich.

Thema	Angaben aus den Befragungen zu <i>Espadarana prosoblepon</i>
Haltungsansprüche und Haltungsbedingungen der Adulti und Jungfrösche, technischer und zeitlicher Aufwand	Die Auswertungen der Halterbefragungen (sechs Halter bzw. Züchter von <i>Espadarana prosoblepon</i>) erbrachten die folgenden Angaben: Haltungsbedingungen (Zuchttiere): – Geschlechterverhältnis meist mit mehreren ♂♂, wobei drei Züchter über die Zeit mit Gruppengrößen zwischen einem und fünf Paaren arbeiteten (1,1–5,5 [n=3] 1,1 [n=1] 2,3 [n=1] k. A.). – Luft- und Wassertemperatur (°C): 18–28 tagsüber, 22–24 nachts 18–28 20–28 20–25 22 21–26, Wasserteil jeweils nicht extra beheizt, teilweise nicht vorhanden. – Luftfeuchtigkeit (rel. %): 70–100 (n=5), keine Messungen durchgeführt, aber monatlang nicht zu sprühen/nebeln ist kein Problem, solange Wasser vom Boden des Terrariums verdampfen kann. – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: LED-Lichtbalken (n=2) oder Leuchtstofflampen (n=2), mit UV-Anteil (n=2), Tageslichtlänge 12–14 h (n=5) bzw. 6,5 h. – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 30 x 20 x 20 (Labor) 40 x 60 x 60 50 x 50 x 50 (n=2) 60 x 60 x 60 100 x 60 x 60 70 x 50 x 100 cm. – Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche (%): 0–100 (oft als Wassergraben, bei Regenung komplette Bodenfläche flutbar). – Bodensubstrat: organisch (Insel aus Aquarienkies, Pinienrinde, Laub, anorganisch (Schaumstoff, Filterschwamm (n=2) oder kein Substrat (n=3), zusätzlich einzelne faustgroße moosbewachsene Flusskieselsteine (n=1), Zellstoff (n=1). – Einrichtung/Bepflanzung: <i>Philodendron</i> (n=6), daneben auch andere tropische Pflanzen wie Anthurien, <i>Monstera</i> spp., Vanille, Bromelien (<i>Neoregelia</i> sp.), diverse Ranken, welche entweder epiphytisch auf Kork-, Kokos-, Baumfarnplatten oder Hygrolon®-Gaze oder in Töpfen wachsen. – Wassertiefe (cm): 0–4 (n=4) 7–9 cm (n=1). – Anzahl Tiere pro Behälter: 1–10. – Futter/Fütterungsintervalle: jede Nacht 1 x / Woche 2 x / Woche (n=3) 3 x / Woche (n=2). – Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): ja, aber nicht spezifiziert (n=2) Kalzium, Omega-3-Fettsäuren, Vitamine Repashy Calcium plus Repashy Supervit, Repashy Vit A Ranarium Rana Vit, Dendrocare Herpetal Amphib. – Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: temporär zur Fortpflanzungszeit zwischen ♂♂ (n=3) keine (n=2).
Lebenserwartung in Haltung	Maximalalter der gehaltenen Tiere (in Jahren): 6 6–7 7–8.
Auslöser (Trigger)	Auslöser (Reize) für Reproduktion (z. B. Änderungen der Temperatur und/oder Luftfeuchtigkeit oder anderer Umgebungsvariablen, technische Vorrichtungen, tierpflegerische Handlungen): Regelmäßig bestäubte Grillen und Fruchtfliegen füttern. Boden

für die Fortpflanzung	des Terrariums nur mit Wasser bedeckt, mit Ausnahme von einem oder mehreren (je nach Beckengröße) umgedrehten Tontöpfen mit jeweils einem daraufgestellten Topf mit <i>Epipremnum aureum</i>, um Inseln zu schaffen (diese überwuchern die Becken oft schnell, sodass es viele Plätze zum Verstecken, Abbläuen und Jagen gibt) Regenkammer (temperiert auf ca. 22–25 °C) feuchtere Haltung und Beregnung im normalen Terrarium (n=2) spontane Abgabe von Gelegen (n=2) Umgebungsgeräusche (mit Rufen) vom natürlichen Lebensraum. Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? Blätter (n=3), Blätter und Scheiben (n=2), <i>Philodendron</i>-Blätter waren die meistgenutzten Ablageorte, wobei die Gelege meist mittig platziert auf der Blattoberseite (n=4), bei einem Züchter auf beiden Blattseiten und zusätzlich auf Moospolstern, Stängeln und Zweigen abgelegt wurden. Wie ist das Gelege strukturiert? Einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): Einschichtige Gelege mit in reichlich klebrige Gallerte eingebetteten Eiern (n=3), welche sich durch Aufquellen zu einem komplexen Gelege entwickeln und dann von der Blatt- oder Aststruktur herabhängen (n=2). Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: 1 (n=5). Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): 2–5 (n=1) 4–6 (n=1) alle 14 d ein Gelege (n=1; meist durch Beregnung induziert, gelegentlich spontan). Anzahl der Eier/Gelege (Min.–Max.): 20–30 ca. 20–40 30–60 13–34 (n=6).
Anzahl der befruchteten Eier pro Gelege (Min.–Max.)	27–60 (90–100 %) 5–30 10–30 20–30 0–100 %.
Anzahl der geschlüpften Embryonen pro Gelege (Min.–Max.)	27–60 5–25 5–30 12–18 0–100 %.
Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier)	Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier) oder < 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %: > 75%: anfangs nahe 100 %, später bei manchen ♀♀ teilweise 0 % (n=2) < 25–100 % > 50–75 % > 75 %.
Größe Jungfrösche (frisch metamorphosiert; Min.–Max. [in mm])	7–8 mm ca. 10 mm 10–12 mm.
Anzahl der metamorphosierten Jungfrösche pro Jahr	10–100 0–30.
Anzahl der Aufzuchtverluste bis zum 3. Monat	0 % < 1 %.
Haltungsbedingungen (Larven) / Technische Anforderungen an die Larvenaufzucht	Für allgemeine Hinweise zur Larvenaufzucht s. oben (Kapitel Allgemeines). Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven (in mm): 7 10 10–11 10–12. Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max. [in Monaten]): 3–5 (n=1) 2–6 (n=1; kürzeste Zeit 56 Tage, Eisenberg, unveröffentlichte Daten). Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf): beobachtete Standortunterschiede: erfolgreiche Aufzucht in Plastikwannen mit etwas Moos und wöchentlichem Wasserwechsel (gealtertes Wasser mit etwas Rooibostee) funktionierte am neuen Standort nicht mehr, dann allerdings gelang die Nachzucht wieder in einem kleinen, gut eingewachsenen Aquarium; die Zeit bis zur Metamorphose wurde zwar viel länger, aber die Jungtiere waren auch größer. Hauptsächlich wurden die Kaulquappen mit Futter für tropische Fische gefüt-

	tert, aber auch (Nass-)Katzenfutter wurde eifrig angenommen (n=1) hygienische Haltung mit häufigen Reinigungen des Terrariums und des Kaulquappenwassers (täglich). Bedarf für spezielle Lampen mit UV-A- und UV-B-Licht, tägliche Fütterung (n=1) – Wassertemperatur (in °C): Raumtemperatur 19–22 20–25 22–28 (n=2). – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: indirekt durch Tageslicht (n=3) 50-W-LED-Strip (12 h) und Tageslicht/UV-Leuchtstofflampen (6,5 h). – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 30 x 20 x 20 (n=2) 40 x 20 x 20 40 x 25 x 25 50 x 13 x 29 cm. – Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: Kies, Holz und Aquarienpflanzen (hauptsächlich Moose) Lavagranulat oder gar kein Bodengrund, Tonziegel und -blumentöpfe als Verstecke, Javamoos (n=2) Lavagranulat verschiedener Körnung, Laub, Flusskiesel Sand, grober Kies, Laub. – Wassertiefe (in cm): 18 (n=2) 20 25. – Anzahl Tiere pro Behälter: 5–30 20–25 10–50 5–100 (n=2). – Filter (Art, Leistung): Luftheber-Schwammfilter (n=2) Nano Eckfilter, 2W kein Filter (n=2). – besondere Anforderungen (z. B. Wasserwerte): angesäuert mit Huminsäuren gelöster Sauerstoff über 6 mg/l und Wasser mit einer Temperatur zwischen 19 und 22 °C. – Futter der Larven: verschiedene Fischfutter, Katzenfeuchtfutter Spinat, Repashy Fischfutter Super Green, Tetramin Wels-Tabletten (n=2) Futtermitteltabletten für karnivore und herbivore Fische, gekochte Pilze, Spinat, Salat. – Frequenz der Wasserwechsel: lediglich Auffüllen des Aquarienwassers ohne Wasserwechsel alle 2–4 d 50–80 % 1 x / Woche 90 % 1 x / Woche 1 x / Monat (n=2). – Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): 50 % Umkehrosmose (RO)-Wasser: 50 % Leitungswasser 100 % Leitungswasser (n=2) 90 % : 10 % Leitungswasser 50 % Leitungswasser: 50 % destilliertes Wasser Bachwasser (Labor).
Anzahl bzw. Prozentsatz der Nachzuchten, die adult bzw. geschlechtsreif werden	~50 % > 99 % (n=2).
Alter / Größe bei Erreichen der Geschlechtsreife	♂♂: mit 5–6 Monaten mit 8–10 Monaten, ♀♀: mit 7–8 Monaten mit 10–12 Monaten.
Anzeichen für das Erreichen der Geschlechtsreife	Rufe, Amplexus, Eiablagen/Ovarien/Rufen, Samenleiter, transabdominal sichtbare dunkle Follikel vor der Kloake.
Geschlechterverhältnis der Nachzuchten (♂♂:♀♀)	~1:1 (n=2).
Hinweise auf Missbildungen oder Krankheiten	Eine fehlende Augenanlage bei einem Frosch unter Hunderten (n=1) keine (n=3).
Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose	Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose (< 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %) oder geschätzt: hoch/niedrig: 0–70 % < 20 % 25–50 % 50–75 %.
Sterblichkeit in den ersten Lebensmonaten / -jahren nach Metamorphose	Sehr gering (n=2).

Routinemäßige Untersuchung auf Amphibienkrankheiten und Parasiten	Nein (n=4) jährliche Testung auf <i>B. dendrobatidis</i> mittels Realtime-PCR (n=1).
Quarantäne (Art und Umfang)	Nein (n=2) ja, für 1 (n=1), für 4–6 Monate (n=1) ¹³ .
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Larvenaufzucht mitunter schwierig / relativ robuste Glasfrösche. Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung: selten (n=5). Persönliche Einschätzung zur Schwierigkeit der Zucht in Haltung: sehr einfach zu halten, aber die Zucht kann kompliziert sein (n=2) relativ einfach (im Vergleich zu anderen Glasfröschen) einfache Haltung.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	s. Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung; ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt zwei (erloschene) Einträge zwischen 1996 und 2005 als Halter von <i>E. prosoblepon</i> an (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).
Vermehrung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Ja (n=3).
Kommerzielle Nachzucht	Nein (n=6).
Befragungen	Sechs Teilnehmer*innen beteiligten sich an der Umfrage zu <i>E. prosoblepon</i> . Fünf von ihnen gaben an, Privathalter zu sein, eine Teilnehmerin aus Costa Rica hielt die Frösche zu Forschungszwecken im Labor an der dortigen Universidad Nacional (UNA). Sechs Teilnehmer*innen waren sich sicher oder sehr sicher, dass die Art korrekt bestimmt ist, wobei die Artbestimmung meist vom Händler in Zusammenarbeit mit anderen Spezialisten aufgrund eigener Kenntnisse und der neuesten Literatur aufgrund der Herkunft der Tiere oder aufgrund des bekannten Fundorts der Tiere oder der Elterntiere vorgenommen wurde. Nahezu alle gehaltenen Tiere wurden als Nachzuchten ausgewiesen, einmal handelte es sich um Wildfänge. Die Dauer der Haltung wurde mit ein bis 14 Jahren angegeben, wobei zwei Halter die Haltung inzwischen eingestellt haben und die zu Forschungszwecken gehaltenen Tiere nicht der Weiterzucht dienten. Alle übrigen Halter gaben an, Nachzuchterfolge anzustreben, wobei zumindest eine Eiablage bei allen auch bereits mindestens einmal bis über 30 Mal gelungen war. Erste Nachzuchten fanden in den Jahren 2010 2011 2020 2021 2023 statt.

¹³ Hierfür eignen sich kleinere, steril eingerichtete Terrarien (z. B. 30 x 60 x 20 cm mit Front- und Deckel-Drahtgaze-Lüftung) mit Rankpflanzen (*Philodendron* spp.) ohne Bodengrund. Als Wasserreservoir dient ein Wassergraben mit Überlauf. Die Quarantäne sollte mindestens 8 Wochen bis zu 6 Monate betragen. In dieser Zeit wird per PCR auf *Batrachochytrium dendrobatidis*, *Batrachochytrium salamandrivorans*, Ranavirus, Chlamydien und Brucellen sowie koproskopisch auf Parasiten untersucht (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).



Abb. 46: *Espadarana prosoblebon* Nachzucht

- a Eiablage (R. Stuster)
- b Larven (T. Eisenberg)
- c Metamorphling (R. Stuster)
- d Häutung (R. Stuster).

Hyalinobatrachium Ruiz-Carranza & Lynch, 1991

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Hyalinobatrachium adespinosai</i>	Guayasamin, Vieira, Glo & Hutter, 2019		Adela's Glassfrog	Nein
<i>Hyalinobatrachium anachoretus</i>	Twomey, Delia & Castroviejo-Fisher, 2014			Nein
<i>Hyalinobatrachium aureoguttatum</i>	(Barrera-Rodriguez & Ruíz-Carranza, 1989)		Sun Glassfrog Rana de cristal de manchas doradas	Ja
<i>Hyalinobatrachium bergeri</i>	(Cannatella, 1980)		Berger's Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium cappellei</i>	(Van Lidth de Jeude, 1904)		Banded-limb Glassfrog	Ja, angeblich vereinzelt in USA in Haltung, Importe nach Europa enthielten nur ♂♂
<i>Hyalinobatrachium carlesvilai</i>	Castroviejo-Fisher, Padial, Chaparro, Aguayo & De la Riva, 2009		White-hearted Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium chirripoi</i>	(Taylor, 1958)		Suretkka glass frog, Chirripó Glassfrog	Nein
<i>Hyalinobatrachium colymbiphyllum</i>	(Taylor, 1949)		Plantation Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium diana</i>	Kubicki, Salazar & Puschendorf, 2015		Diane's bare-hearted glassfrog	Nein
<i>Hyalinobatrachium durantii</i>	(Rivero, 1985)		Durant's Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium esmeralda</i>	Ruíz-Carranza & Lynch, 1998			Nein
<i>Hyalinobatrachium fleischmanni</i>	(Boettger, 1893)	Fleischmanns Glasfrosch	Fleischmann's Glass Frog	Ja
<i>Hyalinobatrachium fragile</i>	(Rivero, 1985)		Fragile Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium guairarepanense</i>	Señaris, 2001		El Ávila Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium iaspidiense</i>	(Ayarzagüena, 1992)		Yuruani Glass Frog, Jaspe Glass Frog	Ja (CITES 2022); Importe nach Europa enthielten nur ♂♂
<i>Hyalinobatrachium ibama</i>	Ruíz-Carranza & Lynch, 1998			Nein
<i>Hyalinobatrachium kawense</i>	Castroviejo-Fisher, Vilà, Ayarzagüena, Blanc & Ernst, 2011			Nein

<i>Hyalinobatrachium mashpi</i>	Guayasamin, Brunner, Valencia-Aguilar, Franco-Mena, Ringler, Medina Armijos, Morochz, Bustamante, Maynard & Culebras, 2022		Mashpi Glassfrog	Nein
<i>Hyalinobatrachium mesai</i>	Barrio-Amorós & Brewer-Carías, 2008		Sarisariñama Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium mondolfii</i>	Señaris & Ayarzagüena, 2001			Ja (CITES 2022 [auf Basis nicht verifizierbarer Informationen])
<i>Hyalinobatrachium muiraquitana</i>	Oliveira & Hernández-Ruz, 2017		Muñoz's Glassfrog	Nein
<i>Hyalinobatrachium munozorum</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Upper Amazon Glass Frog Munoz's Glassfrog	Nein
<i>Hyalinobatrachium nouns</i>	Guayasamin, Brunner, Valencia-Aguilar, Franco-Mena, Ringler, Medina Armijos, Morochz, Bustamante, Maynard & Culebras, 2022		Nouns' Glassfrog	Nein
<i>Hyalinobatrachium orientale</i>	(Rivero, 1968)		Eastern Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium orcostale</i>	(Rivero, 1968)			Nein
<i>Hyalinobatrachium pallidum</i>	(Rivero, 1985)		Guacharaquita Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium pellucidum</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Andean Glassfrog, Río Azuela Glass Frog Rana de cristal fantasma	Nein
<i>Hyalinobatrachium talamancae</i>	(Taylor, 1952)		Talamanca Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium tatayoi</i>	Castroviejo-Fisher, Ayarzagüena & Vilà, 2007			Nein
<i>Hyalinobatrachium taylori</i>	(Goin, 1968)		Taylor's Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium tricolor</i>	Castroviejo-Fisher, Vilà, Ayarzagüena, Blanc & Ernst, 2011			Nein
<i>Hyalinobatrachium valerioi</i>	(Dunn, 1931)	Genetzter Glasfrosch	Reticulated Glass Frog, Valerio's Glass Frog, La Palma Glass Frog	Ja

<i>Hyalinobatrachium vireovittatum</i>	(Starrett & Savage, 1973)		Starrett's Glass Frog	Nein
<i>Hyalinobatrachium viridissimum</i>	(Taylor, 1942)		Northern Glassfrog	Nein
<i>Hyalinobatrachium yaku</i>	Guayasamin, Cisneros-Heredia, Maynard, Lynch, Culebras & Hamilton, 2017		Yaku Glassfrog	Nein

Morphologie und Taxonomie

Die Gattungsbezeichnung *Hyalinobatrachium* setzt sich aus den griechischen Wörtern „hyalos“ (= Glas) und „batrachion“ (= Frosch) zusammen und ist durch folgende Merkmale gekennzeichnet:

In der umfassenden Revision der Centrolenidae (Guayasamin et al. 2009) wurde die Gattung *Hyalinobatrachium* auf Basis morphologischer und molekularer Daten neu definiert und für monophyletisch befunden. Die der Unterfamilie Hyalinobatrachinae zugehörige Gattung beinhaltet zum gegenwärtigen Zeitpunkt 38 Arten. Die meisten *Hyalinobatrachium* spp. zeichnen sich durch die folgenden Merkmale aus: (1) keine Humerusdorne, (2) Verdauungstrakt und bulböse Leber durch ein weißes (mit Iridophoren besetztes) Peritoneum besetzt, (3) vollständig transparentes ventrales parietales Peritoneum, (4) im Leben weiße Knochen (Ausnahmen: bei *H. mesai* und *H. taylori* grün), (5) dorsale Färbung verblasst im Konservierungsmittel zu Weiß oder Creme, (6) ♂♂ ohne auffällige stachelige dorsale Strukturen während der Fortpflanzungszeit, (7) sofern vorhanden, Brunftschwielen klein und beschränkt auf den inneren Rand des Fingers I bei ♂♂, (8) kein zahnartiger Fortsatz sowie keine Zähnchen auf dem Vomer (Pflugscharbein), (9) ♂♂ rufen gewöhnlich von der Blattunterseite (Ausnahme *H. taylori*), und ♀♀ legen einschichtige Gelege ebenfalls auf Blattunterseiten, (10) vollständige Fusion der Unterarmknochen (Tibiale und Fibulare). Durch die Merkmale (1) und (3) kann die Gattung leicht von den meisten anderen Glasfroschgattungen unterschieden werden, lediglich *Vitreorana* und einige *Teratohyla* spp. zeigen einzelne der genannten Merkmale. Allerdings haben *Teratohyla* spp. und *Vitreorana* spp. gewöhnlich grüne Knochen und beide Gattungen rufen und laichen auf Blattoberseiten. Einige Vertreter der Schwesterngattung *Celsiella* rufen (*Celsiella revocata*, *Centrolene peristicta*) und laichen (*Celsiella revocata*, *Centrolene antioquiense*, *C. peristictum*) gleichermaßen auf Blattunterseiten. Weitere Merkmale der Hyalinobatrachinae (*Hyalinobatrachium* und *Celsiella*) beinhalten (1) eine Amplexus-ähnliche Umklammerung zweier ♂♂ beim innerartlichen Revierverhalten, bei dem der Kontrahent durch Hinterbeintritte vom Blatt geworfen wird, (2) ♂♂ von *C. revocata* rufen ebenfalls von Blattunterseiten, (3) ♀♀ von *C. revocata* laichen auf Blattober- und -unterseiten, (4) männliche Brutpflege (Bewachung und Befeuchtung der Gelege) bei zahlreichen *Hyalinobatrachium* spp., aber auch bei *C. vozmediano* nachgewiesen.



Abb. 47: *Hyalinobatrachium*-Arten

- a *H. aureoguttatum*; beachte die grünlichen Eier, die beim Weibchen oben im Bild durch die Rückenhaut sichtbar sind (R. Stuster)
- b *H. bergeri*, Bolivien (J. Köhler)
- c *H. capellei*; dieser Frosch frisst seine Haut während der Häutung zu Beginn der Aktivitätsperiode (R. Stuster)
- d *H. carlesvilai*, Peru (J. Köhler)
- e *H. columbiphyllum*, Costa Rica (T. Leenders)
- f *H. diana*, Costa Rica (C. Barrio Amoros)
- g *H. fleischmanni* (A. Kwet)
- h *H. fleischmanni*, Unterseite (A. Kwet).



Abb. 48: *Hyalinobatrachium*-Arten II

- a *H. lemur* (M. Dobiey)
- b *H. pellucidum* (C. Koch)
- c *H. talamancae* (T. Leenders)
- d *H. tatayoi* (T. Leenders)
- e *H. valerioi* (F. Hulbert)
- f *H. vireovittatum* (T. Leenders).

Die Vertreter der Gattung *Hyalinobatrachium* haben ein weites Verbreitungsgebiet, welches das tropische Mittelamerika, die tropischen Anden, die Cordillera de la Costa in Venezuela, die Insel Tobago, das obere Amazonasbecken und den Guayana-Schild bis in Höhen von 2.500 m ü. NN miteinschließt.

Die Arten dieser Gruppe können anhand der folgenden Kombination von Merkmalen identifiziert werden (obwohl eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung empfohlen wird):

Hyalinobatrachium adespinosai: gelbgrüne bis leuchtend grüne Dorsalfarbe mit grauschwarzen und einigen gelben Flecken, KRL ♂♂ 20,5–22,2 mm, ♀♀ unbekannt. Kopf breiter als lang, Maulregion in Aufsicht und Profil trunziert, Augen klein, anterolateral ausgerichtet, Iris blassgelb, Tympanum schwach durch die Haut erkennbar, Zunge rund, Stimmritze erstreckt sich entlang der Mundbasis parallel zur Zunge, keine Drüsen an Unterseite des Oberkiefers, Finger- und Zehenscheiben rund, Zwischenhäute gering ausgeprägt (variabel), schlanke Hinterbeine, transparentes Peritoneum auf Perikard, Nieren, Gallen- und Harnblase, Nieren rund und bohnenförmig, Peritoneum auf Leber und Darmtrakt weiß, morphologisch ähnlich zu *H. anachoretus* (größere Zwischenzehenhaut) und *H. pellucidum* (Schwesternarten) sowie *H. esmeralda*, doch unterscheidbar durch Rufparameter (Guayasamin et al. 2019a).

Hyalinobatrachium anachoretus: apfelgrüne Dorsalfarbe mit unregelmäßigen diffusen gelben Punkten und kleinen, dunkelgrün erscheinenden Melanophoren, Arme und Beine blassgrün und gelb gesprenkelt (ohne Melanophoren), Finger- und Zehenscheiben blassorange, Flanken weiß, granulierte Dorsalhaut, besonders lateral am Kopf, KRL ♂♂ 20,6–21,4 mm, ♀♀ unbekannt. Maulregion in Aufsicht und Profil trunziert, Iris cremeweiß mit unregelmäßigen dunklen Flecken, besonders um die Pupille, Tympanum kaum durch die Haut erkennbar, transparentes Peritoneum auf Perikard, Gallen- und Harnblase, deutliche zentrale Ventralvene, mediales Drittel der Nieren transparent, laterale zwei Drittel weiß gedeckt, Peritoneum auf Leber, Hoden und Magen-Darmtrakt weiß. Ähnliche Arten: *H. colymbiphyllum*, *H. chirripoi*, *H. bergeri*, *H. carlesvilai*, *H. esmeralda*, *H. ibama*, *H. mondolfii*, *H. munozorum*, *H. pellucidum*, *H. adespinosai* (Twomey et al. 2014).

Hyalinobatrachium aureoguttatum: kleiner grünlich gelber Glasfrosch, KRL ♂♂ 20,4–24,0 mm, ♀♀ 22,9–23,9 mm, Kopf breiter als lang, kurze, abgerundete Maulregion in Aufsicht, Maul im Profil trunziert, rostraler Rand abgerundet und leicht hervorstehend, viszerale Peritoneum weiß auf Magen, Darm und Hoden, transparentes Peritoneum auf Nieren, Gallenblase und Harnblase, Herz rot sichtbar (variabel), Iris zentral silbern, marginal gelb mit zahlreichen schwarzen Punkten, dorsal 2–7 große gelbe Flecken (Durchmesser 0,5–2,1 mm) und mit oder ohne braune Flecken (bei kolumbianischen Populationen) als Unterscheidung zu allen anderen *Hyalinobatrachium* spp., ähnelt *H. tatayoi* (jedoch Trommelfell deutlich von der umgebenden Haut abgegrenzt und ein ventral sichtbares rotes Herz), breite Finger (Länge $II < I < IV < III$), Schwesternart *H. valerioi*.

Hyalinobatrachium bergeri: s. *H. carlesvilai*, jedoch Perikard zumindest teilweise transparent und ein dunkelgrauer Ring um die Pupille vorhanden, KRL ♂♂ 20,3–22,4 mm, kommt sympatrisch und jeweils in hoher Dichte mit *H. carlesvilai* vor, beide Arten ähneln sich sehr, phylogenetisch unterschiedliche Populationen, evtl. auch weitere kryptische unbeschriebene Spezies.

Hyalinobatrachium cappellei: mittelgroßer, lindgrüner Glasfrosch mit gelben und bräunlichen Flecken, KRL ♂♂ 18,6–24,9 mm, ♀ 21,3 mm (n=1), Maulregion von dorsal und lateral trunziert, Kopf breit, Iris gelb mit braunen Flecken, manchmal mit unvollständigem, rotbräunlichem Ring um die Pupille, Tympanum undeutlich, Perikard durchscheinend bis weiß. Vormalig wurden neben *H. cappellei* drei weitere Spezies, *H. crurifasciatum*, *H. eccentricum* und *H. igniocolus* aufgrund von Farbvariationen auf Körper und Iris unterschieden, welche sich allerdings auf molekularer Basis nicht bestätigen ließen. Die Schwesternklade zu *H. cappellei* besteht aus *H. iaspidiense* und *H. tricolor* (Castroviejo-Fisher et al. 2011).

Hyalinobatrachium carlesvilai: grüner Glasfrosch mit feinen gelben Sprenkeln und winzigen Melanophoren, KRL ♂♂ 20,6–23,9 mm, ♀♀ 23,2 mm (n=1), Maulregion dorsal und im Profil trunziert, Iris cremefarben mit kleinen dunklen Flecken. Tympanum undeutlich, Peritoneum auf Perikard, Leber und Viszera mit weißen Iridophoren besetzt, Verwechslungen mit *H. muñozorum* und *H. bergeri* in der Vergangenheit, weiterhin ähnlich sind *H. fleischmanni* und *H. tatayoi* (Castroviejo-Fisher et al. 2009).

Hyalinobatrachium chirripoi: mittelgroßer, dorsal grüner Glasfrosch mit gelben Flecken, KRL ♂♂ 24–26 mm, Kopf breiter als lang, Maulregion in der Aufsicht an der Spitze eingebuchtet bis stumpf, im Profil rund, Iris goldfarben, Nasenlöcher öffnen sich in fleischigen Ausstülpungen und münden in deutlich erhabenen Leisten, Tympanum undeutlich, Finger I länger als Finger II, Spannhäute besonders zwischen den Fingern II und III deutlich entwickelt (i. Ggs. zum nahe verwandten *H. colymbiphyllum*), Finger- und Zehenscheiben trunziert, Leber und Verdauungstrakt von weißem Peritoneum bedeckt, Perikard transparent (Savage 2002).

Hyalinobatrachium colymbiphyllum: mittelgroßer, dorsal hellgrüner Frosch mit gelben Flecken, KRL ♂♂ 23–27 mm, ♀♀ 24,5–29 mm, hervorstehende Augen, Maulregion im Profil trunziert, dorsal mit eingekerbter Spitze, Iris goldfarben, Nasenlöcher öffnen sich in fleischigen Ausstülpungen und münden in deutlich erhabenen Leisten, Tympanum undeutlich, Peritoneum des Perikards transparent, Gliedmaßen unterseits weiß, Finger I länger als Finger II. Sehr ähnlich *H. chirripoi*, Unterscheidungsmerkmal: Spannhäute besonders zwischen den Fingern II und III schwach entwickelt (Savage 2002).

Hyalinobatrachium diana: mittelgroßer, lindgrüner Glasfrosch ohne gelbe Punkte, dorsale Granulen etwas heller, KRL ♂♂ 27,8–29,4 mm, ♀♀ 28,0 mm (n=1), Kopfbreite etwas größer als Körperbreite, Maulregion dorsal rund, Augen frontal ausgerichtet, Iris weiß mit winzigen dunklen Flecken, besonders um die Pupille, Nasenöffnungen seitwärts angeordnet, Tympanum nicht sichtbar, Kopfhaut sowie an Körper und Beinen oberseits rau, am Kinn glatt, Hände und Füße blassgrüngelb, dorsal in der Beckenregion (meist links der Medianen) unter der Haut gelegene längliche bis runde schwarze Struktur, dessen Bedeutung unklar ist, Leber und Verdauungstrakt von weißem Peritoneum bedeckt, Herz, Hohlvene und Gefäße der Lungen von ventral sichtbar blutgefüllt, Gallenblase gelb und transparent, Arme relativ kurz mit großen Händen, Spannhäute zwischen Fingern I und II fehlend, zwischen Fingern II und III gering und Fingern III und IV mäßig ausgeprägt, Beine relativ lang. Schwesternart zu *H. chirripoi* und *H. colymbiphyllum* (Kubicki et al. 2015).

Hyalinobatrachium durantii: Dorsalfärbung hell- bis apfelgrün, gesprenkelt mit feinen, fast schwarzen oder dunkelbraunen Punkten und gelblichen Zonen, zwei hellgelbe dorsolaterale Linien, die wie unter der Haut zu liegen scheinen, oberseits dieselbe feine Punktierung, Rückenhaut leicht körnig, KRL ♂♂ 21,1–23,8 mm, ♀♀ 22,4–24,6 mm, Kopf breiter als lang und breiter als Körper, Augenränder hellgelblich, hellbraune Iris, Arme und Beine hellgrün durchscheinend mit feinen Sprenkeln, Bauch sehr hell und durchsichtig grün, gelbliche Finger, alle inneren Organe mit weißem Peritoneum bedeckt (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Hyalinobatrachium esmeralda: kleiner Glasfrosch mit hellgrünem Dorsum mit gelblichen Sprenkeln, Rückenhaut sehr fein gekörnt, KRL ♂♂ 18,4–22,3 mm, ♀♀ 21,2–22,4 mm, Iris goldfarben mit braunen Flecken, Tympanum kaum sichtbar, Peritoneum des Perikards durchscheinend, viszerale Peritoneum weiß; Brunftschwielen nicht erkennbar, ähnlich *H. cappellei* (Ruiz-Carranza & Lynch 1998).

Hyalinobatrachium fleischmanni: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit blassgrüner Dorsalfärbung und gelbgrünlichen Flecken, KRL ♂♂ 19,2–25,5 mm, ♀♀ 23–32 mm, abgeflachter Körper, breiter Kopf, Maulregion abgerundet, frontal ausgerichtete Augen, Iris goldfarben mit horizontal elliptischer Pupille, Herz, vordere Leberhälfte und Magen-Darmtrakt von weißem Peritoneum bedeckt, Fingerspitzen gelb (Wild 2003a, Leenders 2001, Leenders 2016, Guyer 2005, Savage 2002).

Hyalinobatrachium fragile: kleine bis mittelgroße Spezies, grüne Rückenfärbung mit winzigen gelben Punkten und gelegentlichen dunklen Melanophoren, KRL ♂♂ 18,9–21,6 mm, ♀♀ 19,1–24,5 mm, Kopf so breit wie der Körper oder etwas breiter und breiter als lang, Iris goldgelb, Tympanum nicht sichtbar, durchsichtiges Perikard-, weißes Leber- und Viszeralperitoneum (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Hyalinobatrachium guairarepanense: dorsale Färbung im Leben Hellgrün, KRL ♂♂ 21,4–23,6 mm, Kopf etwas breiter als Körper, Maulregion in Dorsalansicht und im Profil rundlich abgestumpft, Iris sehr hellgelb, kleines, aber sichtbares Tympanum, perikardiales, viszerale und hepatisches Peritoneum weiß (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Hyalinobatrachium iaspidiense: blassgrüne Rückenfärbung mit leuchtend lindgrünen Flecken und vielen kleineren unregelmäßigen schwarzen Punkten und Melanophoren, weiße Streifen an Unterarmen und -schenkeln, KRL ♂♂ 20 mm, Kopf breiter als Körper, Maulregion in der Aufsicht rund, im Profil trunziert, Iris weiß mit schwarzen Melanophoren, Knochen blassgrün, Perikard transparent, Peritoneum auf Leber und Magen-Darmtrakt weiß, Rückenhaut leicht granuliert, Tympanum nicht erkennbar, ähnliche Arten: *H. fleischmanni*, *H. igniocus*, *H. taylori*, die Art *H. nouraguense* wurde mit *H. iaspidiense* synonymisiert. Trotz morphologischer Ähnlichkeit der Individuen innerhalb des großen Verbreitungsgebietes deuten vorläufige genetische Analysen auf kryptische Spezies hin (Lescure & Marty 2000, Barrio-Amorós & Brewer-Carias 2008, Guayasamin et al. 2008a, Yáñez-Muñoz et al. 2009).

Hyalinobatrachium ibama: Dorsum im Leben hellgelblich grün mit gelben Sprenkeln und feinen schwarzen Flecken, Dorsalhaut gekörnt, KRL ♂♂ 19,9–23,4 mm, ♀♀ 21,3–23,5 mm, Maulregion in Dorsalansicht abgerundet, in der Seitenansicht trunziert, Kopf so breit wie der Körper, breiter als lang, Augen klein, nach anterodorsal gerichtet, Iris goldfarben mit feinen mit feinen braunen Sprenkeln, vorstehende Nasenlöcher, Tympanum unauffällig, klein, nicht hervortretend, viszerale und perikardiale Peritoneum weiß, Hände und Füße gelb (Ruiz-Carranza & Lynch 1998).

Hyalinobatrachium kawense: kleiner Glasfrosch mit grüner Grundfarbe und kleinen gelben sowie winzigen bis kleinen schwarzen Flecken, Rückenhaut glatt, Bauchhaut granuliert, KRL ♂♂ 19,9–20,0 mm, ♀ 20,0 mm (n=1), Maulregion dorsal und im Profil trunziert, Iris goldfarben in Richtung Pupille, am Rand ein schwarz-weißes Netzwerk, Tympanum nicht erkennbar, perikardiales, hepatisches und viszerale Peritoneum weiß, alle anderen transparent, Finger- und Zehenspitzen weiß. Ähnliche Arten: *H. carlesvilai*, *H. fleischmanni* und *H. tatayoi* (Castroviejo-Fisher et al. 2011).

Hyalinobatrachium mashpi: kleiner, oberseits apfel- bis gelbgrüner Glasfrosch mit hellgelben Punkten (können dorsal zwischen den Augen als interorbitaler Strich fusionieren), KRL ♂♂ 19,7–20,9 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion dorsal trunziert, im Profil leicht vorstehend, Tympanum fast horizontal ausgezogen, Peritonea auf Perikard (rotes Herz sichtbar), Gallen- und Harnblase transparent, diejenigen auf Leber, Hoden und Magen-Darmtrakt weiß, Iris goldgelb

mit winzigen lavendelfarbenen Melanophoren. Ähnliche Arten: *H. aureoguttatum*, *H. talamancae*, *H. valerioi*, *H. vireovittatum* und *H. nouns* (Guayasamin et al. 2022).

Hyalinobatrachium mesai: kleiner, blassgrüner Glasfrosch, dorsal und an Gliedmaßen mit großen lindgrünen Flecken, die mit homogenen schwarzen Melanophoren und größeren schwarzen Flecken übersät sind, KRL ♂♂ 20,0 mm, Maulregion in der Dorsalansicht gerundet, in der Lateralansicht abgestumpft, Iris weiß mit einer Fülle von schwarzen Melanophoren, Tympanum nicht sichtbar, Trommelfellbereich fast vertikal ausgerichtet, Knochen im Leben blassgrün (wichtiges Unterscheidungsmerkmal), Herzbeutel durchsichtig, Leber- und Eingeweide-Peritoneum weiß. Ähnliche Arten: *H. iaspidiense*, *H. mondolfii*, *H. orientale*, *H. cappellei*, *H. taylori* (Barrio-Amorós & Brewer-Carias 2008).

Hyalinobatrachium mondolfii: hellgrüner Glasfrosch mit winzigen gelben Punkten, Vorder- und Hinterextremitäten einheitlich grün, etwas heller als dorsal, Finger- und Zehenscheiben grünlich gelb, KRL ♂♂ 20,3–22,5 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf etwas breiter als der Körper, breiter als lang, Maulregion abgerundet in Dorsalansicht und schräg in Lateralansicht, Augen klein und nicht sehr ausgeprägt, anterolateral gerichtet, Iris goldfarben bis gelblich bronzefarben mit sehr feinen Netzstrukturen, Dorsalhaut sehr körnig, Perikard, viszerale und hepatisches Peritoneum weiß. Ähnliche Art: *H. munozorum* (Señaris & Ayarzagüena 2001).

Hyalinobatrachium muiraquitana: kleiner hellgrüner Glasfrosch mit kleinen gelben Punkten und winzigen schwarzen Melanophoren (auch auf Armen und Beinen), KRL ♂♂ 19,2–19,6 mm, ♀♀ 20,0–21,8 mm (Angaben widersprüchlich), Maulregion dorsal rund, im Profil trunziert, Tympanum hinter Hautfalte verborgen, Peritonea auf Perikard und Leber weiß, auf Gallenblase gelblich, alle übrigen transparent, Iris goldgelb mit grauen Melanophoren an der Pupille, Finger- und Zehenscheiben gelb (Ausnahme: Zehe I weiß). Schwesternarten: *H. mondolfii*, *H. munozorum*, weitere ähnliche Arten: *H. cappellei*, *H. iaspidiense* (Oliveira & Hernández-Ruz 2017).

Hyalinobatrachium munozorum: kleiner, hellgrüner Frosch mit gelben und winzigen dunkelbraun bis schwarzen Punkten auf dem Rücken, dorsale Haut leicht körnig, KRL ♂♂ 19,9–21,9 mm, ♀♀ 20,9–23,6 mm, Maulregion von dorsal gesehen stumpf, von seitlich gesehen abgerundet, Iris blassgolden mit winzigen dunklen Punkten, Tympanum gewöhnlich klein, weil von Hautfalte überdeckt, Peritonea auf Perikard (bei einigen Individuen ist die Iridophoren-Schicht dünn), Leber, Verdauungstrakt und Hoden weiß, Harnblase durchsichtig, Knochen grün, Zehenscheiben abgestumpft. Schwesternart: *H. mondolfii*, weitere ähnliche Arten: *H. carlesvilai*, *H. bergeri*, *H. iaspidiense*, *Chimerella mariaelenae*, *Teratohyla ameliae*, inzwischen wurde *H. ruedai* in die Synonymie von *H. munozorum* gestellt (Lynch & Duellman, 1973, Guayasamin et al. 2020).

Hyalinobatrachium nouns: kleiner, oberseits apfel- bis gelbgrüner Glasfrosch mit hellgelben Punkten (können dorsal zwischen den Augen als interorbitaler Strich fusionieren), KRL ♂♂ 19,1–21,3 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion dorsal trunziert, im Profil leicht vorstehend, Tympanum fast horizontal ausgezogen, Peritonea auf Perikard (rotes Herz sichtbar), Gallen- und Harnblase transparent, diejenigen auf Leber, Hoden und Magen-Darmtrakt weiß, Iris goldgelb mit winzigen lavendelfarbenen Melanophoren. Morphologisch von der Art *H. mashpi* nicht zu unterscheiden, zu der sie lediglich eine Distanz von 18,9 km Luftlinie über das Río Intag-Guayllabamba-Tal trennt. Ähnliche Arten: *H. aureoguttatum*, *H. talamancae*, *H. valerioi*, *H. vireovittatum* und *H. mashpi* (Guayasamin et al. 2022).

Hyalinobatrachium orientale: kleiner Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung, mit oder ohne kleine gelbe Punkte und schwarze Melanophoren, KRL ♂♂ 19,8–22,4 mm, ♀♀ 23,6 mm (n=1), Kopf etwas breiter als der Körper und breiter als lang, blassgelbe Iris, nicht sichtbares Trommelfell. Venezolanische Populationen wurden auf Basis von phylogenetischen, morphologischen und bioakustischen Untersuchungen in *H. orientale* und *H. orocostale* unterteilt. Populationen von Venezuela und Tobago unterscheiden sich genetisch, was zur Abgrenzung der beiden Subspezies *H. orientale orientale* (Festland) und *H. orientale tobagense* geführt hat (Hardy 1984, Jowers et al. 2014).

Hyalinobatrachium orocostale: s. *H. orientale*. Ehemals in die Synonymie von *H. orientale* gestellt, inzwischen eigenständig. Schwesternarten: *H. fragile*, *H. orientale* (Castroviejo-Fisher et al. 2009, Jowers et al. 2014).

Hyalinobatrachium pallidum: kleiner Glasfrosch mit grüner Dorsalfärbung und kleinen feinen gesprenkelten Melanophoren und gelblichen runden Zwischenräumen, KRL ♂♂ 21,9–22,4 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf breiter als Körper, mit ausgeprägter postcephaler Einschnürung, Rostrum kurz, in Dorsal- und Lateralansicht trunziert, gelbbronzene Iris, ebenfalls mit Melanophoren gesprenkelt, Tympanum klein, aber sichtbar, Perikard transparent, Peritonea auf Leber- und Magen-Darmtrakt weiß. Nahverwandte Art: *H. ibama* (Guayasamin et al. 2009, Castroviejo-Fisher et al. 2014).

Hyalinobatrachium pellucidum: kleiner Glasfrosch mit blassgrüner, granulierter Rückenfärbung und diffus verteilten gelben Punkten, Finger und Zehen gelb, KRL ♂♂ 19,8–22,0 mm, ♀♀ 21,6–22,0 mm, Maulregion in Dorsalansicht trunziert, Iris bronzefarben, Tympanum teilweise sichtbar, Leber und Magen-Darmtrakt von weißem Peritoneum überzogen, Harnblase und Herzbeutel durchsichtig (rotes Herz sichtbar). Ähnliche Arten: *H. munozorum*, *H. yaku*. *H. lemur* (inzwischen synonymisiert mit *H. pellucidum*; Castroviejo-Fisher et al. 2009, Frost 2024).

Hyalinobatrachium talamancae: mittelgroßer Glasfrosch mit kanariengelbem Rücken und einem grünlichen Netzwerk, welches wie gelbe Flecken auf grünem Hintergrund wirkt (kleiner auf Kopf und Nackenbereich), auf dem Rücken ein grüner dorsaler Mittelstreifen, aber keine gelben Paravertebralstreifen, KRL ♂♂ 24–26 mm, ♀♀ 25–27 mm, breiter Kopf, Maulregion im Profil abgerundet, dorsal schwach zugespitzt, Iris goldfarben mit kleinen schwarzen Flecken, Nasenlöcher hervortretend, Tympanum undeutlich, Peritoneum auf dem Perikard durchsichtig (rotes Herz sichtbar), Peritonea auf Leber und Magen-Darmtrakt weiß. Ähnliche Arten: *H. fleischmanni*, *H. vireovittatum* (Savage 2002, Kubicki 2006).

Hyalinobatrachium tatayoi: kleiner Glasfrosch mit grüner Dorsalfärbung und eingestreuten hellgelben bis grünlichen Punkten und Flecken, KRL ♂♂ 19,2–21,2 mm, ♀♀ 21,9 mm (n=1), Maulregion in Frontalansicht rund, von lateral trunziert, große und prominente Augen, Iris weiß bis hellgelb, Tympanum fast vollständig verdeckt, Peritoneum von Perikard und Magen-Darmtrakt weiß, Finger- und Zehenspitzen gelb. Die vormals in Venezuela endemische Art *H. tatayoi* beinhaltet nun viele Populationen, welche vorher zu *H. fleischmanni* gerechnet wurden (vom costa-ricanischen Tiefland bis nach Südamerika). Schwesternart: *H. fleischmanni*, weitere ähnliche Arten: *H. munozorum*, *H. pellucidum*, *H. valerioi*, *H. chirripoi*, *H. viridissimum* (Castro-Viejo-Fisher et al. 2007, Mendoza-Henao et al. 2020).

Hyalinobatrachium taylori: kleiner Glasfrosch mit dunkelgrünem Rücken mit hellgrünen Flecken, die gewöhnlich einen weißen Tupfen in der Mitte jedes Flecks aufweisen, Finger- und Zehenspitzen orange, KRL ♂♂ 18,1–19,4 mm, ♀♀ 20,6 mm (n=1), Maulregion kurz, von dorsal abgerundet, im Profil trunziert, Auge mittelgroß, Iris grau mit netzartigem schwarzbraunem

bis bronzefarbenem Retikulum, Nasenlöcher mehr seitlich als oberhalb, nicht vorstehend, Tympanum sehr undeutlich, etwa ein Drittel des Augendurchmessers, Perikard-Peritoneum weiß mit kleinen transparenten Bereichen, viszerale und hepatische Peritonea weiß, alle anderen Peritonea transparent, grüne Knochen (Goin 1968, Señaris & Ayarzagüena 2005, Castro-Viejo-Fisher et al. 2011).

Hyalinobatrachium tricolor: kleiner Glasfrosch mit hellgrünem Rücken und größeren irregulären lindgrünen Flecken, zahlreichen braunen Warzen und winzigen Melanophoren, KRL ♂♂ 20,3–21,0 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion trunziert in Aufsicht und Profil, Tympanum durch Haut verdeckt, perikardiales Peritoneum transparent, Peritonea auf Leber und Magen-Darmtrakt weiß, alle anderen Peritonea inklusive Perikard transparent, Iris gelb mit dunkelgrauen Flecken, Finger- und Zehenspitzen weiß. Ähnliche Art: *H. iaspidiense* (Castroviejo-Fisher et al. 2011).

Hyalinobatrachium valerioi: kleiner Glasfrosch mit grünem Rücken mit großen runden gelben Flecken und kleinen schwarzen Punkten (ähnelt in der Erscheinung einem Eigelege), KRL ♂♂ 19,5–24,0 mm, ♀♀ 22,5–26 mm, Kopf breit, Maulregion von dorsal und lateral trunziert, Augen nicht hervorstehend, Iris goldfarben, Tympanum undeutlich, Herz von außen rot durchscheinend, obwohl Perikard, Leber und Magen-Darmtrakt von weißlichen Peritonea überzogen sind, Fingerscheiben trunziert. In Ecuador vermutlich Teil eines Spezies-Komplexes, Schwes-ternart: *H. aureoguttatum* (McDiarmid 1978, Savage 2002; Leenders 2001, Leenders 2016, Solis et al. 2008, Guayasamin et al. 2020).

Hyalinobatrachium vireovittatum: mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Oberseite und mäßig großen gelben Flecken und einem deutlichen grünen mittig-dorsalem Längsstreifen, welcher lateral von zwei gelben Paravertebralstreifen begrenzt wird, KRL ♂♂ 21,5–23,0 mm, ♀♀ 24,0–25,0 mm, Kopf breiter als lang, Maulregion von dorsal und lateral trunziert, Augen nicht hervorstehend, Iris goldfarben, Tympanum undeutlich und nach dorsal ausgerichtet, Peritonea von Leber und Magen-Darmtrakt weiß, Perikard transparent, Fingerscheiben trunziert (Savage 2002, Leenders 2001, Leenders 2016).

Hyalinobatrachium viridissimum: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Dorsalfärbung und zahlreichen gelben Punkten, Finger und Zehen gelb, KRL ♂♂ $21,7 \pm 1,6$ mm, ♀♀ $22,4 \pm 0,6$ mm, Maulregion von dorsal halbrund bis rund, von lateral trunziert, Iris cremegelb bis goldfarben mit dunklem Netzmuster, viszerale und perikardiale Peritonea weiß (Ausnahmen bei einigen mexikanischen Populationen in Chiapas und Oaxaca). Als sogenannte nördliche Klade von *H. fleischmanni* auf Basis genetischer, morphologischer und bioakustischer Daten als eigenständige Spezies abgetrennt, genaue Grenzlinie derzeit unklar (insbesondere in El Salvador). Die morphologischen Unterschiede sind insgesamt zu wenig diskriminatorisch, um hier berücksichtigt zu werden. Ähnliche Arten: *H. fleischmanni*, *H. tatayoi*, *H. munozorum* (Mendoza-Henao et al. 2019, Mendoza-Henao et al. 2020).

Hyalinobatrachium yaku: kleiner Glasfrosch mit apfel- bis gelbgrüner Dorsalfärbung und zahlreichen gelben Punkten sowie grauschwarzen Pigmentzellen auf Kopf und Körper, entlang der Mittellinie zwischen Hinterkopf und vorderer Körperhälfte wenige dunkelgrüne Punkte, nach posterior in der Größe abnehmend, KRL ♂♂ 20,8–22,3 mm, ♀♀ 21,1 mm (n=1), Kopf breiter als Körper, Maulregion von lateral trunziert, Iris silbrig-gelb mit ringförmigem dunklem Netzmuster um die Pupille, Fläche zwischen Augen und leicht vorgewölbten und ovalen Nasenlöchern konkav, viszerale Peritonea weiß, Peritonea auf Harnblase, Nieren und Perikard

transparent (rotes Herz und Zentralvene sichtbar). Es wird auf einen möglichen Sexualdimorphismus verwiesen, nach dem ♀♀ kleiner sind als ♂♂ (Augendurchmesser der ♂♂ 2,4–2,5 mm versus 1,6 mm in einem ♀, Beinlängen möglicherweise kleiner als bei ♂♂). Schwesternart: *H. pellucidum*, weitere ähnliche Arten: *H. anachoretus*, *H. talamancae* und *H. vireovittatum* (Guayasamin et al. 2017).

Verbreitung und Lebensraum

Hyalinobatrachium adespinosai: nur von der Typuslokalität (Río San Jacinto, Provinz Tungurahua, Ecuador, bekannt (1.795 m ü. NN). Alle Individuen wurden auf Blattunterseiten entlang des Flusses gefunden, der in diesem Bereich etliche Stromschnellen aufwies. Die Art lebt in der Kronenregion, 4–16 m über dem Boden, und ist damit schwierig zu finden, häufige Art am Fundort (viele Rufe) (Guayasamin et al. 2019a).

Hyalinobatrachium anachoretus: bekannt aus der Umgebung der Typuslokalität am Osthang der Abra Patricia (Wasserscheide zwischen den Einzugsgebieten des Río Marañón und des Río Huallaga), aus der Nähe von Puente Nieva, 2 km auf der Straße von der Typuslokalität entfernt, in der Region San Martín und aus El Tingo innerhalb der Concesión de Conservación Alto Huayabamba in der Region San Martín, Peru (2.000–2.050 m ü. NN). Kühle Nebelwälder im regenreichen Hochland des Alto-Mayo-Stromgebiets (Twomey et al. 2014).

Hyalinobatrachium aureoguttatum: westliche Abhänge der Cordillera Occidental und östliche Cordillera Central in den Departamentos Chocó, Risaralda, Antioquia und Valle del Cauca, Kolumbien, Esmeraldas, Ecuador sowie Panama (Provinz Darien) (45–1.560 m ü. NN). Lebensraum in *Heliconia* spp. in Primär- und Sekundärwäldern in 1–7 m Höhe über kleineren Bächen. Gebiete in Kolumbien sind sehr regenreich (7.000 mm Niederschlag/Jahr), Durchschnittstemperatur 25 °C, relative Luftfeuchtigkeit 78 %, Fließgeschwindigkeit 0,5 m/s (Valencia-Aguilar et al. 2012).

Hyalinobatrachium bergeri: amazonische Seite der Anden vom Departamento Cuzco, Peru, südwärts bis zu den Departamentos Cochabamba, La Paz (nahe Coroico) und Santa Cruz, Bolivien. In Peru werden Nebelwälder der Cordillera Oriental (Kosñipata, Marcapata und Puente Fortaleza (Cusco-Region), Tutumbaro (Ayacucho-Region), Santo Domingo de Carabaya (Puno-Region) und Chancas (Pasco-Region) besiedelt (300–1.980 m ü. NN). Baumbewohnende Art, die entlang von Bächen und Flussufern vom Tiefland bis in primäre und sekundäre Bergregen- und Nebelwälder verbreitet ist.

Hyalinobatrachium cappellei: in der Nähe klarer, schnell fließender Bäche auf Tepuis und der Hochfläche Gran Sabana des südlichen und östlichen Venezuelas bis ins zentrale Guyana, Französisch-Guayana und Surinam, weiterhin nachgewiesen aus Amapá, Mato Grosso und dem zentralen Bundesstaat Amazonas, Brasilien, sowie aus dem südlichen Kolumbien (Gemeinden Cartagena del Chairá und Solano), von Meereshöhe bis 3.500 m ü. NN (Thompson et al. 2018). Auf Blättern von Bäumen und Büschen in der Nähe von Bächen in moosbewachsenen Wäldern mit immergrüner Hartlaubvegetation, Hochlandsavannen und tropischen Regenwäldern mit Palmen und Helikonien (Noronha & Rodrigues 2018).

Hyalinobatrachium carlesvilai: amazonische Anden Perus und Boliviens, Peru: 29 km nordöstlich von Tingo María, dem Valle de Marcapata und oberen Tambopata, Departamentos San Martín, Ucuyali, Huánuco, Cusco und Puno. Bolivien: Provinzen Chapare und Carrasco (Departamento Cochabamba) und Amboró-Nationalpark (Provinz Ichilo, Departamento Santa Cruz).

Weitere Nachweise im nördlichen Teil von Mato Grosso (nahe Aripuanã) sowie Acre und Amazonas, Brasilien (300–2.230 m ü. NN). Vorkommen in tropisch-feuchten Tiefland-, Prämontan- und Bergregenwäldern (Castroviejo-Fisher et al. 2009).

Hyalinobatrachium chirripoi: niedrige bis mittlere Höhenverbreitung der atlantischen Ausläufer im östlichen Olancho und Colón, Honduras, südöstlichen Costa Rica, östlichen Panama über das westliche und zentrale Kolumbien bis ins nordwestliche Ecuador (Esmeraldas), erwartet (aber unbestätigt) im nordöstlichen Nicaragua (0–700 m ü. NN). Lebensraum in feuchten primären und sekundären Tieflandwäldern, in Büschen und Bäumen entlang von Waldbächen sowie auf Viehweiden in Costa Rica (Kubicki 2004, McCranie 2007, Ibañez et al. 2000, Ruiz-Carranza et al. 1996, Solís et al. 2004, Frost 2024).

Hyalinobatrachium colymbiphyllum: Atlantikküste nahe Catamacas, Departamento de Olancho, Honduras, möglicherweise (aber unbestätigt) im nordöstlichen Nicaragua, im zentralen und südöstlichen Costa Rica, westliche Abhänge der Cordillera Occidental in Kolumbien (Departamentos Antioquia, Boyaca, Caldas, Choco, Cordoba, Risaralda, Tolima und Valle del Cauca) sowie der Provinz Colón, Panama (6–1.800 m ü. NN). Feuchter Tiefland- und Bergregenwald, auf Blattunterseiten von Bäumen und Büschen entlang von kleinen Waldbächen (Kubicki 2007, McCranie & Wilson 2002, McCranie 2007, Solís et al. 2008, Ruiz-Carranza et al. 1996, Jaramillo et al. 1998, Ibañez et al. 2000, Savage 2002). Escalante et al. (2007) dokumentieren die Prädation der Art durch die Natter *Leptodeira ornata*.

Hyalinobatrachium diana: Lediglich von drei karibischen Gebirgsausläufern zwischen Santa Clara und dem Quellgebiet des Río Victoria in den Provinzen Heredia und Limón sowie im Parque Nacional Braulio Carrillo, Costa Rica bekannt (400–900 m ü. NN). Lebensraum: Primäre und sekundäre Feucht- und Prämontanwälder (Kubicki et al. 2015).

Hyalinobatrachium durantii: Wälder der zentralen Cordillera de Mérida, Venezuela (1.830–2.400 m ü. NN). In der Vegetation über und nahe schnell fließender Bäche in Bergnebelwäldern. In einer Studie zur lokalen jahreszeitlichen Häufigkeitsverteilung im natürlichen Lebensraum Nebelwald fanden sich für diese Art positive Korrelationen zur Niederschlagsmenge und relativen Luftfeuchtigkeit und negative zur Temperatur, wohingegen keine statistisch signifikanten Unterschiede zwischen den Jahreszeiten festgestellt wurden (Señaris & Ayarzagüena 2005, Villa et al. 2019).

Hyalinobatrachium esmeralda: östliches Andengebiet der kolumbianischen Cordillera Oriental im Departamento Boyacá (Gemeinde Pajarito), bekannt um die Typuslokalität Cerro Yutajé in geschlossenem Nebelwald mit moosbewachsenen Bäumen über einem kleinen Wasserfall an einem Bach, inzwischen auch in Garagoa (Boyacá), Acacias, Las Salinas (Meta) und Chamesa (Casanare) nachgewiesen (1.600–1.750 m ü. NN). In der Vegetation (auch sekundär) oberhalb von Bächen in 2,5–3 m Höhe (Ruiz-Carranza & Lynch 1998).

Hyalinobatrachium fleischmanni: ehemalige Verbreitung von Guerrero und Veracruz, Mexiko durch Zentralamerika bis nach Kolumbien (pazifisches Tiefland südlich Valle del Cauca, mittleres Valle de Magdalena, westliche Ausläufer der Cordillera Oriental), Ecuador, Venezuela, Guyana und Surinam. Nachweise aus Ecuador wurden inzwischen in die Synonymie von *H. petersi* gestellt, vormalige Nachweise aus Venezuela sind als *H. guairarepanensis* beschrieben worden, die Vertreter aus Mexiko, Guatemala, Belize bis ins nordwestliche Honduras wurden als *H. viridissimum* beschrieben, weitere südamerikanische Populationen als *H. tatayoi* und *H. cappellei* abgetrennt. Das aktuelle Verbreitungsgebiet von *H. fleischmanni* reicht daher nun von der Mosquitia-Küste im östlichen Honduras und Nicaragua südwärts bis zur Cordillera de

Tilarán und Cordillera de Central in Costa Rica (Länder Costa Rica, El Salvador, Honduras, Nicaragua) (25–1.740 m ü. NN). Wie andere Gattungsvertreter arboricol, in der Nähe von Bächen mit mittlerer bis hoher Fließgeschwindigkeit im Tieflandregenwald, manchmal auf Weiden und anderen beeinflussten Habitaten, weiterhin auch in tropischen und subtropischen Bergwäldern, angewiesen auf ausreichende primäre und sekundäre Vegetation (Señaris 2001, Barrio-Amoros 2004, Castroviejo-Fisher et al. 2011, Wild 2003a, Savage 2002, Mendoza-Henao et al. 2020). Nach Méndez-Narváez & Warkentin (2022) kompensiert die Art im Vergleich zu anderen terrestrisch laichenden Anuren die Austrocknung der Gelege, die mit potenziell letal erhöhten Ammoniakwerten einhergeht, durch eine erhöhte Harnstoffexkretion. Neben der tarnenden grünen Grundfarbe, welche durch Hautpigmente dieselbe Infrarotwellenlänge reflektiert wie grüne Blätter, wurde kürzlich ein weiteres Tarnverhalten bei *H. fleischmanni* wissenschaftlich beschrieben: So kann diese Spezies im Schlaf ihre Transparenz um das Zwei- bis Dreifache steigern, indem sie fast 90 % der roten Blutkörperchen in der Leber speichert (Taboada et al. 2022).

Hyalinobatrachium fragile: Cordillera de la Costa (Aragua, Carabobo und Vargas), Sierra de Aroa und Macizo de Nirgua (Yaracuy) und in den Bergen im nördlichen Staat Cojedes, Venezuela (100–1.400 m ü. NN). Lebensraum: primäre und sekundäre Galeriewälder entlang permanenter oder temporärer Bäche (Rivero 1985, Señaris & Ayarzagüena 2005, Lotzkat 2007, Castroviejo-Fisher et al. 2009, Rojas-Runjaic et al. 2018, Barrio-Amoros et al. 2019).

Hyalinobatrachium guairarepanensis: zentraler Anteil der Cordillera de la Costa, nördliches Venezuela, seit 2014 auch am Río Chacaíto im Nationalpark Waraira Repano (El Ávila) nachgewiesen (720–1.200 m ü. NN; evtl. bis 1.900 m [Rivero 1961]). Auf Vegetation über Bergbächen (Señaris et al. 2018, Barrio-Amorós et al. 2019).

Hyalinobatrachium iaspidiense: Guayana-Region von Venezuela (Sarisariñama-Tepui, Quebrada de Jaspe, Estado Bolívar, Serranía de Imataca, Delta Amacuro), zentralen Guyana, Surinam (Sipaliwini, Nickerie, Marowijne), Französisch-Guayana, Ecuador (Sucumbios, Napo), Peru (Lago Preto-Paredón, Ramon Castilla-Provinz, Loreto) und Brasilien (Amazonas, Amapá, Pará, Mato Grosso). Möglicherweise deutlich weitere Verbreitung in der Amazonasregion zwischen Ecuador, Peru und der Guayana-Region sowie in Kolumbien (25–1.000 m ü. NN). Lebensraum: Tief- und Hochland-Regenwälder, assoziiert mit Waldbächen, meistens auf Blattoberseiten von Büschen und Bäumen in ca. 1–7 m Höhe über dem Wasser (Lescure & Marty 2000, La Marca & Señaris 2004, Barrio-Amorós & Brewer-Carias 2008, Guayasamin et al. 2008a, Kok & Castroviejo-Fisher 2008, Yáñez-Muñoz et al. 2009).

Hyalinobatrachium ibama: westliche Ausläufer der Cordillera Oriental, Boyacá, Charalá, Gámbita und Tona, Departamento Santander, Kolumbien, anscheinend noch eine allopatrische Population in San Isidro, Barinas, Venezuela (1.479–2.200 m ü. NN). Lebensraum: Uferhabitate von Primärwäldern (Ruiz-Carranza & Lynch 1998).

Hyalinobatrachium kawense: bekannt von zwei Lokalitäten in Überschwemmungswäldern bei Rivière de Kaw, am Mitaraka-Massiv und bei Mitán, Französisch-Guayana, in einem Wald am Berg Apalagadi, Sipalawini Nature Reserve, Surinam, sowie bei Memora, Amapá, Brasilien, möglicherweise weiter verbreitet, von Meereshöhe bis 100 m ü. NN. Lebensraum: Sumpfwälder, vermutlich abhängig von ungestörten Habitaten, ♂♂ rufen aus 3–4 m Höhe über dem Wasser von der Oberseite von *Montrichardia*- und *Pachira-aquatica*-Blättern (Castroviejo-Fisher et al. 2011, Fouquet et al. 2015, Fouquet et al. 2019).

Hyalinobatrachium mashpi: Ufer des Mashpi-Flusses in der Provinz Pichincha (Reserva Mashpi Lodge [Río San Vicente, Río Laguna], Reserva Amagusa [Río Amagusa, Río Mashpi Chico], Reserva Tayra), Ecuador, evtl. (unbestätigt) auch in Kolumbien (Departamentos de Risaralda und Valle del Cauca), Höhenverbreitung 976–1.137 m ü. NN. Lebensraum: Blattunterseiten der Vegetation über einem steilen Bach, in 3–14 m Höhe über dem Boden (Guayasamin et al. 2022).

Hyalinobatrachium mesai: nur von der schwer zugänglichen Terra typica an den Abhängen des Sarisariñama-Tepui, Jaua-Sarisariñama-Nationalpark, Bolívar, Venezuela bekannt (420 m ü. NN). Lebensraum: an bachassoziierte Vegetation in unberührtem Waldgebiet (Barrio-Amorós & Brewer-Carías 2008).

Hyalinobatrachium mondolfii: zunächst nur aus dem venezolanischen Guayana-Schild, Bundesstaaten Monagas und Delta Amacuro, aus dem Überschwemmungsgebiet des Orinoco-Deltas beschrieben. Seitdem auch Nachweise aus San Antonio, Bolivien, Loreto und Madre de Dios, Peru, Amazonas und Caquetá, Guyana, Surinam, Französisch-Guayana und aus den Staaten Acre, Amazonas, Pará, Amapá in Brasilien nachgewiesen. Verbreitung evtl. weitläufiger in Amazonien, Nachweise aus Pará werden heute zu *H. muiraquitana* gezählt. Höhenverbreitung 100–300 m ü. NN. Die Art kommt im tropischen Tieflandregenwald und in Schwemmgebieten vor und sitzt auf Blattunterseiten in 1–8 m Höhe über dem Boden. Die Vegetation in den Bächen des Caño Acoima entspricht einem immergrünen Feuchtwald, 20–30 m hoch, teilweise überschwemmt. Es überwiegen Baumarten wie *Licania densiflora*, *Eschweilera decolorans*, *Gustavia poeppigiana*, *Virola surinamensis* (Señaris & Ayarzagüena 2001, IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2022b).

Hyalinobatrachium muiraquitana: nur zwei Waldgebiete in den Gemeinden Vitória do Xingu und Altamira, Pará, in Brasilien, derzeitiges Verbreitungsgebiet lediglich 193 km², Höhenverbreitung unbekannt. Lebensraum: Blattwerk über schnell fließenden Waldbächen (Oliveira & Hernández-Ruz 2017).

Hyalinobatrachium munozorum: einige wenige Fundorte im oberen Amazonastiefland und in den Vorgebirgs- und Nebelwäldern in Kolumbien (Parque Nacional Natural de Chiribiquete in Caquetá, Meta), Ecuador, Peru (Huanuco und Cusco), Brasilien (Acre, Amazonas) und dem nördlichen Bolivien (Pando) (190–1.840 m ü. NN). Lebensraum: Primär- und Sekundärwälder, auf Blättern von Sträuchern und Bäumen, einige Exemplare wurden auch abseits von Bächen, z. B. an einem Teich oder einem großen umgestürzten Baum auf einer Waldlichtung gefunden (Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2020).

Hyalinobatrachium nouns: lediglich von den aneinandergrenzenden Reservaten Río Manduríacu und Bosque Protector Los Cedros, Toisán-Gebirge, Imbabura, Ecuador, bekannt (1.177–1.420 m ü. NN). Lebensraum: tropischer Prämontanfeuchtwald und Nebelwald, Blattunterseiten über dem Bach in 1–6 m Höhe über dem Boden (Guayasamin et al. 2022).

Hyalinobatrachium orientale: Serranía del Turimiquire (Monagas) und Serranía de Paria (Sucre) in den östlichen Bereichen der Cordillera de la Costa, Venezuela, sowie nordöstliche Wasserläufe Dead Bay, Main Ridge und Hermitage auf Tobago (13–1.200 m ü. NN). Lebensraum: neotropischer primärer und sekundärer Feuchtwald in Büschen und Bäumen entlang von Bächen (Castroviejo-Fisher et al. 2008, Byrne et al. 2020).

Hyalinobatrachium orocostale: Cerro Platillón (Typuslokalität) und nähere Umgebung (Hacienda La Canopia, Villa de Cura, San Juan de los Morros, Guárico, Venezuela). Diese Spezies ist

auf höhere Lagen der Cordillera del Interior beschränkt, die als südlichster Teil der Cordillera de La Costa von der Sierra del Litoral durch trockenere Täler isoliert ist (800–1.200 m ü. NN). Lebensraum: auf Vegetation über oder an Bergwaldbächen (Castroviejo-Fisher et al. 2009).

Hyalinobatrachium pallidum: westliche, südliche und östliche Ausläufer der Cordillera de Mérida (Mérida, Táchira, Barinas), Sierra de Perijá (Zulia), Venezuela, sowie westliche Ausläufer der Cordillera Oriental, Kolumbien (1.130–1.832 m ü. NN). Lebensraum: primäre und sekundäre feuchte Berg- und Nebelwälder, auf Vegetation über oder nahe von schnell fließenden Bächen in bis zu 6 m Höhe (Señaris & Ayarzagüena 2005, Barrio-Amorós 2006).

Hyalinobatrachium pellucidum: Caquetá, Kolumbien, Río Azucla (Sucumbíos) sowie weitere Staaten (Napo, Morona Santiago, Zamora Chinchipe) in Ecuador bis nach San Martín und Cusco in Peru (532–1.740 m ü. NN). Lebensraum: Bosque Piemontano Oriental, primäre und sekundäre Prämontan- und Nebelwälder, Individuen fanden sich auf Blattoberseiten von Sträuchern und Bäumen in ca. 1,5–4 m Höhe über dem Bach.

Hyalinobatrachium talamancae: Cartago, östliches Guanacaste, südliches Heredia, zentrales Limón, Costa Rica, inzwischen auch La Nevera, Ngöbe-Buglé, Panama (475–1.600 m ü. NN). Angepasst an glattblättrige Vegetation über Bergbächen mittlerer und hoher Neigung im tropischen Feucht- bzw. Prämontanwald (Savage 2002, Kubicki 2006, Hertz et al. 2011).

Hyalinobatrachium tatayoi: venezolanische Cordillera de Perija an der nördlichen Grenze zwischen Kolumbien und Venezuela, Trockenwälder im mittleren und oberen Valle de Magdalena im karibischen Tiefland bis zum Departamento Tolima, karibisches Tiefland der Cordillera de Talamanca Costa Ricas und Panamas, Darién-Choco-Region durch Kolumbien bis zur Provinz Esmeraldas, Cordillera Occidental bis etwa 20 km südlich von Naranjal in Ecuador (0–1.640 m ü. NN). Lebensraum: in der Vegetation über Flüssen und Bächen in primären und sekundären Wäldern bis in 10 m Höhe über dem Wasser, gut angepasst an anthropogene Veränderungen (Guayasamin et al. 2020).

Hyalinobatrachium taylori: Guayana-Schild im südlichen und zentralen Surinam, Guyana, Französisch-Guayana, südöstlichen Venezuela und in Amapá, Brasilien, sowie ca. 1.500 km von dieser Population entfernt am Wasserfall Roncadeira (450–550 m ü. NN; Gemeinde Palmas, Taquaruçu, Brasilien) (30–1.850 m ü. NN). Im tropischen Regenwald und in den montanen Wäldern Guayanas, Vegetation entlang von kleinen felsigen permanenten Bächen im Primärwald, normalerweise in hohen Vegetationsschichten (2–30 m) über dem Wasser (Lescure & Marty 2000).

Hyalinobatrachium tricolor: nachgewiesen in Crique Wapou, Réserve Naturelle des Marais de Kaw-Roura, in Crique Wapou Blanc, Saut Grand Machicou, Mitán sowie in den Kaw-Bergen, Französisch-Guayana und in der Serra do Navio, Amapá, Brasilien (2–200 m ü. NN). Lebensraum: Tieflandwaldbäche in unverändertem Habitat, die Art ist nicht einfach zu finden und schwierig zu sammeln, wird leichter anhand der Rufe identifiziert (Castroviejo-Fisher et al. 2011).

Hyalinobatrachium valerioi: vom zentralen Costa Rica bis zur Pazifikküste Ecuadors, westliche Anden im Valle de Magdalena (0–1.500 m ü. NN). Lebensraum: Tieflandfeucht- und Regenwälder sowie Prämontanwälder, auf Vegetation entlang kleinerer Bäche. Im Lebensraum wird u. a. diese Art von blutsaugenden Froschmücken (Diptera, Corethrellidae) von lediglich 0,6–2,5 mm Größe befallen, die von den Froschrufen angelockt werden. Dabei scheinen manche nur auf morphologischer Basis identifizierten Froschmücken-Arten zwar mehrere Froscharten

zu parasitieren, allerdings gibt es auch Hinweise auf Spezialisierungen sowie auf zahlreiche unbeschriebene Froschmücken-Arten (Savage 2002, Leenders 2001, Leenders 2016, Lunau 2021, Virgo et al. 2022).

Hyalinobatrachium vireovittatum: verstreutes punktuelleres Vorkommen innerhalb der Prämontanzzone des südwestlichen Costa Ricas von den Ausläufern des Vulkans Tenorio, Guanacaste, bis in die Nähe des Vulkans Barú, Puntarenas (Cordillera Central und Cordillera de Talamanca), sowie im westlichen, zentralen und östlichen Panama (El Valle, Coclé, Cerro Bruja, Serranía de Majé) (800–1.957 m ü. NN). Lebensraum und Lebensweise s. *H. fleischmanni*. Ähnliche Art: *H. talamancae* (Savage 2002, Kubicki 2007).

Hyalinobatrachium viridissimum: Feucht- und Nebelwälder der Pazifikküste in Guerrero, Mexiko, bis südliches Guatemala sowie Atlantikküste vom zentralen Veracruz, Tabasco und Chiapas, Mexiko, über zentrales Guatemala und Belize bis ins nördliche Honduras, möglicherweise auch in Santa Ana und Cabañas, El Salvador (20–1.275 m ü. NN). In der Vegetation über kleinen und mittleren Bächen primärer und sekundärer Wälder inklusive Kaffeeplantagen (Mendoza-Henao et al. 2020).

Hyalinobatrachium yaku: bekannt von wenigen Fundpunkten des ecuadorianischen Tieflandregenwaldes im Einzugsgebiet des Río Kallana, Kichwa-Gemeinschaft, Kallana, Pastaza, an der Timburi-Cocha Research Station nahe San José de Payamino sowie in Orellana nahe Ahuano, Napo. Möglicherweise auch weiter bis nach Peru verbreitet (300–360 m ü. NN). Lebensraum: Vegetation über Regenwaldbächen in primären und sekundären, sehr feuchten Wäldern, einer der oben genannten Fundpunkte befand sich 30 m vom Wasser entfernt in Büschen, Farnen und Gräsern (Guayasamin et al. 2017).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Hyalinobatrachium adespinosai: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2021-03-12)

Hyalinobatrachium anachoretus: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2018-03-23)

Hyalinobatrachium aureoguttatum: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-08-14)

Hyalinobatrachium bergeri: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-25)

Hyalinobatrachium cappellei: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-04-13)

Hyalinobatrachium carlesvilai: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-04-13)

Hyalinobatrachium chirripoi: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2020-12-16)

Hyalinobatrachium colymbiphyllum: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-08-14)

Hyalinobatrachium diana: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-10)

Hyalinobatrachium duranti: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2020-05-06)

Hyalinobatrachium esmeralda: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2016-08-02)

Hyalinobatrachium fleischmanni: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-11-16)

Hyalinobatrachium fragile: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, B1ab(iii), assessed 2020-02-29)

Hyalinobatrachium guairarepanense: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(ii,iii,iv,v) + 2ab(ii,iii,iv,v), assessed 2020-02-17)

Hyalinobatrachium iaspidiense: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-04-13)

Hyalinobatrachium ibama: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2020-08-19)

Hyalinobatrachium kawense: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2017-11-15)

Hyalinobatrachium mashpi: bisher nicht erfasst

Hyalinobatrachium mesai: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2020-06-22)

Hyalinobatrachium mondolfii: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-04-13)

Hyalinobatrachium muiiraquitán: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2021-04-13)

Hyalinobatrachium munozorum: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-04-13)

Hyalinobatrachium nouns: bisher nicht erfasst

Hyalinobatrachium orientale: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2020-06-08)

Hyalinobatrachium orcostale: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2020-02-12)

Hyalinobatrachium pallidum: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, B2ab(iii), assessed 2020-05-07)

Hyalinobatrachium pellucidum: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, A4c, assessed 2021-04-07)

Hyalinobatrachium talamancae: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-08-14)

Hyalinobatrachium tatayoi: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-11-16)

Hyalinobatrachium taylori: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2020-02-26)

Hyalinobatrachium tricolor: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2017-11-15)

Hyalinobatrachium valerioi: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-04)

Hyalinobatrachium vireovittatum: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-11)

Hyalinobatrachium viridissimum: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-10-20)

Hyalinobatrachium yaku: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2021-03-12)

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Mittelamerika

Ökologische Anfälligkeitsbewertung (Environmental Vulnerability Score) Kategorie (Johnson et al. 2015)

Hyalinobatrachium talamancae – Hoch (High)

Hyalinobatrachium vireovittatum – Hoch (High)

Hyalinobatrachium aureoguttatum – Mittel (Medium)

Hyalinobatrachium chirripoi – Mittel (Medium)

Hyalinobatrachium colymbiphyllum – Mittel (Medium)

Hyalinobatrachium valerioi – Mittel (Medium)

Hyalinobatrachium fleischmanni – Gering (Low)

Costa Rica

Alle Centrolenidae Costa Ricas sind als LC (Nicht Gefährdet) eingestuft (Chaves et al. 2014).

Guatemala

Hyalinobatrachium fleischmanni VU – Vulnerable (CONAP 2022)

Französisch-Guayana

La Liste rouge des espèces menacées en France. Faune vertébrée de Guyane – Amphibiens et Reptiles (MNHN, UICN France & Biotope 2018).

Hyalinobatrachium cappellei LC – Least Concern

Hyalinobatrachium iaspidiense LC – Least Concern

Hyalinobatrachium kawense DD – Data Deficient

Hyalinobatrachium mondolfii LC – Least Concern

Hyalinobatrachium sp. (bei Erstellung dieser Roten Liste noch nicht beschriebene Art) LC – Least Concern

Hyalinobatrachium taylori LC – Least Concern

Hyalinobatrachium tricolor DD – Data Deficient

Ecuador

Amphibians of Ecuador/Anfibios de Ecuador (Centro Jambatu (2011–2020) V1.23)

CR (Vom Aussterben bedroht):

Hyalinobatrachium pellucidum (endemische Art)

EN (Stark Gefährdet):

Hyalinobatrachium chirripoi

Hyalinobatrachium mashpi (endemische Art)

Hyalinobatrachium nouns (endemische Art)

VU (Gefährdet):

Hyalinobatrachium valerioi

Kolumbien

H. aureoguttatum: häufige Spezies in Kolumbien, selten in Panama, stabile Trends (Panama Red List Assessment Workshop August 2019, Colombia Red List Assessment Workshop August 2016).

Mexiko

Hyalinobatrachium viridissimum – SEMARNAT NS (No Status), Ökologische Anfälligkeitsbewertung (Environmental Vulnerability Score) Kategorie Mittel (10 – Medium) (García-Padilla et al. 2022)

Venezuela

Hyalinobatrachium guairarepanense EN (Stark Gefährdet) B1ab(iii) (Señaris et al. 2015).

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschlichen Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UV-B-Strahlung zu nennen.

Hyalinobatrachium anachoretus: kleine Verbreitungsareale bergen aufgrund der o. a. Gründe das besondere Risiko negativer Populationsentwicklungen. In der Nähe des Verbreitungsgebiets in den nördlichen peruanischen Anden spielen Straßenbau, Abholzung, Landwirtschaft und Brandrodungen eine Rolle, weshalb von einer abnehmenden Population ausgegangen wird (Twomey et al. 2014).

Hyalinobatrachium aureoguttatum: häufige Spezies in Kolumbien, selten in Panama (Colombia Red List Assessment Workshop August 2016, Panama Red List Assessment Workshop August 2019). Lokale Gefahren bestehen in Habitatfragmentierung und -verlust infolge Landwirtschaft, Bergbau und Wasserverschmutzung.

Hyalinobatrachium bergeri: keine Bedrohungen aus Bolivien sowie in Marcapata und Kosñipata, Peru, bekannt, im zentralen Peru spielen Verschmutzungen durch abfließende Herbizide aus der Landwirtschaft eine Rolle, im Valle de Kosñipata, Nationalpark Manu, ist zudem der Chytridpilz nachgewiesen. Zahlreiche Nachweise im März und April 2000 im Nationalpark Madidi, wohingegen ein ähnliches Monitoring im Nationalpark Cotapata zwischen September 1999 und Februar 2000 die Art dort als selten einstuft.

Hyalinobatrachium cappellei: angenommene große und stabile Population, großes Verbreitungsgebiet mit geeigneten Habitaten ohne bekannte starke Gefährdungen. Möglicherweise Bestandsrückgänge infolge Abholzung, urbaner Ausbreitung und Landwirtschaft (Noronha et al. 2012). Eine Gefährdung durch den Tierhandel erscheint unter der Begründung fraglich, nur weil *H. fleischmanni* im Handel ist. Einem Bericht zufolge wird die Art vereinzelt in den USA in Menschenobhut gehalten (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).

Hyalinobatrachium carlesvilai: angenommene große und stabile Population aufgrund der weiten Verbreitung, potenzielle Gefährdungsursachen sind Habitatverluste durch Waldrodung und Eutrophierung der Gewässer durch landwirtschaftliche Kulturen, Viehhaltung, Ausdehnung menschlicher Siedlungen sowie Wasserkraftwerke (Cisneros-Heredia et al. 2010).

Hyalinobatrachium chirripoi: Einige Populationen in Honduras, Panama, Kolumbien und Ecuador sind von Habitatverlusten infolge zunehmender Land- und Forstwirtschaft, Brandrodung und Wasserverschmutzung – in Honduras auch durch ein Wasserkraftwerk – bedroht, ansonsten tolerant gegenüber anthropogener Habitatveränderung (Solís et al. 2004).

Hyalinobatrachium colymbiphyllum: Angenommene große und stabile Population aufgrund der weiten Verbreitung, einzelne Populationen können von Habitatverlust durch Abholzung betroffen sein. In Monteverde, Costa Rica, und in El Copé, Panama, kam es – teilweise nach Infektionen mit *Batrachochytrium dendrobatidis* – in den 1990er-Jahren zu Einbrüchen der Populationen, die sich inzwischen teilweise erholt haben (Solís et al. 2008).

Hyalinobatrachium diana: geringe Datenlage, derzeit anscheinend nicht bedroht, allerdings zukünftig Gefährdung denkbar aufgrund des kleinen Verbreitungsgebiets, von Habitatverlusten und Klimawandel (Kubicki et al. 2015).

Hyalinobatrachium durantii: gesamtes Verbreitungsgebiet klein, mitunter Habitatverluste (Expansion von Landwirtschaft und Siedlungen) und -veränderungen (ausgesetzte allochthone Raubfischarten), weite Verbreitung des Froschpilzes (*Batrachochytrium dendrobatidis*), daher Listung als stark gefährdet. Andernorts (Río Albarregas, El Chorotal, La Mucuy) eine während der Regenzeit sehr häufig nachgewiesene Art (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Hyalinobatrachium esmeralda: gesamtes Verbreitungsgebiet klein, lediglich vier Fundorte mit Anfälligkeiten für Habitatverluste (Viehhaltung, illegaler Landbau) und abnehmendem Populationstrend, daher Listung als stark gefährdet. Art offenbar tolerant gegenüber Umweltverschmutzung infolge von Abwassereinleitungen nahe der Stadt Santa María (Boyacá; Ruiz-Carranza & Lynch 1998).

Hyalinobatrachium fleischmanni: häufige Art im verbleibenden großen Verbreitungsgebiet, lokale Gefährdungen ergeben sich aus Habitatverlusten infolge Waldrodung, Landwirtschaft, menschlichen Siedlungen und Umweltverschmutzungen, bei einigen Museumsexemplaren wurde auch der Chytridpilz nachgewiesen (Leenders 2001, Leenders 2016).

Hyalinobatrachium fragile: aufgrund des überschaubaren Verbreitungsgebiets als potenziell gefährdet eingestuft, kommt an zwölf Fundorten vor, an denen Habitatverluste (durch Abholzung und Fragmentierung) nicht auszuschließen sind. Obwohl die Art mancherorts (Sierra de Aroa, Yaracuy, und Carabobos-Bergregion) sehr häufig ist, wirken sich Rückgänge der Vegetation in der Cordillera de La Costa, die Verbreitung des Chytridpilzes sowie Gold- und Bergbauaktivitäten negativ aus.

Hyalinobatrachium guairarepanensis: In der Erstbeschreibung wurden bereits länger zuvor konservierte Exemplare bearbeitet. In den Jahren 1997–1998 wurde erneut intensiv, aber erfolglos an der Terra typica nach dieser Spezies gesucht. Erst 2014 ergaben sich an anderer Stelle neue Nachweise. Aufgrund dessen, dem insgesamt nur überschaubar großen Verbreitungsgebiet sowie der infolge von Land- und Forstwirtschaft, urbaner Ausdehnung und dem Chytridpilz vorhandenen oder drohenden Habitatverluste sowie -fragmentierungen wird diese Art als stark gefährdet mit abnehmendem Populationstrend eingestuft (Señaris & Ayarzagüena 2005, Guayasamin et al. 2009, Señaris et al. 2018, Barrio-Amorós et al. 2019).

Hyalinobatrachium iaspidiense: trotz des großen Verbreitungsgebietes lokale Gefahren durch Lebensraumverlust infolge von Abholzung, Landwirtschaft und Bergbau (Gold, Diamanten; AmphibiaWeb 2023).

Hyalinobatrachium ibama: trotz des großen Verbreitungsgebietes lokale Gefahren durch Lebensraumverlust infolge von Landwirtschaft und Umweltverschmutzung, vermutet wird ein abnehmender Populationstrend.

Hyalinobatrachium kawense: Obwohl die Art auch in Schutzgebieten vorkommt, geht eine gewisse Gefahr vom regionalen Goldabbau in Französisch-Guayana aus, Populationen mit wenigen Individuen, abnehmender Populationstrend (Castroviejo-Fisher et al. 2011, Fouquet et al. 2015).

Hyalinobatrachium mashpi: bislang keine formale Einstufung, die Erstbeschreibungspublikation empfiehlt wegen des kleinen Verbreitungsgebiets und der drohenden Habitatverluste (Landwirtschaft, Bergbau) die Einstufung als stark gefährdet (Guayasamin et al. 2022).

H. mesai: keine direkten Gefahren bekannt, ungenügende Datenlage.

Hyalinobatrachium mondolfii: großes Verbreitungsgebiet mit stabilem Populationstrend, allerdings besteht insbesondere im Orinoco-Delta eine große Gefahr der Habitatverschmutzung durch Erdölförderung, aber auch durch Land- und Forstwirtschaft (IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2022b).

Hyalinobatrachium muiraquitana: bekannt aus zwei nicht geschützten, landwirtschaftlich genutzten Waldfragmenten, zusätzlich dort ausgeweitete Fischzucht und Wasserkraftanlagen, derzeit ungenügende Datenlage, Vorschlag für den IUCN-Status vom Aussterben bedroht, falls sich eine angenommene weitere Verbreitung nicht bewahrheitet.

Hyalinobatrachium munozeorum: angenommener stabiler Populationstrend, vermutlich sind die relativ wenigen Sichtungen mehr auf die verborgene Lebensweise in der Kronenregion von Bäumen als auf eine instabile Population zurückzuführen, evtl. lokale Habitatverluste durch Landwirtschaft und menschliche Siedlungen (Guayasamin et al. 2020).

Hyalinobatrachium nouns: s. *H. mashpi*; Verbreitungsgebiet ist permanent von illegaler Landwirtschaft und Bergbau bedroht (Guayasamin et al. 2022).

Hyalinobatrachium orientale: Abnehmender Populationstrend und Habitatverluste in Venezuela durch Urbanisierung, Ausbau der Landwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und Infektionskrankheiten (*Batrachochytrium dendrobatidis*) trugen zum Status „gefährdet“ bei, stabilerer Trend auf Tobago (IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2020b).

Hyalinobatrachium orocostale: wegen Habitatverlusten und -fragmentierungen als stark gefährdet gelistet, nicht ausreichend bekannter, vermutlich aufgrund der isolierten Habitatfragmente abnehmender Populationstrend, wenngleich die Art an der Terra typica mit 5–10 ♂♂ pro 25 m Bachtranssekt sehr häufig anzutreffen war (Castroviejo-Fisher et al. 2009).

Hyalinobatrachium pallidum: aufgrund einer überschaubaren Zahl geeigneter Habitate und der anthropogenen Nutzung der Lebensräume als gefährdet gelistet. An der Terra typica sehr hohe Populationsdichte von 155 rufenden ♂♂ in einem 300-m-Bach-Transsekt zu Beginn der Regenzeit, möglicherweise weitreichendere Verbreitung.

Hyalinobatrachium pellucidum: aufgrund eines zwar ausreichend großen Verbreitungsareals, welches jedoch nicht ausreichend geschützt werden kann, sowie aufgrund eines abnehmenden Populationstrends als potenziell gefährdet eingestuft. Es wird ein Rückgang um 20–25 % über die 10-Jahresperiode (2015–2025) durch Habitatverluste infolge Abholzung, expandierender Landwirtschaft und Bergbau befürchtet (Cisneros-Heredia 2008).

Hyalinobatrachium talamancae: obwohl die Typuslokalität inzwischen zur Viehweide umgewandelt wurde, ist der Populationstrend stabil, und die Art kommt in zahlreichen Schutzgebieten vor (Kubicki et al. 2004).

Hyalinobatrachium tatayoi: weite Verbreitung, hohe Toleranz gegenüber Wasserverschmutzung und Lebensraumveränderungen (z. B. unterhalb von Bergbau-Camps), stabiler Populationstrend (Mendoza-Henao et al. 2020).

Hyalinobatrachium taylori: weite Verbreitung, vermutlich große, stabile Population, lebt in Gebieten mit minimaler menschlicher Beeinflussung, genaue Angaben zur Größe der Population fehlen, angenommener Populationstrend stabil.

Hyalinobatrachium tricolor: weite Verbreitung, verbleibende geeignete Habitate, stabiler Populationstrend.

Hyalinobatrachium valerioi: nicht gefährdet, weite Verbreitung, toleriert Habitatmodifikationen, aber nicht häufig zu finden, costa-ricanische Populationen scheinen stabil, in Panama scheint es abnehmende Populationstrends zu geben, lückenhafte Verbreitung in Panama, Kolumbien und Ecuador. Neben land- und fortwirtschaftlichen Gefährdungsursachen und menschlicher Siedlungsexpansion wurden in der Vergangenheit aus Teilen des Verbreitungsgebiets (Costa Rica) auch Tiere für den Tierhandel entnommen. Diese Entnahmen fanden nachhaltig und nicht auf einem populationsgefährdenden Level statt. Für die Untersuchung von Verwandtschaftsverhältnissen kann auf ein etabliertes Schema polymorpher Mikrosatelliten-Marker zurückgegriffen werden (Savage 2002, Kubicki 2007, Kubicki 2008, Solis et al. 2008, Ringler et al. 2014).

Hyalinobatrachium vireovittatum: weite Verbreitung und angenommene große Population, vermutete Beeinträchtigung in anthropogen beeinflussten Habitaten, in Panama Abholzungen auch in Schutzgebieten sowie Gefahr durch Landwirtschaft und menschliche Siedlungen (Stuart et al. 2008).

Hyalinobatrachium viridissimum: weite Verbreitung, angenommene große Population, stabiler Populationstrend, in Ermangelung einer vollständigen Datenlage keine Einschätzung in eine Schutzkategorie.

Hyalinobatrachium yaku: seltene Art, abnehmender Populationstrend, derzeit sowohl als ungenügende Datenbasis (AmphibiaWeb) bzw. stark gefährdet (IUCN) gelistet, es bestehen Gefahren durch Umweltverschmutzung, besonders durch Ölförderung, Straßen- und Bergbau (Guayasamin et al. 2017).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Hyalinobatrachium</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Alle Arten: ♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase, Wolff'sche Gänge meist auf Ventralseite erkennbar, Brunftschwielen dorsomedial am Finger I mehr oder weniger stark ausgeprägt. ♂♂ betreiben Brutpflege und bewachen das Gelege. <i>H. chirripoi</i> : ♂♂ drüsenreiche Brunftschwielen am Ballen auf Rück- und Außenseite der Daumenbasis (Savage 2002).
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>H. adespinosai</i> : gepulster Ruf, tonale Stimme, grillenähnlich, Ruflänge 0,38–0,44 s (länger und mit mehr Pulsen pro Note als <i>H. anachoretus</i>). Dominanzfrequenz 4.645–5.203 Hz., Rufpausen 2–11 s (n=9; Guayasamin et al. 2019a). <i>H. anachoretus</i> : ähnlich <i>H. adespinosai</i> , gepulster Ruf mit 5–6 Pulsen, Ruflänge 0,32–0,37 s, Dominanzfrequenz 4.670–4.800 Hz ohne Frequenzmodulation (Twomey et al. 2014). <i>H. bergeri</i> : s. <i>H. carlesvilai</i> , jedoch vollständig tonal ohne gepulste Note, konstante Frequenz 3.775,20–4.337,90 Hz, Dominanzfrequenz 4.489,60–4.659,91 Hz (Castroviejo-Fisher et al. 2009). <i>H. cappellei</i> : Der Anzeigeruf erfolgt von der Oberseite von Blättern, die sich 1–5 m über Wasser befinden, und wird als „Peeeee“-Geräusch charakterisiert, das im Mittel 0,319 s dauert. Der Paarungsruf klingt wie „Peeeee...fiii“ und dauert im Mittel 1,077 s. <i>H. carlesvilai</i> : Werbungsruf besteht aus einer Note, das erste Drittel gepulst, die übrigen zwei Drittel tonal, Ruflänge 0,102–0,152 s, Dominanzfrequenz 4.617,33–4.915,36 Hz (Castroviejo-Fisher et al. 2009). <i>H. chirripoi</i> : Der Anzeigeruf ist ein insektenartiges hohes Summen (Kubicki 2004). Der

Werbungsruf besteht aus einzelner, stark gepulster Note (Dauer 230–270 ms) mit 14–16 Amplitudenspitzen, Dominanzfrequenz 4.565 Hz (Guayasamin et al. 2020).

H. colymbiphyllum: Der Anzeigeruf besteht aus einem einzelnen langgezogenen Trillern, welches 600–800 ms dauert und nach einer Pause wiederholt wird, Dominanzfrequenz 4.400–4.600 Hz. ♂♂ sind territorial und rufen die gesamte Fortpflanzungszeit über sehr standorttreu von derselben Stelle. Beim Eindringen eines Rivalen in das Revier erhöht sich die Ruffrequenz um das Drei- bis Vierfache. Weicht der Eindringling nicht aus, kommt es zur physischen Auseinandersetzung, bis der Unterlegene umklammert, auf das Blatt gepresst wird und flüchtet (Savage 2002).

H. diana: Anzeigeruf: sehr schnelles, langes, metallisches Pfeifen, schwache Intensität, Notenlänge 0,40–0,55 s, Dominanzfrequenz: 3.350–3.440 Hz bei 22,7 °C (Kubicki et al. 2015).

H. durantii: Der Ruf wurde in La Mucuy am Río Albarregas bei Lufttemperaturen von 13–18 °C aufgenommen: modulierte Note, die mit einem plötzlichen Anstieg der Frequenz beginnt und dann stabil bleibt, Ruflänge 37–62 ms, Dominanzfrequenz: 3.810–4.370 Hz, kontinuierlicher Ruf (4–6/min), Rufpausen 5–17 s (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. fragile: Anzeigeruf: einzelne tonale Note mit Amplitudenmodulation, Ruflänge 0,12–0,15 s, Frequenz 3,12 Rufe/min, Dominanzfrequenz 3.774,78–3.931,89 Hz, Rufpausen 6,85–19,86 s (Wen et al. 2012).

H. guairarepanensis: Der Anzeigeruf wurde bei einer Lufttemperatur von etwa 21 °C aufgenommen und als Zirpen beschrieben. Moduliertes Geräusch mit Betonung der ersten Hälfte, Ruflänge 185–205 ms, Dominanzfrequenz 3.902–3.944 Hz, kontinuierlicher Ruf mit ca. 5–8 Rufen/min (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. iaspidiense: Der Ruf ist schrill und besteht meist aus einer einzelnen Note (Länge 0,17 s), manchmal aus zwei Noten (Rufintervall 9,3 s), Dominanzfrequenz 4.700 Hz (Barrio-Amorós & Brewer-Carias 2008).

H. kawense: Der Ruf besteht aus einer einzelnen, schrillen, weit zu hörenden Note, erste Hälfte mit schnellen Frequenzanstieg mit 6–11 Pulsen, zweite tonal, Ruflänge 0,08–0,09 s, Dominanzfrequenz 5.622,5–6.065,9 Hz (Castroviejo-Fisher et al. 2011).

H. mashpi: Der Ruf besteht aus einer einzelnen gepulsten Note, Ruflänge 0,37–0,46 s, Dominanzfrequenz 5.250–5.600 Hz (Guayasamin et al. 2022).

H. mesai: Der aufgezeichnete Ruf ist ein hoher, einzelner Ton mit einer dominanten Frequenz von 4.700 Hz (Grundfrequenz 4.300 Hz) und einer Dauer von 0,17 s. Der Abstand zwischen zwei Rufen beträgt 9,3 s, in der Regel ein-, manchmal auch zweitönige Rufe (Barrio-Amorós & Brewer-Carias 2008).

H. mondolfii: Bei einer Lufttemperatur von etwa 22 °C bestand der kontinuierliche Ruf aus einem relativ kurzen, modulierten, schwach gepulsten Ton von 182–212 ms Dauer und Rufintervallen von 6,14–11,7 s, Dominanzfrequenz 5.070–5.146 Hz, ca. 7–8 Rufe/min (Señaris & Ayarzagüena 2001).

H. munozorum: Der Ruf besteht aus einer einzelnen Note, Ruflänge 145–178 ms, Noten sind zumeist tonal, jedoch mit 1–7 niedrigen Amplitudenspitzen, Dominanzfrequenz 5.719–5.906 Hz (Guayasamin et al. 2020).

H. orientale: eine lange, modulierte Note, der Anzeigeruf der Insel- sowie der Festlandpopulationen weist im Gegensatz zur nahe verwandten Art *H. orocostale* eine höhere Dominanzfrequenz von 4.240–4.520 Hz bei mittleren Ruflängen von 0,239 s auf (Castroviejo-Fisher et al. 2009).

H. orocostale: Ruf ähnlich *H. orientale*, allerdings kürzere Ruflänge von 0,17–0,20 s, niedrigere Dominanzfrequenz von 3.383–3.468 Hz (Castroviejo-Fisher et al. 2009).

H. pallidum: Der Ruf besteht aus einer kurzen, gepulsten Note mit einer dominanten Frequenz von 3.640–3.710 Hz (Cardozo-Urdaneta & Señaris 2012).

H. pellucidum: Der Ruf besteht aus einer einzelnen tonalen Note ohne Frequenz- oder Amplitudenmodulation, Ruflänge 0,12–0,18 s, im Mittelfrequenz 15,6 Rufe/min, Rufpausen 2,57–7,37 s, Dominanzfrequenz 4.863–5.408 Hz (Wen et al. 2012).

H. talamancae: Der Ruf ist ein einzelnes langgezogenes, nicht bis leicht gepulstes,

nicht frequenz-, jedoch amplitudenmoduliertes Pfeifen, Ruflänge ca. 0,3 s, Initialfrequenz 4.300 Hz, welche auf 4.900 Hz ansteigt und dann auf 4.600 Hz abfällt. Der Ruf wird alle 10 s wiederholt. Der Anzeigeruf ist normalerweise nachts (an bewölkten Tagen auch gelegentlich tagsüber) von der Blattunterseite in aufrechter Sitzposition mit Blick des ♂ auf die Blattbasis zu hören. Dagegen befinden sich rufende ♂♂ zur Revierverteidigung (und auch Paare im Amplexus) zusätzlich auch oft auf der Blattoberseite mit Blick auf die Blattspitze. Allerdings ergeben sich durch eine neuere Studie interessante Erkenntnisse, welche womöglich auch für andere Arten zutreffend sein könnten. Demnach ermittelten Chaves-Acuña et al. (2024) bei dieser Art, dass sich die Ruffrequenz, nicht aber Ruflänge und Dominanzfrequenz zwischen Brutpflege betreibenden und in territoriale Auseinandersetzungen verwickelten Fröschen von nicht mit der Brutpflege befassten unterschieden. Dabei riefen Letztere häufiger als die betreuenden ♂♂, wohingegen ♂♂-Interaktionen die höchsten Ruffrequenzen auslösten. Die Autoren werfen die Frage auf, ob sich daraus auch Konsequenzen bei der Auswahl der Geschlechtspartner ergeben können, denn ♀♀ könnten so den Reproduktionserfolg betreuender ♂♂ bei der Partnerwahl bereits durch akustische Rufunterschiede berücksichtigen (Kubicki 2006, Chaves-Acuña et al. 2024).

H. tatayoi: Der während der Regenzeit am häufigsten zu hörende Ruf besteht aus einem einzigen aufsteigenden „wheet“, Ruflänge 150–300 ms, Frequenz 4–19 Rufe/min, Dominanzfrequenz 3.800–4.500 Hz, unter 93 % rel. LF nimmt die Rufaktivität deutlich ab (Guayasamin et al. 2020).

H. taylori: Anzeigeruf sehr charakteristisch, allerdings wegen Rufverbänden von vielen Individuen nicht einfach aufzunehmen, besteht aus modulierten 5–8 Noten mit deutlicher Zunahme der Frequenz, erste Note am längsten, Ruflänge 0,652–1,052 s, Dominanzfrequenz 4.010–4.350 Hz (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. tricolor: Anzeigeruf bestehend aus vier tonalen Noten, Ruflänge 0,19–0,20 s, Dominanzfrequenz 4.628–4.903 Hz (Castroviejo-Fisher et al. 2011).

H. valerioi: Der Ruf ähnelt einem kurzen wiederholten „sheet“, Ruflänge 200–250 ms, Dominanzfrequenz initial 7.000 Hz, ansteigend auf 7.500 Hz, dann abfallend auf 7.200 Hz, Ruhhäufigkeit alle 7–10 s, bei Annäherung eines anderen ♂ wird ein piepsender Ton ausgestoßen, manchmal vom Revierinhaber und Kontrahenten. Wenn der Eindringling nicht umgehend das Revier verlässt, kommt es zu einer Art Ringkampf, bei dem der Angreifer vom verteidigenden ♂ meist niedergehalten wird (Savage 2002, Wild 2003b, Guayasamin et al. 2020).

H. vireovittatum: Der Ruf erinnert an ein wiederholtes leises und anschwellendes „Wheet“, mit einer Ruflänge von 400–500 ms, Dominanzfrequenz beginnt bei 5.000 Hz und steigt auf 5.400 Hz (Savage 2002).

H. viridissimum: Der Anzeigeruf besteht aus einer einzelnen gepulsten Note, Ruflänge $187,6 \pm 21,6$ ms, Dominanzfrequenz 4.549 ± 130 Hz. Ein sich unterscheidender Paarungsruf wurde bei Annäherung eines vermutlich weiblichen Artgenossen in San Vicente de Benitez, Guerrero, Mexiko, aufgezeichnet: 1–9 individuelle Pulse, manchmal gefolgt von einer langen Note, emittiert in Rufgruppen mit Rufpausen von $536,3 \pm 209,2$ ms, mittlere Dominanzfrequenz $4.441 \text{ Hz} \pm 88,8 \text{ Hz}$, sehr variable Ruflänge von $110,1 \pm 47,5$ ms und deutlicher Komplexität und Frequenzmodulation im Vergleich zum Anzeigeruf (Mendoza-Henao et al. 2020).

H. yaku: Der Anzeigeruf besteht aus einer einzelnen tonalen Note, Dominanzfrequenz 5.219–5.329 Hz, Pulsrate 44.100 Hz/s, Ruflänge 0,27–0,4 s (Guayasamin et al. 2017).

Paarung und Eiablagestellen

H. anachoretus: drei Gelege in der Nähe rufender ♂♂, Reproduktionsmodus vermutlich wie bei anderen Arten der Gattung. Obwohl die Art in manchen Nächten sehr häufig anzutreffen ist, sind die Tiere trotz idealer Wetterbedingungen manchmal auch so gut wie gar nicht zu beobachten. Gelege auf Blattunterseiten (Twomey et al. 2014).

H. aureoguttatum: ♂♂ rufen aus Wasseransammlungen in Helikonien, Paarung und Eiablage in Helikonien (Barrera-Rodriguez & Ruiz-Carranza 1989). Die Eier werden an den Blattunterseiten geklebt, Larven entwickeln sich und fallen ins Bachbett darunter. Nach Valencia-Aguilar et al. (2012) gibt es keine innerartlichen Aggressionen zwischen

den ♂♂ trotz geringer Abstände von nur 0,3–0,5 m innerhalb derselben Pflanze. ♂♂ bewachen, reinigen und versorgen 1–5 Gelege gleichzeitig mit Flüssigkeit und verweilen tagsüber und nachts in deren Nähe. ♀♀ verlassen die Ablageorte unmittelbar nach der Eiablage. Pro 10 m Bachsegment wurden zwischen 2–6 ♂♂ nachgewiesen, die sich als standorttreu in Bezug auf Folgegelege erwiesen. Eiablagepflanzen waren neben den bevorzugten Heliconiaceae (*Heliconia*) auch Araceae (*Anthurium*, *Philodendron*), Cyclantaceae (*Cyclanthus*), Marantaceae (*Calathea*), Musaceae (*Musa*) und Sapotaceae mit einer generellen Präferenz für große Blätter (Valencia-Aguilar et al. 2012). Valencia-Aguilar et al. (2024) fanden u. a. bei dieser Spezies eine reduzierte relative Hodengröße, verbunden mit einer angenommenen kleineren Spermienzahl als Kompromiss und Anpassung zwischen väterlicher Brutpflege und Reproduktionsaufwand. Durch die Brutpflege sinkt das Risiko, dass Gelege-Piraterie nach der Paarung durch artgleiche ♂♂ (sogenannte „sneaker“) auftritt und somit die Gefahr genetischer Konkurrenz (Vieites et al. 2004).

H. bergeri: Eier werden an Blattunterseiten geklebt, Larven entwickeln sich im Bachbett darunter. In Tutumbaro (Peru) reproduziert sich die Art in einem vom Menschen beeinflussten Nebelwaldgebiet in einem von Bambus, Farnen und *Colocasía* spp. (Araceae) bewachsenen Flusstal. Rufende ♂♂ wurden etwa einen Meter vom Bach entfernt gefunden, die ♂♂ rufen von der Blattunterseite etwa 1–3 m über dem Boden.

H. cappellei: Aktivitätsspitzen werden mitten in der Nacht erreicht. Während der Reproduktionsphase rufen die ♂♂ von Blattober- und -unterseiten aus der dichten Vegetation in 1–6 m Höhe über dem Boden, dann nähern sich ♀♀, und beide Geschlechter gehen bei Berührung in den Amplexus über. Der gesamte Prozess von der Balz bis zur Eiablage dauert etwa acht Stunden. Es werden schnell fließende Bäche und tümpelartige seitliche Ausbuchtungen genutzt, allerdings scheinen ruhigere Bachabschnitte bevorzugt zu werden. Die Abmessungen geeigneter Laichgewässer sind mit 1–2 m Breite, bis zu 1 m Tiefe und einem sandigen, teil felsigen Bodengrund sowie bis zu 4 m hohen Uferbereichen angegeben. ♀♀ legen ihre gelatinösen Gelege mit grünlichen Eiern an der Unterseite von Blättern ab, die über Bächen hängen. Danach benötigen sie 2–3 Wochen Pause, um wieder laichbereit zu werden. ♂♂ bewachen bis zu drei unterschiedlich alte Gelege, bis die Kaulquappen nach dem Schlupf ins Wasser fallen (s. a. *H. chirripoi*). Dabei bleiben die ♂♂ tagsüber oft in der Nähe des Geleges und bedecken die Eier nachts mit ihrem Körper, wobei sie ventralen Kontakt nutzen, um dem Gelege Flüssigkeit zu spenden. Außerdem verteidigen sie das Gelege gegen typische Eiräuber wie Kakerlaken, Motten, Buschgrillen und Ameisen (Castroviejo-Fisher et al. 2011, Noronha & Rodrigues 2018, Noonan & Bonett 2003, Valencia-Aguilar et al. 2020).

H. carlesvilai: ♂♂ rufen mit Beginn der Dämmerung von der Blattunterseite der Vegetation 1–3 m oberhalb von Bächen und Flüssen (Castroviejo-Fisher et al. 2009).

H. chirripoi: Adulte ♀♀ legen grünlich weiße Eier in einer Schicht an die Unterseiten glatter Blätter über Bächen, ♂♂ rufen unter Palmblättern 1–4 m über dem Wasser und betreiben Brutpflege, welche experimentell auch fremde Gelege einschließt („alloparental care“), sofern das betreffende ♂ selbst gerade ein Gelege betreut hatte. Dieses Verhalten, bei dem das ♂ nach 2–3 Tagen das fremde Gelege mit derselben Intensität wie das/die eigenen betreut, könnte auch in der Natur eine Bedeutung haben, denn die Chance auf einen Paarungserfolg stieg bei *H. cappellei* mit der Zahl der betreuten Gelege an (Kubicki 2004, Valencia-Aguilar et al. 2020, Valencia-Aguilar et al. 2021).

H. colymbiphyllum: Gelege werden an der Blattunterseite beim rufenden ♂ abgesetzt. Gelegentlich setzt sich das ♂ auf das Gelege und berührt es mit seiner Bauch- und Beckenregion, vermutlich um Flüssigkeit zu übertragen (s. a. „Brutverhalten“ bei *H. fleischmanni*). Gelege werden manchen Autoren zufolge tagsüber nicht vom ♂ bewacht, nur nachts (allerdings widerlegt in Delia et al. 2017a). Tagaktive Wespen können dann Gelege attackieren, indem sie wiederholt einzelne Eier entfernen und damit

davonfliegen. In einer über viele Arten der Familie Centrolenidae angelegte Analyse des Brutpflegeverhaltens ließ sich für *H. colymbiphyllum* und *H. fleischmanni* feststellen, dass das Entfernen der ♂♂ vom Gelege die Embryonalmortalität besonders infolge Austrocknung (*H. fleischmanni*) bzw. Austrocknung und Prädation (*H. colymbiphyllum*, *Centrolene peristictum*, *Centrolene* aff. *savagei*) ansteigen ließ. Die Dauer der Brutpflege betrug bei *H. colymbiphyllum* 4–18 Tage, bei *H. fleischmanni* 2–16 Tage. In Panama erreichten Embryonen beider Arten ca. 7 Tage nach der Eiablage Schlupfkompetenz, allerdings kann der Schlupf auf bis zu 19–20 Tage verzögert werden.

H. diana: typisch für viele Glasfrösche: nach heftigen Regenfällen werden ansonsten trocken liegende Bachausläufer an bestehende Bäche angeschlossen und als Laichhabitat genutzt, sodass dann ♂♂ und Gelege auch in Gegenden über abtrocknendem, u.U. sogar über trockenem Substrat gefunden werden können. ♂♂ bewachen und verteidigen Gelege, die 0,5–5 m über dem Boden gefunden wurden (Kubicki et al. 2015).

H. durant: ♂♂ rufen von Blattunterseiten, ca. 2–6 m über dem Boden, ♀♀ laichen ebenfalls an den Unterseiten von insbesondere Anthurien, *Palicourea* sp., Palmen oder Farnen, ♂♂ bewachen und verteidigen die einschichtigen Gelege (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. esmeralda: Gelege mit cremefarbenen Eiern, die an der Unterseite von Blättern und Blattstielen der Vegetation abgesetzt werden (Ruiz-Carranza & Lynch 1998).

H. fleischmanni: Gelege werden manchen Autoren zufolge tagsüber nicht vom ♂ betreut, nur nachts (widerlegt in Delia et al. 2017a). Allerdings kann ein ♂ mehrere Gelege auf unterschiedlichen, nahe gelegenen, Blättern gleichzeitig betreuen. Das Brutpflegeverhalten, also der innige Bauch-Becken-Kontakt des ♂ mit dem Gelege, wurde bei *H. colymbiphyllum* und *H. fleischmanni* (und *H. viridissimum*) näher untersucht: Dabei werden zunächst Tau- oder Regentropfen an der Blattoberseite oder -spitze mithilfe des Beckenkissens (anatomische Struktur ventral vor der Kloake, s. Glossar) gesammelt und vermutlich in der Harnblase gespeichert. Dabei können selbst artfremde Gelege (*Teratohyla pulverata*), die nicht bewacht sind, über viele Nächte wiederholt als Wasserspeicher für 20–40 min aufgesucht und zur eigenen Wasserversorgung sowie zur Hydratation des eigenen Geleges benutzt werden. Das ♂ „brütet“ jeweils zwischen ca. 15 und 45 min und scheint auch durch Schwing- und Rotationsbewegungen sowie unter Zuhilfenahme der Extremitäten die Embryonalentwicklung zu fördern. Dabei konnten die Autoren bei *H. fleischmanni* (und *H. viridissimum*) zeigen, dass die ♂♂ auch einzelne herabgefallene Eier umsorgen bzw. eine Art manuelle Schlupfhilfe leisten. Dagegen wurde das Fressen oder das Aussortieren abgestorbener Embryonen nie beobachtet (Delia et al. 2017a).

H. fragile: ♂♂ rufen und ♀♀ laichen an Blattunterseiten ca. 1–3 m über dem Boden, ♂♂ bewachen und verteidigen die Gelege (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. guairarepanensis: ♂♂ rufen auf Blattober- und -unterseiten 1–5 m über dem Boden, ♀♀ laichen auf Blattoberseiten, ♂♂ bewachen und verteidigen die Gelege (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. iaspidiense: ♂♂ rufen meist auf Blattoberseiten und verteidigen die Gelege, ♀♀ laichen an Blattunterseiten (La Marca & Señaris 2004).

H. ibama: ♂♂ rufen in der Vegetation am Rande von Bächen in etwa 2–3 m Höhe und verteidigen die Gelege, ♀♀ laichen an Blattunterseiten von z. B. *Dicranopygium* sp., Helikonien und einigen Aronstabgewächsen (Ruiz-Carranza & Lynch 1998).

H. kawense: ♂♂ rufen von Ober- und Unterseiten, ♀♀ befestigen Gelege als Monolayer mit weißlichen Eiern an Blattunterseiten, Revierverhalten und Brutpflege der ♂♂ unbekannt, ♂♂ bilden Rufgruppen von etwa 10 Tieren, alle 100 m entlang des Flusses (Castroviejo-Fisher et al. 2011).

H. mashpi: ♂♂ rufen in der Vegetation am Rande von Bächen und verteidigen die Gelege, ♀♀ laichen auf Blattunterseiten (Guayasamin et al. 2022).

H. mesai: ♂♂ rufen von Blattoberseiten (z. B. Helikonien) 2 m über dem Boden und 2 m von kleinen Bächen im Wald entfernt, weitere ♂♂ hielten sich hoch in den Bäumen und Büschen auf (Barrio-Amorós & Brewer-Carias 2008).

H. mondolfii: ♂♂ bewachen u. U. mehrere Gelege gleichzeitig (Señaris & Ayarzagüena 2001).

H. muiraquitana: ♂♂ steigen bis auf Höhen von 40 cm herab, um zu rufen, ♀♀ legen ihre Eier an Blattunterseiten (Oliveira & Hernández-Ruz 2017).

H. munozorum: ♂♂ rufen von Ober- und Unterseiten der Blätter etwa 2 m über dem Boden, ♀♀ legen ihre Eier an der Blattunterseite ab, Brutpflege unbekannt (Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2020).

H. orientale: Reproduktionsaktivitäten und Eiablagen am häufigsten während der Regenzeit und bevorzugt an schnell fließenden Bächen, Paarung und Eiablage (meist auf Helikonienblättern, aber auch auf *Philodendron* und Palmen in bis zu 6 m Höhe) dauern ca. 5 Stunden, das Paar verweilt dabei auf Blattober- und -unterseiten, laicht aber an der Unterseite. Nach der Eiablage verweilt das ♂ beim Gelege und optimiert dadurch die Entwicklungszeit, welche stark beeinflusst ist von Eigröße, Temperatur, Niederschlag und Prädation durch Arthropoden (Murphy et al. 2012, Delia et al. 2014, Nokhbatolfoghahai et al. 2015).

H. orocostale: ♂♂ rufen an Blattunterseiten, ca. 3–10 m über dem Wasser, ♀♀ befestigen die Gelege auch an Blattunterseiten, ♂♂ betreiben Brutpflege (Rivero 1968).

H. pallidum: ♂♂ rufen meist an Blattunterseiten, manchmal oberseits, ♀♀ legen ebenfalls an Blattunterseiten von Cyclanthaceae-, Araceae- und Arecaceae-Gewächsen, ♂♂ übernehmen eine Brutpflege (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. talamancae: ♂♂ rufen üblicherweise von Blattunterseiten, manchmal auch oberseits, von über dem Wasser hängender Vegetation in 2–5 m Höhe, Paarungen finden in den ersten Stunden nach Einbruch der Dunkelheit statt, ♂♂ betreiben vor allem nachts (manchmal auch tagsüber) Brutpflege der Gelege (Kubicki 2006).

H. tatayoi: Die Rufaktivität beginnt in der Abenddämmerung (ab 19 Uhr) und nimmt in den Populationen von Chocó und Magdalena in Kolumbien gegen Mitternacht ab. In Ecuador riefen die ♂♂ in der Abenddämmerung von der Oberseite der Blätter, gefolgt von einem Rückzug auf die Unterseite der Blätter nach Einbruch der Dunkelheit. Bei starken Regenfällen kann man die Art auch am frühen Morgen zwischen 4.40 und 5.30 Uhr rufen hören. Eier werden auf Blattunterseiten abgelegt. ♂♂ rufen von den Unterseiten der Blätter von Epiphyten und Farnen, die Eiablage erfolgt an der Unterseite der Blätter in einer einzigen gallertartigen Schicht, das Gelege wird vor allem in der Trockenzeit nachts vom ♂ betreut, die ♂♂ können sich um ein oder mehrere Gelege gleichzeitig kümmern, unter rivalisierenden ♂♂ kommt es zu körperlichen Kämpfen, bei denen ein ♂ versucht, auf den Rücken des anderen zu springen, beide winden sich und treten, während dieser Auseinandersetzungen geht der Ruf in ein leises „priip“ über (Savage 2002, Kubicki 2007, Delia et al. 2010, Mendoza-Henao et al. 2020).

H. taylori: ♂♂ rufen von Blattoberseiten, Eier werden an Ober- und Unterseiten von Blättern abgelegt, teilweise ergeben sich erstaunlich hohe Dichten von 10 rufenden ♂♂, welche im Abstand von 30–40 cm sitzen (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. tricolor: ♂♂ fanden sich in Höhen von 4–5 m über 0,5–1,5 m breiten Bächen und riefen von Blattunterseiten in unmittelbarer Nähe zu Gelegen, ♀♀ legten einschichtige Gelege an Blattunterseiten (Castroviejo-Fisher et al. 2011).

H. valerioi: ♂♂ sind territorial und rufen von Blattunterseiten (glattblättrige Pflanzen der Familien Araceae, Arecaceae, Cyclanthaceae, Heliconiaceae und Marantaceae), nach der Paarung legt das ♀ die Eier in einer klebrigen Gallerte als einfaches (einschichtiges) Gelege an Blattunterseiten in bis zu 6 m Höhe über dem Wasser ab, die ♀♀ verlassen den Ablageort bald nach der Besamung. Dagegen bewacht das ♂ die Eier tagsüber und nachts, wobei andere, sich nähernde ♂♂ aggressiv attackiert werden. Die ♂♂ rufen während der Brutpflege weiter, locken weitere ♀♀ an und können

gleichzeitig bis zu sieben Gelege an einem Blatt betreuen. Vom Gelege entfernte, in 450 m Distanz ausgesetzte ♂♂ waren in der Lage, zurück zu ihrem Gelege zu finden. Im natürlichen Lebensraum in Costa Rica wurde bei *H. valerioi* ein polygynandrisches Paarungsverhalten festgestellt, welches eine geringe sexuelle Selektion in beiden Geschlechtern belegt. Demnach sind beide Geschlechter nicht wählerisch bei der Partnerwahl, die ♀♀ setzen im Mittel alle drei Wochen ein Gelege ab, während ♂♂ etwa alle zwei Wochen eines besamen. Unter Freilandbedingungen schlüpfen die Kaulquappen nach $13,9 \pm 8,6$ Tagen aus den Gelegen und fallen in das darunterliegende Wasser, um dort die Entwicklung zu vollenden. Allerdings ist inzwischen auch bekannt, dass Glasfrosch-Kaulquappen unterschiedlicher Gattungen den Schlupf aus dem Gelege bei Prädation beschleunigen, bei Trockenheit dagegen um mehr als die doppelte minimal erforderliche Entwicklungszeit verzögern können. Tagsüber ist das ♂ dem Gelege zugewandt, manchmal berührt es dieses, nachts bleibt das ♂ in der Nähe, nimmt aber die Bewachungsposition nur manchmal ein, nachts wird auch ein „Brüteverhalten“ zum Anfeuchten der Eier gezeigt, dazu berührt das ♂ mit seiner hinteren Bauchseite das Gelege und entleert seine Harnblase darüber. Die tagaktive Phase der Brutpflege dient auch zur Abwehr von Wespen, welche einzelne Eier des Geleges fressen. Durch das Mimikry des Habitus mit einem Gelege könnte die Wespe sogar auf das ♂ gelenkt werden, wodurch Abwehr oder sogar Nahrungsaufnahme optimiert sind. Weitere Ei-Prädatoren sind Spinnen, Ameisen und bestimmte Laubheuschrecken (aus der Familie der Copiphoridae; McDiarmid 1978, Savage 2002, Wild 2003b, Guyer & Donnelly 2005, Kubicki 2007, Vockenhuber et al. 2008, Vockenhuber et al. 2009, Mangold 2014, Mangold et al. 2015, Delia et al. 2019).

H. vireovittatum: ♀♀ setzen Gelege mit grünen Eiern an der Blattunterseite ab, ♂♂ betreiben ausschließlich nachts Brutpflege, indem sie wie bei anderen Gattungsvertretern die Gelege befeuchten, indem sie die Harnblase entleeren (Savage 2002, Vargas-Salinas et al. 2014).

H. viridissimum: (s. a. Brutpflegeverhalten bei *H. fleischmanni*), ♂♂ rufen während der Dämmerung bis nach Mitternacht von niedrigen bis sehr hohen Sitzwarten meist von Blattunterseiten (selten von Oberseiten) in 1–10 m Höhe über dem Wasser, cremefarbene Eier werden auf Blattunterseiten abgelegt, die nachfolgend vom ♂ umsorgt werden. Dabei ruht das ♂ tagsüber neben den Eiern, nachts setzt es sich drei- bis fünfmal auf das Gelege, um Feuchtigkeit zu spenden (s. auch Kommentare hierzu bei *H. colymbiphyllum* und *H. fleischmanni*). In Abwesenheit eines wichtigen Prädators (*Trachops cirrhosus*, eine Fledermaus, die den Ruf von *H. fleischmanni* [jetzt *H. viridissimum*] erkennt) wurde vermehrt (22,5 %) auf Blattoberseiten abgelaicht. Als weiterer Prädatör für Gelege wurde die Riemennatter (*Imantodes cenchoa*) beschrieben (Delia et al. 2010, Delia et al. 2013, Díaz-García et al. 2023).

H. yaku: ♂♂ rufen und bewachen Gelege an der Blattunterseite, kein aggressives Verhalten unter artgleichen ♂♂ oder zwischen ♂♂ und Prädatoren bekannt (Guayasamin et al. 2017).

Fortpflanzungs-saison

H. adespinosai: ♂♂ rufen von Juli bis August.

H. anachoretus: Die Autoren vermuten ein Ende der Reproduktionsphase mit dem Ende der Regenzeit im Mai (Twomey et al. 2014).

H. aureoguttatum: ♂♂ rufen von Juli bis August (Barrera-Rodriguez & Ruiz-Carranza 1989).

H. cappellei: ♂♂ rufen während der Regenzeit von November bis April (Castroviejo-Fisher et al. 2011).

H. chirripoi: Ein Gelege bewachendes ♂ wurde am 15.07.2001 beobachtet (Kubicki 2004).

H. colymbiphyllum: Fortpflanzungszeit während der Regenzeit von Mai bis November (Savage 2002).

H. ibama: Paare wurden im Oktober 2005 und September 2006 gefangen (Rada et al. 2007).

H. mashpi: ♂♂ riefen besonders in den Monaten April bis Juni sowie August bis November (Regenzeit von Februar bis Mai, Trockenzeit von Juni bis Oktober; Guayasamin et al. 2022).

H. nouns: Reproduktionsaktivitäten wurden von November bis März festgestellt. Im Río-Manduriacu-Reservat wurde ein ♂ während der Regenzeit im Februar in 6 m Höhe angetroffen, welches von der Blattunterseite rief und dort direkt neben einem Gelege angetroffen wurde. Am selben Ort fanden sich im Oktober und November Metamorphlinge auf Blättern in 50–150 cm Höhe über dem Wasser (Guayasamin et al. 2022).

H. valerioi: Die Fortpflanzungsaktivität stimmt mit der Regenzeit überein (Mai bis später Oktober).

Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr

H. adespinosai: ♂♂ bewacht Gelege mit 22 Embryonen (Guayasamin et al. 2019a).

H. anachoretus: Gelegegröße 19–25 Eier (Twomey et al. 2014).

H. aureoguttatum: ♂ bewacht das Gelege, indem es im Abstand von ca. 5 cm zu den Eiern verweilt. Gelegegröße 25–42 grünliche Eier/Gelege (Barrera-Rodriguez & Ruiz-Carranza 1989) bzw. 27–49 (Valencia-Aguilar et al. 2012).

H. cappellei: Die Anzahl der Eier/Gelege liegt zwischen 4 und 32 mit einem Durchschnitt von 17,2 Eiern (Noronha & Rodrigues 2018). Andere Autoren benennen 10 (Noonan & Bonett 2003) bis 22 Eier mit bis zu fünf Gelegen an einer Blattunterseite (Rodrigues et al. 2010). Bei Beobachtungen im natürlichen Lebensraum wurde am 03.03.2023 ein Gelege mit 21 gering entwickelten Eiern beobachtet und am 15.03.2023 gesammelt. Die Larven schlüpften am 16.03. nach 13–15 Tagen. Die erste Metamorphose fand am 01.05.2023 nach nur 45 Tagen statt. Zehn weitere Individuen metamorphosierten bis zum 20.05.2023. Ein weiteres Gelege mit 19 Eiern wurde am 21.05.2023 entdeckt, welches bereits leichte Entwicklungen zeigte. Die Larven schlüpften am 28.05.2023, und die erste Metamorphose fand wiederum nach nur 45 Tagen am 13.07.2023 statt. Neun weitere Individuen haben zwischen 14.07. und 12.08.2023 den Landgang vollzogen, drei Jungtiere starben. Am 29.08.2023 waren immer noch mindestens zwei Kaulquappen in gutem Zustand (Stadium 30) im Wasser. Diese Jungtiere wuchsen nicht so gut, vielleicht wegen der Hitze des Sommers (Philippe Gaucher, persönliche Mitteilung).

H. carlesvilai: ♂♂ bewachen Gelege mit 27–32 Eiern auf der Blattunterseite (Castro-viejo-Fisher et al. 2009, Cisneros-Heredia et al. 2010).

H. chirripoi: ♂♂ bewachen Gelege mit 53–80 Eiern an der Blattunterseite, Brutpflege auch tagsüber (Kubicki 2004, Guayasamin et al. 2020).

H. colymbiphyllum: Gelege enthalten normalerweise 50 Eier (Maximum 75; Savage 2002).

H. diana: Gelegeumfang von 31–68 Eiern (Kubicki et al. 2015).

H. durantii: Gelege mit 20–29 weiß-grünen Eiern, Gelegegröße 2 x 2,0–3,2 cm, kreisförmig angeordnet (Señaris & Ayarzagüena 2005).

Hyalinobatrachium esmeralda: Gelege mit ca. 35–45 Eiern (Ruiz-Carranza & Lynch 1998).

H. fragile: Gelege mit 20–25 Eiern.

H. guairarepanensis: Gelege mit 20–26 Eiern (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. iaspidiense: Gelege mit 22 Eiern (La Marca & Señaris 2004).

H. ibama: Gelege mit 12–19 blasscremefarben bis grünlichen Embryonen (Ruiz-Carranza & Lynch 1998) bzw. Eimassen, die jeweils zwischen 15 und 25 cremegelbe Eier enthielten. Von den gefangenen ♂♂ hüteten etwa 90 % ein oder zwei Eimassen. Im Freiland konnte nicht nur die ausschließliche Betreuung durch die ♂♂ sowohl tagsüber als auch nachts beobachtet werden, sondern in den Fällen, in denen zwei Gelege vorhanden waren (n=7), konnte auch beobachtet werden, dass das ♂ auf dem jüngsten Gelege saß (Rada et al. 2007).

H. kawense: ♀♀ setzen Gelege mit bis zu 33 Eiern auf der Blattunterseite ab (Castro-viejo-Fisher et al. 2011). Bei Abholzungsarbeiten im natürlichen Lebensraum wurde

	2020 ein Gelege mit 29 frisch abgelegten Eiern gesammelt, aus welchem die Larven nach einer Zeit von 9–10 Tagen schlüpften. Die ersten Frösche beendeten die Metamorphose nach lediglich 50–58 Tagen, wobei nur neun Kaulquappen bis zu diesem Zeitpunkt übrig waren. Die Jungtiere wurden zwei Monate lang aufgezogen, bis auch diese Tiere verschwanden. Im Folgejahr wurde ein weiteres Gelege mit 19 Eiern am 09.01.2021 abgelegt und an Ort und Stelle belassen. Ein Teil schlüpfte am 18.01.2021 im Bach (acht Individuen), der Rest am 19.01.2021 (11 Individuen). Im Jahr 2023 wurde am 28.02.2023 ein weiteres Gelege mit 23 Kaulquappen gefunden, aus dem die Larven vermutlich am 06.03.2023 schlüpften. Die erste beobachtete Metamorphose fand am 01.05.2023 nach nur 55 Tagen statt. Die folgenden 17 Individuen metamorphosierten zwischen dem 02. und 19.05.2023. Mindestens zwei weitere Individuen wurden außerhalb des Wassers, von Ameisen getötet aufgefunden. Die letzten drei Kaulquappen waren nicht mehr nachweisbar (Philippe Gaucher, persönliche Mitteilung). <i>H. mashpi</i>: Untersuchte Gelege enthielten 31–34 Eier (n=3; Guayasamin et al. 2022). <i>H. mondolfii</i>: Gelege mit 25–32 grünlich weißen Eiern, die in einer einzigen ovalen Schicht (ca. 30 x 15 mm Fläche) abgelegt wurden (Señaris & Ayarzagüena 2001). <i>H. muiraquitana</i>: Gelege mit 11 Eiern in einem Nest aus Gallerte (Oliveira & Hernández-Ruz 2017). <i>H. orientale</i>: Im Mittlere Gelegegrößen umfassten 14–36 Eier (Nokhbatolfoghahai et al. 2015). <i>H. pallidum</i>: Gelege mit 20–33 Eiern (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>H. talamancae</i>: Die Gelege bestehen aus 20–30 Eiern, welche im Zentrum des Blattes auf der Unterseite abgelegt sind. Die Gelege sind gattungstypisch als einschichtige Gelege (Monolayer) mit umgebender Gallerte aufgebaut. Die Eier sind anfangs grünlich weiß und verfärben sich während der Entwicklung blassrosa bis bräunlich (Kubicki 2006). <i>H. tatayoi</i>: Gelege enthalten 20–35 grünlich weiße Eier (Mendoza-Henao et al. 2020). <i>H. taylori</i>: Gelege mit 26–38 kleinen und blassgrünen Eiern (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>H. tricolor</i>: Gelege mit 22 Eiern (n=2; Castroviejo-Fisher et al. 2011). <i>H. valerioi</i>: Ein Gelege enthält 22–40 grünliche Eier (Vockenhuber et al. 2009, Kubicki 2007, Guayasamin et al. 2020). <i>H. viridissimum</i>: Gelege bestehen aus 22–23 blassgrünen bis cremefarbenen Eiern in einschichtigen Gelegen (Mendoza-Henao et al. 2020).
Eigröße / Larvengröße beim Schlupf	<i>H. aureoguttatum</i>: Schwarz gepunktete Larven befanden sich beim Schlupf im Gosner-Stadium 25 (Valencia-Aguilar et al. 2012). <i>H. colymbiphyllum</i>: Eidurchmesser ca. 1,5 mm (ohne Gallerte; Savage 2002). <i>H. durantii</i>: Eier mit einem Durchmesser von 1 mm (bei der Eiablage) bzw. 4–5 mm (entwickelt), durchsichtig mit hellgrünen Embryonen (Señaris & Ayarzagüena 2005). <i>H. orientale</i>: Im Mittlere Eidurchmesser 1,86 mm (Nokhbatolfoghahai et al. 2015, Lehtinen & Georgiadis 2012). <i>H. valerioi</i>: Die Eidurchmesser sind mit 2 mm Durchmesser angegeben, mit Gallert-hülle sind es 3–4 mm (T. Eisenberg, eigene Messungen).
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamorphose	<i>H. aureoguttatum</i>: Die Larven schlüpfen während oder nach starken Regenfällen nach im Mittel 17,1 Tagen. Schlupferfolg möglicherweise aufgrund permanenter Bewachung hoch (96,5 % Schlupfrate [bei <i>H. valerioi</i> – auch mit permanenter 24-h-Bewachung – 50,4 %, bei <i>H. fleischmanni</i> – nur nachts mit Bewachung – 32 %]; Valencia-Aguilar et al. 2012). <i>H. chirripoi</i>: ♂♂ betreuen die Gelege für 2–3 Wochen bis zum Schlupf (Valencia-Aguilar et al. 2021). <i>H. ibama</i>: Während der ex-situ-Entwicklung betrug die Schlupfzeit der Kaulquappen etwa 20 Tage, die Larven begannen erst eine Woche nach dem Schlupf mit der Nah-

rungsaufnahme und ernährten sich in dieser Zeit von dem noch im Körper befindlichen Dotter. Es dauerte mehr als fünf Monate vom Schlupf bis zur Metamorphose (Rada et al. 2007).

H. orientale: Die Embryonalsterblichkeit scheint im Jahresverlauf zu variieren, wobei die meisten Schädigungen während der Regenzeit auftraten (Lehtinen & Green 2019).

H. talamancae: Die Larven schlüpfen nach 15 Tagen (Kubicki 2006).

H. valerioi: Unter Freilandbedingungen schlüpfen die Kaulquappen nach $13,9 \pm 8,6$ Tagen aus den Gelegen und fallen in das darunterliegende Gewässer, um dort die Entwicklung zu vollenden. Allerdings ist inzwischen auch bekannt, dass Glasfrösche unterschiedlicher Gattungen den Schlupf aus dem Gelege bei Prädation beschleunigen, bei Trockenheit dagegen um mehr als die doppelte minimal erforderliche Entwicklungszeit verzögern können (Vockenhuber et al. 2008, Vockenhuber et al. 2009).

Angaben zu den Larven

H. aureoguttatum: Die Beschreibung erfolgt an einer Larve im Stadium 35 (Gosner 1960). Gesamtlänge 34,0 mm, Körperlänge 10,4 mm, Schwanzlänge 24,5 mm, Körper langgestreckt, leicht oval, breiter (4,5 mm) als hoch (3,1 mm), Maulregion von dorsal und lateral abgerundet, Seitenlinienorgan unauffällig, Augen dorsal, Spirakulum kurz und linksgerichtet, große anteroventrale Mundscheibe, randständige (ventral und lateral) gesägte Papillen, Oberkieferscheide in M-Form, Unterkieferscheide in U-Form, LTRF (labial tooth row formula – Formel für die Labialzahnreihe) 2(2)/3 Zahnreihen, A1/A2 mit 259 und 110 Zähnen, P1/P2/P3 mit 158, 206 und 206 Zähnen, vordere Körperhälfte grau, hintere Körperhälfte und Schwanz rot (Ibáñez et al. 1999, Teran-Valdez et al. 2009).

H. cappellei: Beschreibungen der Larven finden sich bei Myers & Donnelly (1997) als *H. crurifasciatum*, bei Noonan & Bonett (2003) als *H. igniocus* und bei Señaris & Ayarzagüena (2005).

H. chiripoi: Larve beim Schlupf blassbräunlich rot, Schlupf im Gosner-Stadium 25–26, ungewöhnliches Muster auf dem Rücken: zwei Reihen braun pigmentierter, spinnenetzartiger Flecken ziehen über den gesamten Körper, welche sich an der Maulspitze zu einem Halbkreis treffen, eine weitere Reihe pigmentierter Flecken reicht dorsal über die Schwanzmuskulatur, Körper, Kiemen und Herz rot, Schwanz cremefarben bis gelb, ab Gosner-Stadium 25–41 starkes Längenwachstum, sodass diese Art die längsten bekannten Larven der Centrolenidae aufweist, Mundscheibe ausgebuchtet, bis auf eine dorsale Lücke von einer einzelnen Zahnreihe mit 45 Marginalpapillen begrenzt (LTRF 2(2)/3), Ränder der beiden Kieferscheiden eingefasst von vielen engstehenden Zähnen (Hoffmann 2010a, Guayasamin et al. 2020).

H. colymbiphyllum: Die Larven sind klein und messen im Gosner-Stadium 25 nur 9,5 mm. Der Körper ist länglich, der Schwanz ist lang mit auslaufender Spitze, Flossensäume transparent. Dorsalfärbung schokoladenbraun, Unterseite heller (rötlich), Schwanzmuskulatur mit dunklen Flecken. Der Mund liegt ventral mit einer vollständigen Mundscheibe, Hornschnabel und 2/3 Zahnreihen mit vielen Zähnen vorhanden, Unterschnabel fein gezahnt, um die Mundscheibe herum befindet sich mit Ausnahme des oberen Teils eine einzelne Reihe von Papillen (Savage 2002, Jaramillo et al. 1997).

H. durantii: kleine, dorsolateral gelegene Augen, kleine, abgerundete, anterolateral gerichtete Nasenlöcher, Schwanzmuskulatur erreicht nicht das distale Ende des Schwanzes, distales Ende des Schwanzes abgerundet; schmale Schwanzflossensäume, der obere so breit wie der untere, Rückenflossensaum beginnt nach der Verbindung zwischen Körper und Schwanz, ventraler Saum am Körper (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. fleischmanni: Beschreibungen der Larve finden sich bei Savage (2002), Hoffmann (2010a) und Salazar-Nicholls & Pino (2014) bzw. s. unter *H. viridissimum*.

H. ibama: Körper hellgrau mit einem weißen oder cremefarbenen Schwanz, dorsale, laterale und ventrale Körperoberflächen durchscheinend mit einigen verstreuten grauen Flecken und Melanophoren-Ansammlungen auf dem Rostrum und dem Körper; ventral ist der Darm braun bis grün durchscheinend, Herz durch die Körperwand hindurch sichtbar und von dünner Schicht von weißlichen Iridophoren bedeckt, Körper langgestreckt und eingedrückt, etwas breiter als hoch, Augen mittelgroß, dorsal angeordnet, Nasenlöcher sehr klein, anterodorsal und viel näher am Ende des Rostrums als

am Auge, Schwanz lang und robust, mit einem abgerundeten distalen Ende, seine Länge beträgt das 2,34-fache der Körperlänge, Rückenflossensaum erreicht seine größte Höhe kurz hinter der Schwanzmitte und entspringt an der Basis der Schwanzmuskulatur, Ursprung des Bauchflossensaums an der Kloake, Mundscheibe klein, anteroventral positioniert, von einer Reihe kleiner Randpapillen begrenzt, die zu den Seiten und zum hinteren Bereich hin leicht stumpf und kleiner werdend sind. Im Gosner-Stadium 24 weißliche Körperfarbe, Augen sind als schwarze Punkte kaum zu erkennen, Trennung seitlich am Körper: zum Rücken hin grau und zum Bauch und Schwanz hin durchscheinend, Ventralansicht durchscheinend, Herz sichtbar (rote Farbe). In den ersten Entwicklungsmonaten gibt es keine starke Größenzunahme, aber die Augen werden ab Stadium 29 (12 Wochen) deutlicher sichtbar; einen Monat später ist das Herz bei einigen Larven der jüngeren Stadien immer noch sichtbar und rot, aber die weiter entwickelten Larven (etwa Gosner-Stadium 36) besitzen weiße Iridophoren im Perikard, ein konstantes und typisches Merkmal der Frösche nach der Metamorphose. Fünf Monate später (Gosner-Stadium 41) ändern die Larven ihre Färbung und nehmen einen intensiveren weißen Farbton an. Kopfform verändert sich von einer runden zu einer stumpfen Form, Augen bereits gut entwickelt mit horizontaler Pupille, Nasenlöcher deutlich erkennbar, der Körper wird breiter, und die Vorderbeine sind unter der Haut zu erkennen (Rada et al. 2007).

H. orientale: Kaulquappen im Gosner-Stadium 25 hatten eine Länge von ca. 11 mm, waren leuchtend grün und durchsichtig mit Dottersackresten. Sie konnten, wenn sie über Land geschlüpft waren, durch hochschnellende Bewegungen Distanzen von bis zu 40 cm überbrücken (Lehtinen & Georgiadis 2012).

H. tatayoi: Angaben zu Embryonalentwicklung und Larve finden sich unter *H. viridissimum*.

H. taylori: Beschreibung der Kaulquappe anhand Gosner-Stadium 25 (n=9) aus einem Gelege an der Quebrada de Jaspe, in 5 m Höhe über dem Wasser gesammelt: Körperlänge 3,06–3,32 mm, Schwanzlänge 6,44–7,63 mm, Körperhöhe 1,25–1,56 mm, Körperbreite 1,88–2,13 mm, abgeflacht kugelförmiger Körper von dorsal, oval in Seitenansicht, kleine, dorsal gelegene Augen, Spirakulum im letzten linken Körperdrittel und nach hintenweisend (Señaris & Ayarzagüena 2005).

H. valerioi: Beim Schlupf ist die Larve 12 mm lang, sie hat oberseits und auf dem Schwanz braune Flecken, die Flossen sind durchsichtig, die Unterseite ist leuchtend rot. Langgezogener Körper und Schwanz, Körper leicht abgeflacht, Schwanzflossensaum klein, Schwanzspitze abgerundet, vollständige Mundscheibe mit Schnabel und 2/3 Zähnchen-Reihen, Rand des unteren Schnabels fein gesägt, eine einzelne Reihe Papillen am lateralen und ventralen Rand der Mundscheibe (Savage 2002).

H. viridissimum: Zwei sechs Tage alte Larven wiesen Körperlängen von 3,1 und 3,4 mm bei Gesamtlängen von 10,5 und 11,2 mm auf. Zehn acht Tage alte Larven hatten 3,1–3,8 mm Körperlängen und 10,4–12,6 mm Gesamtlängen. Weitere Beschreibung einer dieser Larven: von dorsal ovaler Kopf und Körper, größte Breite am mittleren Körper, Zahnreihen 2/2, zweite obere Reihe nur lateral ausgeprägt, eine Reihe relativ großer Papillen um die Mundöffnung, oberer Hornschnabel beschreibt einen breiten Bogen, unterer Schnabel prominenter mit engerem Bogen. Im Vergleich mit etwa gleich großen Larven von *H. fleischmanni* aus Costa Rica folgende Unterschiede: *H. fleischmanni* zeigt von lateral betrachtet eine stumpfere Maulregion, die nach ventral geneigt ist, weiterhin drei gut entwickelte untere Zahnreihen, Oberschnabel nach medial gerichtet. Drei blassgrüne Metamorphlinge mit kleinem Schwanzrest hatten KRL von 11,6, 12,3 und 12,5 mm (Duellman & Tulecke 1960).

Haltung und Nachzucht *Hyalinobatrachium aureoguttatum*, *H. fleischmanni* und *H. valerioi* B/B–C

Hyalinobatrachium aureoguttatum: Haltung **B** Nachzucht **C**,

H. fleischmanni und *H. valerioi*: Haltung **B** Nachzucht **B**.

Alle weiteren Arten *Hyalinobatrachium* spp. **X**, da bisher nicht in Menschenobhut gelangt. Haltung- und Zuchtparameter vermutlich bei vielen Arten ähnlich.

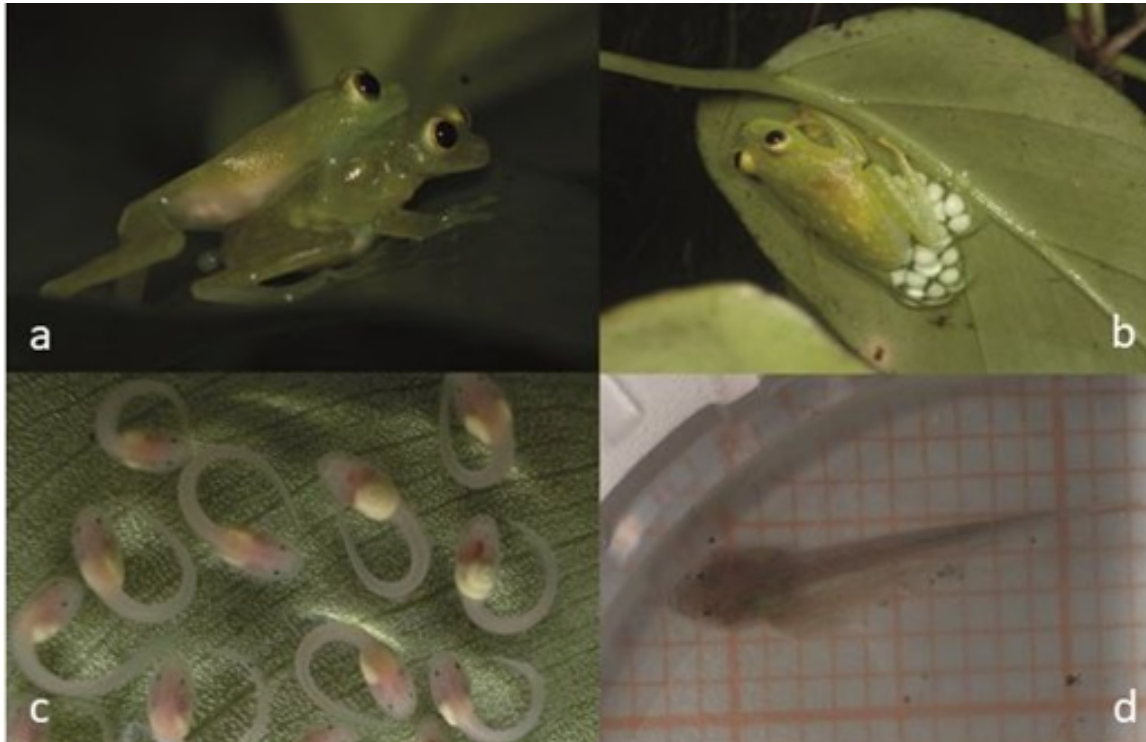


Abb. 49: Nachzucht von *Hyalinobatrachium fleischmanni*

- a Paarung. Beachte die durch die seitliche Bauchwand des Weibchens sichtbaren Eier (R. Stuster)
- b ♂ mit Gelege (T. Eisenberg)
- c schlupffreife Kaulquappen (T. Eisenberg)
- d frisch geschlüpfte Kaulquappe. Man beachte das Myzel von *Saprolegnia* sp. an der Spirakulum-Öffnung, das den späteren Tod der Larven aus diesem Gelege verursacht hat (T. Eisenberg).



Abb. 50: Nachzucht von *Hyalinobatrachium valerioi*

- a Brutpflege betreibendes ♂ im natürlichen Habitat nahe Sueño Azul, Horquetas, Costa Rica. Beachte ein ebenfalls betreutes zweites Gelege in fortgeschrittener Entwicklung am linken Bildrand (T. Eisenberg)
- b Kaulquappen am Futter (T. Eisenberg)
- c Jungtier in Metamorphose (M. Weber)
- d Jungfrösche (T. Eisenberg).

Thema	Angaben aus den Befragungen zu <i>Hyalinobatrachium</i> spp.
Haltungsansprüche und Haltungsbedingungen der Adulti und Jungfrösche, technischer und zeitlicher Aufwand	Im natürlichen Lebensraum in Costa Rica betrugen die Tagestemperaturen nach Redbond et al. (2019) im Oktober–Februar 23–24 °C (nachts bis zu 17 °C), im März–April 24–26 °C. Die automatische Beregnung pausierte zwischen Dezember–März als Simulation einer Trockenzeit (nur zweimaliges Sprühen von Hand), im März wurde dreimal täglich für 30 s gesprüht, im April 60 s. Das Sprühwasser wurde mit lokal gesammeltem Regenwasser bereitgestellt, und die Luftfeuchtigkeit wurde durch den Einsatz eines Verneblungssystems über zwei Düsen im Vivarium erhöht, die von einer automatischen Zeitschaltuhr gesteuert wurden und eine einstellbare Vernebelungsdauer ermöglichten. Das Wasser hatte eine Temperatur von 19–23 °C und folgende Parameter: pH 6,8–7, KH: 3–6 °d (Karbonathärte) und GH: 8 °d (Redbond et al. 2019). Angaben zu den Haltungsbedingungen der Zuchttiere wurden wie folgt gemacht: <i>H. aureoguttatum</i>: – Geschlechterverhältnis: 1,3 5,2 6,4. – Luft- und Wassertemperatur (°C): 20–25 23 20–28, Wasserteil jeweils nicht extra beheizt, teilweise nicht vorhanden. – Luftfeuchtigkeit (rel. %): 70–100 (n=3). – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: LED-Lichtbalken (n=3) kein UV-Anteil (n=3) Tageslichtlänge 12–14 h (n=3). – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 40 x 60 x 60 60 x 70 x 70 70 x 50 x

100 cm.

- Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche (%): 0–100 (oft als Wassergraben, bei Beregnung komplette Bodenfläche flutbar).
- Bodensubstrat: Filterschwamm, Pinienrinde, Laub | Bodenmatte | kein Substrat, zusätzlich einzelne faustgroße moosbewachsene Flusskieselsteine.
- Einrichtung/Bepflanzung: *Philodendron* (n=3), daneben auch andere tropische Pflanzen wie Anthurien, *Monstera* spp., Vanille, Bromelien (*Neoregelia* sp.), diverse Ranken, welche entweder epiphytisch auf Kork-, Kokos-, Baumfarnplatten oder Hygrolon®-Gaze oder in Töpfen wachsen.
- Wassertiefe (cm): 0–4 (n=3).
- Anzahl Tiere pro Behälter: 4–10.
- Futter/Fütterungsintervalle: 2x/Woche (n=3).
- Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): ja, aber nicht spezifiziert | Repashy Calcium plus | Ranarium Rana Vit, Dendrocare.
- Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: keine (n=3).

H. fleischmanni:

- Geschlechterverhältnis meist mit mehr ♂♂ als ♀♀ (17,2 | 3,0 | 6,4 | k. A.).
- Luft- und Wassertemperatur (°C): 20–28 | 25–29 tagsüber, 21–24 nachts | 22 | 23, Wasserteil jeweils nicht extra beheizt, teilweise nicht vorhanden.
- Luftfeuchtigkeit (rel. %): 70–100 (n=4).
- Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: LED-Lichtbalken (n=3) oder Leuchtstofflampen (n=2), mit UV-Anteil (n=1), Tageslichtlänge 12–13 h (n=3) bzw. 6,5 h.
- Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 30 x 20 x 20 (Labor) | 40 x 60 x 60 | 60 x 70 x 70 | 50 x 60 x 120 cm.
- Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche (%): 0–100 (oft als Wassergraben, bei Beregnung komplette Bodenfläche flutbar).
- Bodensubstrat: organisch (Kies, Baumfarn, Blätter, Moos) | anorganisch (Bodenmatte) | kein Substrat, aber zusätzlich einzelne faustgroße moosbewachsene Flusskieselsteine | Zellstoff.
- Einrichtung/Bepflanzung: *Philodendron* (n=4), daneben auch andere tropische Pflanzen wie Anthurien, *Monstera* spp., Vanille, Bromelien (*Neoregelia* sp.), diverse Ranken, welche entweder epiphytisch auf Kork-, Kokos-, Baumfarnplatten oder Hygrolon®-Gaze oder in Töpfen wachsen.
- Wassertiefe (cm): 0–4 (n=2) | 15 cm (n=2).
- Anzahl Tiere pro Behälter: 3–19.
- Futter/Fütterungsintervalle: jede Nacht | 2x/Woche (n=3).
- Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): ja, aber nicht spezifiziert (n=2) | Kalzium, Omega-3-Fettsäuren, Vitamine | Repashy Calcium plus.
- Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: keine (n=4).

H. valerioi:

- Geschlechterverhältnis: 1,0,3 (n=2) | 1,1 | 2,1 | 3,1 | 4,4 | 2,5,3 | 2,1 | 2,5 | 1,1,1 | 6,4 | k. A.
- Luft- und Wassertemperatur (°C): 23–27, nachts bis 19 | 23,5–29, Wassertemperatur 24–26 | ca. 20–26 (Nacht/Tag; Wasser 23–25) | 23–25 (Nacht/Tag; Wasser 22–24) | 25–28 | 19–23 (maximal 27) | 19–29 | 24 | Sommer tagsüber 22–27, nachts 20–24, Winter tagsüber 22–26, nachts 18–21 | 18–28 | 20–28.
- Luftfeuchtigkeit (rel. %): 70–100 (n=8) | 50–70 (Trockenzeit) bis 100 (Beregnung) | 50–75 | 60 tags, 90–100 nachts | k. A.
- Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: LED-Lichtbalken (n=4) | Leuchtstofflampen (n=4) | mit UV-Anteil (n=2), Tageslichtlänge 12–14 h (n=10) | Beleuchtung in Jahreszeitenrhythmus | k. A.
- Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 30 x 30 x 50 | 30 x 50 x 50 | 40 x 60 x 60 | 45 x 45 x 60 | 50 x 50 x 50 (n=3) | 60 x 40 x 80 | 60 x 45 x 90 | 60 x 50 x 80 | 70 x

30 x 70 cm | k. A.

– Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche (%): 0–100 (oft als Wassergraben, bei Beregnung komplette Bodenfläche flutbar, Wasserteil nicht immer vorhanden; n=10) | k. A. (n=2).

– Bodensubstrat: Korkplatten mit Trinkwasser-geeigneter Beschichtung auf Polystyrolplatten | beflockter Hartschaum | grobkörnige Kokosfasern gemischt mit feiner Kokosfaser, Torfmoos und Rinde. Gute Drainage für gleichmäßige Bewässerung. Diese Mischung eignet sich möglicherweise nicht für die Fütterung von Insekten wie z. B. Grillen, da diese sich im Substrat verstecken | Schaumstoff-Filtergewebe (10 ppi, Geotextilgewebe, Magnolienblattstreu, also keine Erde) | Epiweb, das während der Beregnung untergetaucht ist | Pinienrinde | Schaumstoff | kein Substrat, zusätzlich einzelne faustgroße moosbewachsene Flusskieselsteine (n=4) | k. A.

– Einrichtung/Bepflanzung: *Philodendron* (n=9), daneben auch andere tropische Pflanzen wie Moose, Farne, Anthurien, *Monstera* spp., Vanille, Bromelien (*Neoregelia* sp.), diverse Ranken, welche entweder epiphytisch auf Kork-, Kokos-, Baumfarnplatten oder Hygrolon®-Gaze oder in Töpfen wachsen | Rückwand und Seitenwände aus Kork-Isolierpaneel, Manzanita-Holz, unechten Felsen am Boden; Pflanzen: *Anthurium forgetti*, *Philodendron chinchamayense*, *Neoregelia* sp., *Campyloneurum angustifolium*, Cyclanthaceae, *Philodendron verrucosum*, *Philodendron chinchamayense*, *Gesneria reticulata* | k. A.

– Wassertiefe (cm): 0–4 (n=6) | 5–20 (n=3) | k. A. (n=3).

– Anzahl Tiere pro Behälter: 3–10 | k. A. (n=4).

– Futter/Fütterungsintervalle: Drosophila, Blattläuse, Ofenfischchen, Steppengrillen 2x/Woche (n=3) | 3x/Woche (n=4) | 4–5x/Woche (n=3) | 30 % 5–6 mm aufgewertete Grillen („gut-loaded“ mit Fleischfresser-Fischfutter-Pellets, getränkt in Mandelmilch, mit Spirulina beklebt), 40 % *Drosophila hydei*, 10 % *Drosophila melanogaster*, 10 % Erbsenblattläuse, 10 % Springschwänze | k. A. (n=2).

– Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): ja, aber nicht spezifiziert (n=4) | Repashy Calcium plus bei jeder Fütterung, 1–2x/Monat Nekton Rep | Repashy Vit A einmal alle 2 Wochen | Repashy Calcium plus bei jeder Fütterung, Repashy Vit A einmal monatlich | zweimal pro Woche Repashy Supervit, einmal monatlich Repashy Vit A. | Herpetal Amphib | Drosophila-Fütterung mit Multivitamin, Vitamin A, Sepia | k. A. (n=2).

– Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: keine (n=7) | Blätter mit Gelegen werden (selten) gegen andere ♂♂ verteidigt (n=3) | k. A. (n=2).

Lebenserwartung in Haltung

Maximalalter der gehaltenen Tiere:

H. aureoguttatum: 6 Jahre | k. A. (n=2).

H. fleischmanni: 6 Jahre | k. A. (n=3).

H. valerioi: 2 | 5–8 | 6–7 (n=3) | 8 | k. A. (n=6).

Auslöser (Trigger) für die Fortpflanzung

H. aureoguttatum:

Auslöser (Reize) für Reproduktion (z. B. Änderungen Temperatur und/oder Luftfeuchtigkeit oder anderer Umgebungsvariablen, technische Vorrichtungen, tierpflegerische Handlungen): Regenkammer (temperiert auf ca. 22–25 °C) | sehr starke Beregnung

Erste Nachzucht (NZ) im Jahr: 2019 | 2023

Häufigkeit der NZ seither: 10x | k. A. (n=2).

Wo werden die Eier abgelegt (Blätter/Scheiben/Gegenstände)? Blätter (n=2).

Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? *Philodendron*, Blattunterseiten (n=2).

Wie ist das Gelege strukturiert? Einzelne Eier, einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): Monolayer (n=2).

Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: 1 (n=2).

Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): 2–8 | k. A. (n=2).

Anzahl der Eier/Gelege (Min.–Max.): ca. 20–40 | 11–49 (n=6).

H. fleischmanni:

Auslöser (Reize) für Reproduktion: Regenkammer (temperiert auf 28 °C), 2 x 4 h Dauerberegnung, ein ♀ hat während eines Sommergewitters ein Gelege abgesetzt/starke pulsatile Beregnung nur über die Beregnungsanlage (z. B. alle 15–30 min Regen für 30 s über mehrere Tage mittels Easy Timer-Intervallsteuerung (Fa. Lucky Reptile) oder WLAN-fähiger Relais (Shelly Plug).

Erste Nachzucht (NZ) im Jahr: 2016 | 2020.

Häufigkeit der NZ seither: 3x | > 10x.

Wo werden die Eier abgelegt (Blätter/Scheiben/Gegenstände)? Blätter (n=2) | Scheiben.

Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? *Philodendron*, *Monstera*, Blattunterseiten (n=2).

Wie ist das Gelege strukturiert? Einzelne Eier, einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): Monolayer (n=2) | aneinander, nicht überlappende, aber im Verbund liegende Eier (Monolayer); das Gelege nimmt während der Inkubation an Volumen zu und kann sich dann etwas kugelförmig von der Blattfläche ablösen.

Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: 1 (n=2).

Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): 1–2 | 4–6 (vermutlich auch deutlich mehr).

Anzahl der Eier/Gelege (Min.–Max.): 17–24 (n=3) | 26–34 (n=3).

H. valerioi:

Auslöser (Reize) für Reproduktion: regelmäßige spontane Abgabe von Gelegen (n=3) | etwas feuchtere Haltung, mehr Regen oder Umlaufpumpe (n=3) | Die Laichperiode beginnt jedes Jahr ohne Änderung irgendwelcher Parameter im Spätherbst und reicht bis ca. März | höhere Beregnungsintensität und leicht erhöhte Temperaturen im Frühling (n=2) | Grundnahrung: Vitamine und Mineralien, die auf die Fruchtfliegen gestreut werden, Algenpulver (Spirulina, Chlorella und Salzwasseralgen), das mit ca. 5–10 Volumenprozent Kalzium vermischt wird. Aufgewertete „gut-loaded“ Fruchtfliegen mit aktivierter Bäckerhefe bei jeder Fütterung | 8 s Besprühen alle 15 min ab 20–2 Uhr, höhere Raumtemperatur +/-24 °C, Fütterung kleiner Grillen mit Spirulina & Repashy Bug Burger, Filter (Beregnung) schaltet sich nachts von 22–4 Uhr ein (erstes Gelege nach 2 Wochen mit installiertem Filter); Futterinsekten mit Vitamin A-Zusatz einmal im Monat | k. A. (n=2).

Erste Nachzucht (NZ) im Jahr: 2012 | 2013 | 2016 (n=2) | 2017 | 2019 | 2022 | 2023 (n=3).

Häufigkeit der NZ seither: 1–5x (n=4) | 6–10x (n=3) | > 30x | > 100x | k. A. (n=3).

Wo werden die Eier abgelegt (Blätter/Scheiben/Gegenstände)? Blätter (n=10) | Scheiben (n=3) | Blumentopf | k. A. (n=2).

Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? *Philodendron*, *Monstera*, *Calathea*, *Anthurium*, Blattunterseiten (n=10) | k. A. (n=2).

Wie ist das Gelege strukturiert? Einzelne Eier, einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): Monolayer (n=8) | (gelegentlich) mehrschichtiges, komplexes Gelege (n=3) | k. A. (n=2).

Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: 1 (n=9) | k. A. (n=3).

Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): 1 (n=2) | ca. 3 | 4–5 | 4–6 | 5–8 | 5–10 | 0–12 | k. A. (n=4).

Anzahl der Eier/Gelege (Min.–Max.): 10–30 | 10–35 | 15–25 | 15–39 | 25–30 (n=4) | 20–40 | k. A. (n=3).

Anzahl der befruchteten Eier pro Gelege (Min.–Max.)

H. aureoguttatum: 10–20 | meist > 95 %.

H. fleischmanni: bis zu 100 %, einzelne Eier nicht befruchtet | 25–30 | meist > 95 %.

H. valerioi: niedrig (0) | 10–20 | 0–35 | 20–40 | 0–100 % | 80–90 % | meist > 95 % (n=2) | k. A. (n=4)

Anzahl der geschlüpften Embryonen pro Gelege (Min.–Max.)	<i>H. aureoguttatum</i>: 5–15 i. d. R. > 95 %. <i>H. fleischmanni</i>: keine 18–23 > 95 %. <i>H. valerioi</i>: 0 0–10 0–35 20–40 0–100 % 80–90 % (n=2) meist > 95 % k. A. (n=4).
Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier)	Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier) oder < 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %: <i>H. aureoguttatum</i>: < 25 % i. d. R. > 95 %. <i>H. fleischmanni</i>: 0 ~50 > 75 %. <i>H. valerioi</i>: 50 % (n=2) > 75 % (n=2) 80 % > 90 % 0–100 % k. A. (n=5).
Größe Jungfrösche (frisch metamorphosiert; Min.–Max. [in mm])	<i>H. aureoguttatum</i>: ca. 10 mm k. A. (n=2). Frisch metamorphosierte Jungfrösche zeigen eine grüne Grundfarbe ohne gelbe Dorsalflecken (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten). <i>H. fleischmanni</i>: ca. 10 mm k. A. (n=3). <i>H. valerioi</i>: 4–7 (n=2) 8–12 (n=3) > 12–16 mm (n=2) k. A. (n=5).
Anzahl der metamorphosierten Jungfrösche pro Jahr	<i>H. aureoguttatum</i>: 4 0–60. <i>H. fleischmanni</i>: 0–60 k. A. (n=3). <i>H. valerioi</i>: ca. 14 0–50 20–50 60–80 200–300 k. A. (n=7).
Anzahl der Aufzuchtverluste bis zum 3. Monat	<i>H. aureoguttatum</i>: < 1 % k. A. (n=2). <i>H. fleischmanni</i>: < 1 % k. A. (n=3). <i>H. valerioi</i>: gering (0–15 %; n=3) 0–60 % ca. 95 % k. A. (n=7) Im Gegensatz zu o.a. Prädatoren werden Fraßschäden durch Schnecken nicht immer erkannt und abgewehrt (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).
Haltungsbedingungen (Larven) / Technische Anforderungen an die Larvenaufzucht	Für die Aufzucht der Larven haben sich Wasserbehälter mit Pflanzen- und Algenbewuchs bewährt. Die Entwicklungszeit der Kaulquappen bei Wassertemperaturen von 23–25 °C liegt zwischen fünf und sieben Monaten (Kubicki 2007, Redbond et al. 2019). Einzelne Nachzügler, die mitunter deutlich länger brauchen als ein Jahr, sind keine Seltenheit (Eisenberg in prep., Papenfuss & Eisenberg in prep.). Eine Belüftung mit Membranpumpen verhindert eine Kahlhautbildung und reichert das Wasser mit Sauerstoff an. Beim Einsatz eines Filters muss die anfangs winzige Larvengröße berücksichtigt werden, weshalb sich einfache Luftheber-Filter bewährt haben. Obwohl die Larven permanent in Bewegung sind und sämtliche Oberflächen abweiden, sieht man sie selten aktiv fressen. Larven können mit Algenaufwuchs, überbrühtem Salat, feinstem Fischfutter (Repashy Super Green oder Superpig (Repashy Ventures Inc, Ocean-side, CA)) oder Futtergelen ernährt werden. Im Gegensatz zu vielen anderen Gattungen der Familie Centrolenidae sind Larven der Gattung <i>Hyalinobatrachium</i> auf Futter auf Pflanzenbasis angewiesen. Man kann ihren Ernährungszustand gut am prall gefüllten, dunkel gefärbten Darmkegel durch die Haut verfolgen. Kleine Frösche können zuerst in kleinen Aufzuchtbehältern untergebracht und mit steigendem Wachstum in größere Terrarien umgesetzt werden (Eisenberg in prep., Papenfuss & Eisenberg in prep.). Redbond et al. (2019) beschreiben Eiablage und männliche Brutpflege bei einem Gelege von <i>H. valerioi</i> sowie die Aufzucht der Larven im Terrarium: Gelegegröße 28 Eier, erster Schlupf der Larven nach 15 Tagen, Schlupfrate 26/28, Befruchtungsrate 27/28, Aufzuchtbehälter 15 x 20 x 13 cm mit 3 L abgestandenem Leitungswasser mit Sprudelstein, später 28 L mit Filter (nur 15/26 noch vorhanden), stellenweise mit Kies, Sand, und Eichenblättern als Bodengrund, bei welchem sich die Larven in das Substrat eingraben konnten, Wassertemperatur 22–28 °C (meist 25–28 °C), wöchentlicher Wasserwechsel 25 %, regelmäßige Bestimmung der Wasserwerte: Nitrit ($\geq 0,3$ mg/l), Nitrat (≤ 100 mg/l) und Ammoniak (unter Nachweisgrenze), pH: 6.8–7, KH: 3–6°, GH: 8°, 1. Metamorphose nach 147 Tagen nach Schlupf. <i>H. aureoguttatum</i>: Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven in mm: 10–11 k. A. (n=2).

Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max.): 5 | 7–8 Monate.
Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf): k. A. (n=3).

- Wassertemperatur: 20–25 | 20–28.
- Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: keine Beleuchtung (Tageslicht) | 50 W LED-Strip (12 h) und Tageslicht.
- Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 30 x 20 x 20 | 50 x 13 x 29.
- Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: Lavagranulat oder gar kein Bodengrund, Tonziegel und -blumentöpfe als Verstecke, Javamoos | Lavagranulat verschiedene Körnung, Laub, Flussskiesel.
- Wassertiefe: 18/20 cm.
- Anzahl Tiere pro Behälter: 10–30.
- Filter (Art, Leistung): Luftheber-Schwammfilter/Nano Eckfilter, 2W.
- besondere Anforderungen (z. B. Wasserwerte): keine (n=3).
- Futter der Larven: Spinat, Repashy Fischfutter Super Green (herbivor!) | Futtertabletten für karnivore und herbivore Fische, gekochte Pilze, Spinat, Salat.
- Frequenz der Wasserwechsel: 50–80 % 1x/Woche | 90 % 1x/Woche.
- Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): 90 % Umkehrosmose (RO)-Wasser: 100 % Leitungswasser | 100 % Leitungswasser.

H. fleischmanni:

Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven in mm: 10–12 | 12–13.

Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max.): 4–6 Monate | k. A. (n=3).

Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf): k. A. (n=3).

- Wassertemperatur: 19–22 | 25 | 20–28.
- Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: keine Beleuchtung (Streulicht) | 50 W LED-Strip (12 h) und Tageslicht/UV-Licht für 6,5 h.
- Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 30 x 20 x 20 | 40 x 30 x 30 | 50 x 13 x 29.
- Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: Lavagranulat oder gar kein Bodengrund, Tonziegel und -blumentöpfe als Verstecke, Javamoos (n=2) | 1 cm gereinigter Kies.
- Wassertiefe: 15 | 18 | 20 cm
- Anzahl Tiere pro Behälter: 18–100
- Filter (Art, Leistung): Luftheber-Schwammfilter (n=3).
- besondere Anforderungen (z. B. Wasserwerte): keine (n=2) | Wasser mit gelöstem Sauerstoff über 6 mg/l.
- Futter der Larven: Spinat, Repashy Fischfutter Super Green (herbivor!) | verschiedene Fischfutter, Spirulinatabletten (n=2).
- Frequenz der Wasserwechsel: alle 2–4 d/90 % | 1x/Woche | alle 3–4 Wochen.
- Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): 100 % Regenwasser | 100 % Leitungswasser | 100 % Bachwasser (Labor).

H. valerioi:

Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven in mm: < 7 (n=3) | 10 | 11–13 (n=2) | k. A. (n=6).

Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max.): 3–7 | 4 | 4–6 | ca. 5 | 5–11 | 5–12 Monate | k. A. (n=6).

Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf): Der Paarungserfolg stellte sich bald nach der Übernahme der Tiere ein. Mit der Aufzucht der Kaulquappen gab es anfangs keine Erfolge, doch nach Umstellung von Futter, Substrat und Wasserwechsel funktioniert es seitdem deutlich besser (noch keine Langzeit-Erfahrung) | Letztes Jahr haben 4 ♀♀ Eier gelegt, aber die Rufe der ♂♂ waren nicht zu hören. Nach der Installation des Filters sind die

	♂♂ die ganze Nacht über zu hören k. A. (n=9). – Wassertemperatur: 20–24 20–29 (n=2) 22–28 23–25 26 28 k. A. (n=5). – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: keine Beleuchtung (Tageslicht/Streulicht; n=3) LED-Strip (12 h; n=3) k. A. (n=6). – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 12 x 20 x 6 20 x 30 x 20 25 x 40 x 12,5 40 x 20 x 20 40 x 25 x 25 60 x 30 x 30 71 x 15 x 15 40 L pro 30 Larven k. A. (n=2). – Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: Lavagranulat oder gar kein Bodengrund, Tonziegel und -blumentöpfe als Verstecke, Javamoos (n=4) Sand, Laub, Flusskiesel (n=3) k. A. (n=5). – Wassertiefe: 4 6–7 12–18 cm (n=6) k. A. (n=5). – Anzahl Tiere pro Behälter: 10–15 20 24–30 30 50 (n=2) 100 k. A. (n=5). – Filter (Art, Leistung): kein Filter (n=2) Luftheber-Schwammfilter (n=4) kleiner Innenfilter k. A. (n=5). – besondere Anforderungen (z. B. Wasserwerte): keine (n=3) ca. 8° dH/pH, GH Nitrat (wie oben dargestellt) angesäuert mit Huminsäuren k. A. (n=6). – Futter der Larven: Spinat, Repashy Fischfutter Super Green (herbivor!; n=2) Algen, Detritus, Repashy Super Green SeraMicron Nature, Aufzuchtfutter anfangs Algen Spirulina, später Crusta Gran (Dennerle), Aquatic Frog & Tadpole Food (Zoomed) feinstes Fischflockenfutter, zerstoßene Welstabletten und natürlicher Algenbewuchs im Becken verschiedene Allein-Fischfutter, getrocknete Wasserflöhe Fischfutter auf Algenbasis mit einigen Fischbestandteilen k. A. (n=4). – Frequenz der Wasserwechsel: bei den kleinen Larven fast täglich, danach alle 1–2 Wochen 30–50 % 1–3x/Woche (n=4) 1x/Monat je nach Bedarf, um die oben genannten Wasser-Parameter aufrechtzuerhalten, Vermeidung von raschen pH-Wert-Änderungen k. A. (n=5). – Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): 50 % Umkehrosmose (RO)-Wasser: 50 % Leitungswasser 100 % Leitungswasser (n=3) Gemisch aus RO- und angesäuertem (eingelegtes Eichenlaub) abgestandenem Leitungswasser 50 % Leitungswasser: 50 % destilliertes Wasser Leitungswasser RO-Wasser 1:1 (ca. 7 °dH; n=2) k. A. (n=4).
Anzahl bzw. Prozentsatz der Nachzuchten, die adult bzw. geschlechtsreif werden	<i>H. aureoguttatum</i>: 99 % k. A. (n=2). <i>H. fleischmanni</i>: 99 % k. A. (n=3). <i>H. valerioi</i>: ca. 5 % 40–100 % > 80 % 99 % 100 % nicht zu bewerten, da sämtliche Nachzuchten subadult abgegeben wurden (n=2) k. A. (n=5).
Alter / Größe bei Erreichen der Geschlechtsreife	<i>H. aureoguttatum</i>: 12–18 Monate k. A. (n=2). <i>H. fleischmanni</i>: 12 Monate k. A. (n=3). <i>H. valerioi</i>: ab einer KRL von 15 mm ab einer KRL von 23 mm nach 7–8 Monaten (n=2) ca. nach einem Jahr bei ♂♂ und eineinhalb Jahren bei ♀♀ k. A. (n=7)
Anzeichen für das Erreichen der Geschlechtsreife	<i>H. aureoguttatum</i>: ventral sichtbare Eierstöcke und Samenleiter k. A. (n=2). <i>H. fleischmanni</i>: Rufe, ventral sichtbare Eierstöcke (Samenleiter bei dieser Art schlecht zu erkennen) Rufe k. A. (n=2). <i>H. valerioi</i>: ventral sichtbare Eier Wachstum abgeschlossen, Eibildung bei ♀♀ und Rufe bei ♂♂ (n=2) Rufe, Samenleiter, Ovarien (n=2) k. A. (n=7).
Geschlechterverhältnis der Nachzuchten (♂♂:♀♀)	<i>H. aureoguttatum</i>: ~1:1 k. A. (n=2). <i>H. fleischmanni</i>: ~1:1 k. A. (n=3). <i>H. valerioi</i>: ~1:1 ~40 % ♂♂ ~60 % ♂♂ 3,1 k. A. (n=8).
Hinweise auf Missbildungen oder Krankheiten	<i>H. aureoguttatum</i>: keine k. A. (n=2). <i>H. fleischmanni</i>: keine k. A. (n=3). <i>H. valerioi</i>: keine (n=6) missgebildete Vorderbeine (mit Bewegungseinschränkung) in geringem Ausmaß bzw. nur beim ersten Gelege (n=2) k. A. (n=4).
Sterblichkeit der	Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose (< 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %)

Larven bis zur Metamorphose	oder geschätzt: hoch/niedrig: <i>H. aureoguttatum</i>: niedrig k. A. (n=2) <i>H. fleischmanni</i>: 100 % normalerweise gering, bei einzelnen Zuchtgruppen schlüpfen die Larven, entwickelten jedoch eine Pilzinfektion (Saprolegniasis) des Spirakulums und starben nach kurzer Zeit, daher 0–100 % k. A. (n=2). <i>H. valerioi</i>: niedrig (0–15 %; n=4) 25–50 % (n=2) > 75 % 0–100 % k. A. (n=4).
Sterblichkeit in den ersten Lebensmonaten / -jahren nach Metamorphose	<i>H. aureoguttatum</i>: < 1 % k. A. (n=2). <i>H. fleischmanni</i>: < 1 % k. A. (n=3). <i>H. valerioi</i>: niedrig (< 1 %; n=2) 15 % 0–60 % ca. 95 % k. A. (n=7).
Routinemäßige Untersuchung auf Amphibienkrankheiten und Parasiten	<i>H. aureoguttatum</i>: nein (n=3). <i>H. fleischmanni</i>: nein (n=4). <i>H. valerioi</i>: jährlich <i>Bd</i>-Untersuchung mittels qPCR jährliche Parasitenkontrolle (n=2) nein (n=6) k. A. (n=3).
Quarantäne (Art und Umfang)	<i>H. aureoguttatum</i>: nein (n=1) ja, für 4–6 Monate (n=2). <i>H. fleischmanni</i>: nein (n=1) ja, für 1 Monat (n=1) für 4–6 Monate (n=2). <i>H. valerioi</i>: nein (n=2) ja, aber nicht konkretisiert (n=1) für mindestens 1 Monat (n=2) für mindestens 1,5–2 Monate (n=4) für mindestens 4–6 Monate k. A. (n=3)¹⁴.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	<i>H. aureoguttatum</i>: Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht: mittlerer bis hoher Schwierigkeitsgrad (im Vergleich zu anderen Glasfröschen) benötigen Heimchen oder Grillen, Ofenfische, Bohnenkäfer, Fütterung nur mit Fliegen führt zur Abmagerung. Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung: selten (n=3). Persönliche Einschätzung zur Schwierigkeit der Zucht in Haltung: mittlerer bis hoher Schwierigkeitsgrad Haltung unproblematisch, Zucht nicht ganz leicht auslösbar, selten spontane Eiablagen, daher intensive Beregnung (s. Biotopangaben) erforderlich. Weitere Anmerkungen: Haltung von ein bis zwei Pärchen deutlich weniger produktiv als in größerer Gruppe (10 Individuen). <i>H. fleischmanni</i>: Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht: mittlerer Schwierigkeitsgrad (im Vergleich zu anderen Glasfröschen) benötigen Heimchen oder Grillen, Ofenfische, Bohnenkäfer, Fütterung nur mit Fliegen führt zur Abmagerung. Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung: wenig gehalten selten in UK, häufiger nur nach Importen, die von hohen Verlusten begleitet sind mittlere Häufigkeit (im Vergleich zu anderen Glasfröschen). Persönliche Einschätzung zur Schwierigkeit der Zucht in Haltung: Haltung unproblematisch, (kontinuierliche) Zucht: mittleres Schwierigkeitslevel. Weitere Anmerkungen: In einer Haltung hohe Sterberate bei eingerichtetem Becken, bessere Überlebenschance nach Neugestaltung (Regenwasser) Das Terrarium muss

¹⁴ Hierfür eignen sich kleinere, steril eingerichtete Terrarien (z. B. 40 x 45 x 38 cm mit 15 x 45 cm Lüftung aus Drahtgaze) mit Rank- oder Topfpflanzen (*Philodendron hederaceum*, *Spathiphyllum cochlearispathum*). Als Bodengrund werden entweder der einfache Glasboden (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten) oder eine Unterlage aus wöchentlich gewechseltem Zellstoff verwendet. Als Wasserreservoir dienen ein Wassergraben mit Überlauf (Eisenberg in prep., Papenfuss & Eisenberg in prep.) bzw. abgestandenes (chlorfreies), täglich frisch gewechseltes Leitungswasser in Schalen (Redbond et al. 2019). Die Quarantäne sollte mindestens 8 Wochen bis zu 6 Monate betragen.

täglich gereinigt werden, bei Kaulquappen ist es wichtig, das Wasser jedes Mal zu wechseln, wenn es trübe ist. Es ist auch wichtig, spezielle Lampen mit UVA- und UVB-Licht zu verwenden. Außerdem muss das Terrarium alle zwei Tage gereinigt (Labor) | Die Suche nach ♀♀ gestaltet sich sehr schwierig.

H. valerioi:

Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht: Schwierigkeiten bei der Gewährleistung optimaler Wachstumsbedingungen für die Pflanzen (hohe Luftfeuchtigkeit führt zum Verfaulen der Pflanzen), Individuen sind nachtaktiv, sorgen dafür, dass Kaulquappen nach dem Schlüpfen ins Wasser fallen, Reinigung der Becken, Fütterung mit Insekten | viele Verluste (Entwicklung der Gelege, Aufzucht der kleinen Larven) | Die Haltung der adulten Tiere ist relativ einfach. Die Schwierigkeit bei der Zucht ist, das Verpilzen des Laichs zu verhindern. Es wurde die Erfahrung gemacht, dass zu tiefe Nachttemperaturen zur Verpilzung führen. Deshalb entferne ich das Blatt mit dem Gelege und überführe es in eine Heimchendose mit 5 mm Wasser mit Quappentee (Erlenzapfen). Das Gelege wird mehrfach täglich für einige Minuten in das Wasser gelegt, damit die Gallerte immer vollgesaugt bleibt. Danach wird das Blatt so befestigt, dass das Gelege nicht im Wasser liegt. Die Dose wird in einen Inkubator mit 27–28 °C gestellt. Die Schlupfrate ist seitdem deutlich höher | Manchmal hohe Sterblichkeitsrate bei den Jungtieren, vor allem, wenn sie sehr klein sind und ich nicht genügend Babygrillen fressen. Nicht alle kleinen Tiere nehmen Springschwänze an. Sie scheinen empfindlich auf Hitze und schmutzige Umgebung zu reagieren | Keine Schwierigkeiten bei der Haltung, aber die Zucht ist etwas schwieriger | sehr robuste Art, keine der vorgenannten Probleme beim Verfasser | k. A. (n=5).

Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung: der am häufigsten gehaltene und nachgezüchtete Glasfrosch in Menschenobhut (n=5) | selten | Tierverluste durch (I) zu feuchte Umgebung, (II) Mangel an Hygiene und (III) unzureichend gutes Futter (d. h. Fütterung hauptsächlich mit Fruchtfliegen) | k. A. (n=5).

Persönliche Einschätzung zur Schwierigkeit der Zucht in Haltung: schwieriger als andere Anurenarten (z. B. Pfeilgiftfrösche) | Wenn man erst einmal ein Grundprogramm/Protokoll erstellt hat, sind sie leicht zu halten. Es hilft auch, ist aber nicht essentiell, wenn vorherige Erfahrung mit der Haltung kleinerer Frösche bei erhöhter Luftfeuchtigkeit besteht | für Anfänger gut geeignet, obwohl es nur wenig (einen?) publizierte Haltungsberichte gibt | (sehr) einfach (n=3) | mittlere Schwierigkeit (n=2) | höhere Schwierigkeit | k. A. (n=2).

Weitere Anmerkungen: Larvenaufzucht mit Filter, Steinen, Algen sowie Ausstiegshilfen aus Holz für Landgang/Belüftung notwendig | Die Aufzucht erfolgt in einem 10 L Glasaquarium ohne Bodengrund bei ca. 27 °C. Eine Filterung erfolgt nicht, da die Gefahr besteht, dass die winzigen Larven vom Filter angesaugt werden | Eine gute Qualität des Futters ist unerlässlich, aber die Art ist im Allgemeinen leicht zu halten | Wasserparameter bei null bis minimalem Ammoniak, minimalem Nitrit und Nitraten unter 20 ppm halten, Gesamthärte bei 3 bis maximal 4°, pH 6,5–6,8 (Toleranzbereich 6–7,5), möglichst stabiler pH-Wert ohne große Veränderungen | k. A. (n=6).

Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos

H. aureoguttatum: selten (n=3); ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt 45 Einträge als Halter von *H. aureoguttatum* an, die allesamt in Zoos in den USA gemeldet sind. Allerdings deuten lediglich 17 Einträge auf noch lebende Individuen hin (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).

H. fleischmanni: häufig (n=10); ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt 24 Einträge als Halter von *H. fleischmanni* an, die in Zoos in den USA, Taiwans, Japans und Belgiens gemeldet sind. Allerdings deuten lediglich 12 Einträge auf noch lebende Individuen hin (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).

H. valerioi: häufig (n=10); ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt 44 Einträge als Halter von *H. valerioi* an, die in Zoos in den USA und Kanadas gemeldet sind. Allerdings deuten lediglich 14 Einträge auf noch lebende Individuen hin (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).

Vermehrung in

H. aureoguttatum: ja (n=1), nein (n=2)

Menschenobhut bis zur F2-Generation	<i>H. fleischmanni</i> : ja (n=1), nein (n=3) <i>H. valerioi</i> : ja (n=5), nein (n=7).
Kommerzielle Nachzucht	<i>H. aureoguttatum</i> : nein (n=3) <i>H. fleischmanni</i> : nein (n=4) <i>H. valerioi</i> : nein (n=12).
Befragungen	<i>H. aureoguttatum</i>: Drei Teilnehmer beteiligten sich an der Umfrage zu <i>H. aureoguttatum</i>, alle sind Privathalter. Alle Teilnehmer waren sich aufgrund eigener Kenntnisse und in Zusammenarbeit mit anderen Spezialisten sehr sicher, dass die Art korrekt bestimmt ist. Alle Haltungen wiesen die gepflegten Tiere als Nachzuchten aus. Die Dauern der Haltung betrugen bisher drei, fünf und sechs Jahre, alle Haltungen sind noch aktuell und werden fortgeführt. Alle Halter gaben an, Nachzuchterfolge anzustreben, was jeweils ein bis zwei Jahre nach Beginn der Haltung zumindest zwei Haltern auch gelang. Ein Halter gab die Häufigkeit der Nachzucht mit insgesamt über zehn Gelegen an. <i>H. fleischmanni</i>: Vier Teilnehmer*innen beteiligten sich an der Umfrage zu <i>H. fleischmanni</i>. Drei von ihnen gaben an, Privathalter zu sein, eine Teilnehmerin aus Costa Rica hielt die Frösche zu Forschungszwecken im Labor an der dortigen Universidad Nacional (UNA). Vier Teilnehmer*innen waren sich sicher oder sehr sicher, dass die Art korrekt bestimmt ist, wobei die Artbestimmung meist in Zusammenarbeit mit anderen Spezialisten / aufgrund eigener Kenntnisse und der neuesten Literatur / aufgrund der Herkunft der Tiere oder aufgrund des bekannten Fundorts der Tiere oder der Elterntiere vorgenommen wurde. Die Hälfte der Halter wiesen die gehaltenen Tiere als Nachzuchten aus, zweimal handelte es sich um Wildfänge. Die längste Haltung wurde mit kleineren Unterbrechungen über bislang 16 Jahre dokumentiert, die drei anderen Haltungen existieren seit sieben, vier und zwei Jahren. Zwei Halter gaben an, Nachzuchterfolge anzustreben und hatten das bereits einige Male geschafft, bei einem Halter wurden nur ♂♂ gepflegt, und die zu Forschungszwecken gehaltenen Tiere dienten nicht der Weiterzucht. <i>H. valerioi</i>: Zwölf Teilnehmer*innen beteiligten sich an der Umfrage zu <i>H. valerioi</i>. Alle bis auf einen gaben an, Privathalter zu sein, ein Teilnehmer nahm aus dem Bereich zoologische Institution teil. Alle Teilnehmer*innen waren sich sehr sicher, dass die Art korrekt bestimmt ist, wobei die Artbestimmung meist in Zusammenarbeit mit dem Händler / mit anderen Spezialisten / aufgrund eigener Kenntnisse und der neuesten Literatur / aufgrund der Herkunft der Tiere oder aufgrund des bekannten Fundorts der Tiere oder der Elterntiere vorgenommen wurde. Sämtliche Halter wiesen die gehaltenen Tiere als Nachzuchten aus. Die längste Haltung wurde kontinuierlich über bislang 16 Jahre dokumentiert, von den übrigen Haltungen existieren vier weitere mit einer Erfahrung von über acht bis zu zwölf Jahren. Korrespondierend verblieben sieben Haltungen mit einer Erfahrung zwischen einem bis zu fünf Jahren. Zehn Halter hatten bereits erfolgreiche Versuche zur Nachzucht unternommen, die übrigen beiden Haltungen bestanden erst seit 2023 und damit zu kurz.

Ikakogi Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Ikakogi ispacue</i>	Rada, Dias, Pérez-González, Anganoy-Criollo, Rueda-Solano, Pinto-E., Mejía Quintero et al., 2019			Nein

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Ikakogi tayrona</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1991)		Magdalena Giant Glass Frog	Nein

Abb. 51: *Ikakogi tayrona*

- a adulter Frosch (R. Stuster)
- b San Lorenzo, Kolumbien (A. Plewnia)
- c Unterseite; beachte die hellen Samenleiter beim Männchen (links) und die durch die Haut sichtbaren Eier beim weiblichen Tier (rechts) (A. Plewnia)
- d Eier mit kleinen Larven (A. Plewnia).

Morphologie und Taxonomie

Die Gattungsbezeichnung *Ikakogi* setzt sich aus dem indigenen Wort „Ika“ (oder „Ijka“) und dem Kogi-Volk, Nachfahren der Tayrona, zusammen, welche das Gebiet der Sierra Nevada de Santa Marta in Kolumbien bewohnen. Dieses Gebirge gilt als isoliert und älter als die Anden.

In der umfassenden Revision der Familie der Glasfrösche wurde die Gattung *Ikakogi* neu beschrieben, jedoch als phylogenetisch basale Linie mit unsicherer Stellung („incertae sedis“) und komplementär (Schwesterntaxa zu sämtlichen anderen Vertretern der Centrolenidae, also phylogenetisch eigenständig neben den Unterfamilien Hyalinobatrachinae und Centroleninae (Guayasamin et al. 2009)). Der Status bleibt durch weitere genetische Analysen noch genauer zu klären. Die Gattung beinhaltet zum gegenwärtigen Zeitpunkt zwei Arten, diese

zeichnen sich durch folgende Merkmale aus: (1) Der Oberarmknochen (Humerus) trägt auffällige Haken bzw. Dorne, sowie eine – im Vergleich zu anderen Centrolenidae – extrem vergrößerte Knochenleiste (Crista medialis) über den gesamten Knochen, (2) weiße Knochen im Leben, (3) ventrales parietales Peritoneum vorne weiß, hinten transparent, (4) hepatisches und viszerale Peritoneum transparent. Markante Humerusdorne (die knöcherne Crista ventralis erweitert sich zu einem auffälligen hakenförmigen Stachel) bei ♂♂ gibt es ansonsten nur noch bei Spezies der Gattungen *Centrolene* und *Espadarana*, weniger ausgeprägt bei *Chimerella mariaelenae*, *Nymphargus grandisonae*, *Vitreorana gorzulae*, ganz verborgen bei *Sachatamia ilex* und nicht vorhanden bei *Celsiella*, *Hyalinobatrachium* und den meisten *Nymphargus* spp. Darüber hinaus führen – einzigartig unter den Glasfröschen – bei beiden Spezies die ♀♀ die Brutpflege bis zum Schlupf der Larven aus, indem sie die Gelege befeuchten und bewachen. Ablageorte für die Gelege können dabei sowohl Blattober- als auch -unterseiten sein (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b, Guayasamin et al. 2008a, Guayasamin et al. 2009).

Die beiden Arten dieser Gruppe können anhand morphologischer Merkmale nicht voneinander, jedoch gegenüber anderen Gattungen unterschieden werden (obwohl eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung empfohlen wird):

Ikakogi ispacue: großer Glasfrosch mit leuchtend grüner Dorsalfärbung und einigen sehr kleinen schwarzen Punkten und Gelbanteilen auf Beinen und um die Zehen, Flanken creme-gelb mit kleiner Reihe weißer, lackiert aussehender Punkte, glatte Rückenhaut, Ventralseite inkl. Gliedmaßen blassgrün bis cremeweiß, drüsenreiche Haut auf Bauch- und Beckenseite, schlanke Gliedmaßen, KRL ♂♂ 28,7–30,2 mm, ♀ 29,5–30,6 mm, Kopf breiter als lang, Maulregion von dorsal rund, von lateral trunziert, Augen groß (ca. 3,5 mm), Tympanum nicht sichtbar, parietales Peritoneum transparent, Knochen hauptsächlich weiß, Teile davon hellgrün, große subgulare Schallblase und Humerusdorne bei ♂♂. Ähnliche Art (auf Basis von Unterschieden in Genetik, Bioakustik und Larvalmorphologie; Adulti morphologisch nicht unterscheidbar), denn das Art-Epithet bedeutet in der indigenen Sprache Kogi „Zwilling von“: *I. tayrona* (Rada et al. 2019).

Ikakogi tayrona: s. *I. ispacue*, KRL ♂♂ 28,2–30,6 mm, ♀ 28,2–30,6 mm (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b, Guayasamin et al. 2008a, 2009).

Verbreitung und Lebensraum

Ikakogi ispacue: Nachweise vom Río San Salvador nahe Palomino, Wimangaga, Dibulla, Guajira in der nördlichen Sierra Nevada de Santa Marta und im Stromgebiet des Río Tapias nahe Riohacha, Monte Cheturrycuak, sitio La Cueva, Dibulla, Guajira, Kolumbien (950 m ü. NN). Lebensraum in subtropischen Wäldern in der Nähe kleiner Bäche, Adulti werden auf Blättern in 1–2 m Höhe über dem Boden gefunden (Rada et al. 2019).

Ikakogi tayrona: nördlicher Teil der Sierra Nevada de Santa Marta, Serranía San Lorenzo, Magdalena, Santa Marta, Kolumbien (700–2.500 m ü. NN). Lebensraum: auf Vegetation entlang von Bächen in feuchten Galeriewäldern in ungefähr 2–3 m Höhe über dem Boden (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Ikakogi ispacue: nicht gelistet

Ikakogi tayrona: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 02 August 2016)

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschlichen Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UVB-Strahlung zu nennen.

Ikakogi ispacue: bislang keine Listung durch die IUCN und keine Berücksichtigung in der roten Liste Kolumbiens.

Ikakogi tayrona: aufgrund seines überschaubar großen Verbreitungsgebiets und infolge Habitatverlusten (Landwirtschaft, Waldrodung, Wasserverschmutzung) sowie eines abnehmenden Populationstrends als gefährdet eingestuft (Pérez-González, Castañeda-Bonilla & Rueda-Solano (2018).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Ikakogi</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Alle Arten: ♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase, Wolff'sche Gänge meist auf Ventralseite erkennbar (vgl. Abb. 1B in Rada et al. 2019), Brunftschwielen dorsomedial am Finger I mehr oder weniger stark ausgeprägt. ♀♀ betreiben Brutpflege und bewachen das Gelege.
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>I. ispacue</i> : ♂♂ rufen von Blattoberseiten in niedriger Höhe entlang von Bächen, der Ruf besteht aus einem einzelnen, kurzen hochfrequenten Triller mit 11–20 Pulsen, Dominanzfrequenz 2.928–3.273 Hz (Rada et al. 2019). <i>I. tayrona</i> : der Anzeigeruf besteht aus 3–4 ungepulsten Noten und ist mit 269 ± 31 (203–316) ms etwas länger als bei <i>I. ispacue</i> , Dominanzfrequenz 2.650–2.870 Hz (Vargas-Salinas et al. 2015, Rada et al. 2019).
Paarung und Eiablagestellen	Beide Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche. <i>I. ispacue</i> : ♀♀ legen ihre Eier auf Blattober- und -unterseiten über dem Wasser. ♀♀ führen die Brutpflege durch, indem sie die Gelege versorgen und bewachen. <i>I. tayrona</i> : Brutpflege nachts und manchmal auch tagsüber durch ♀♀ (permanenter Kontakt, „Brutverhalten“, bei welchem die Eier durch Ruhephasen sowie Rotations- und Pendelbewegungen angefeuchtet und oxygeniert werden und einer Dotterschichtung entgegengewirkt wird), die eine höhere Risikotoleranz verglichen mit ♂♂ zeigen, vom Gelege entfernte und in 50 m wieder ausgesetzte ♀♀ kehrten nicht zu ihren Gelegen zurück, ♂♂ verteidigen zwar ihre Territorien, nicht aber die Gelege, mehrere Gelege suggerieren mehr als ein Gelege pro Fortpflanzungssaison pro ♀♀ (Valencia & Delia 2016).
Fortpflanzungssaison	Beide Arten: Gelege wurden in der Zeit von April bis Oktober untersucht (Rada et al. 2019).
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>I. ispacue</i> : Gelege enthalten 44–62 hellcremefarbene bis grünliche Eier in durchsichtiger Gallerte, die sich mit fortschreitender Entwicklung der Embryonen nach rötlich bis pinkfarben verfärben. Das Gelege nimmt eine ringförmige Struktur an, weil sich im Zentrum weniger Gallerte und keine Eier befinden (Rada et al. 2019).
Eigröße / Larvengröße beim Schlupf	Unbekannt.
Entwicklungsdauer von der Eiablage	<i>I. tayrona</i> : Entwicklungsdauer von Eiablage bis zum Schlupf: 16–18 Tage (Valencia & Delia 2016).

bis zur Metamorphose

Angaben zu den Larven:

I. ispacue: Larvenkörper von dorsal betrachtet langgestreckt und elliptisch, von lateral ist der Körper elliptisch und abgeflacht, im Gosner-Stadium 25 Gesamtlänge von 36,4 mm, Körperlänge 10,7 mm. Augen und Nasenlöcher nach dorsal gerichtet, Körper erreicht die größte Breite in der Mitte, wo das kurze, linksgerichtete Spirakulum mündet. Körperfärbung rötlich bis pinkfarben mit einigen gräulichen Punkten, besonders zwischen den Augen, bräunlicher Längsstreifen in der Mittellinie, Schwanzflossen transparent. Die Mundscheibe nimmt 47,6 % der Körperbreite ein und wird von einer einzelnen Reihe mit 64 randständigen Papillen begrenzt, keine submarginalen Papillen. Kieferscheiden gesägt und keratinisiert sowie ohne „M“-förmige Ausprägung gebogen. Die Larven finden sich inmitten von Laub und Sand in kleinen Pools in Ufernähe. Durch die langen und lateral komprimierten Köpfe der Larven, das Schädeldach und vorne gelegene starke Knorpelanteile sowie das Fehlen von Lungen sind diese in der Lage zum Eingraben, eine Anpassung an ihre fossoriale Lebensweise im Bach (Rada et al. 2019).

I. tayrona: Umfangreiche Messungen und Variabilität der Larven, Postmetamorphe/Jungfrösche messen 13,9 mm KRL (Rada et al. 2019).

Haltung und Nachzucht **X**

Zu den Arten der Gattung *Ikakogi* liegen keine Informationen aus der Haltung vor.

Nymphargus Cisneros-Heredia & McDiarmid, 2007

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Nymphargus anomalus</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Napo Cochran Frog, Anomalous Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus armatus</i>	(Lynch & Ruíz-Carranza, 1996)			Nein
<i>Nymphargus balionotus</i>	(Duellman, 1981)		Mindo Glassfrog, Mindo Cochran Frog, Mottled Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus bejaranoi</i>	(Cannatella, 1980)		Bolivian Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus buenaventura</i>	(Cisneros-Heredia & Yáñez-Muñoz, 2007)		Buenaventura Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus cariticommatus</i>	(Wild, 1994)		Unadorned Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus caucanus</i>	Rada, Ospina-Sarria & Guayasamin, 2017			Nein
<i>Nymphargus chami</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1995a)			Nein
<i>Nymphargus chancas</i>	(Duellman & Schulte, 1993)		Perú Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus cochranae</i>	(Goin, 1961)		Cochran Frog, Cochran's Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus colomai</i>	Guayasamin & Hutter 2020)		Coloma's Glass Frog	Nein
<i>Nymphargus cristinae</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1995a)			Nein
<i>Nymphargus garciae</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1995b)		García's Glassfrog Rana de cristal de Garcia	Nein
<i>Nymphargus grandisonae</i>	(Cochran & Goin, 1970)		Giant Glass Frog, Red-spotted Glassfrog, Measles' Glassfrog, Grandison's Glassfrog Rana de cristal sarampiona	Nein
<i>Nymphargus griffithsi</i>	(Goin, 1961)		Ecuador Cochran Frog, Pepper Glassfrog, Griffith's Glassfrog Rana de cristal de Ecuador	Nein
<i>Nymphargus humboldti</i>	Guayasamin, Cisneros-Heredia, McDiarmid & Hutter, 2020		Humboldt's Glassfrog	Nein

<i>Nymphargus ignotus</i>	(Lynch, 1990)		Lynch's Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus lasgralarias</i>	Hutter & Guayasamin, 2012		Las Gralarias Glass-frog Rana de cristal de Las Gralarias	Nein
<i>Nymphargus laurae</i>	Cisneros-Heredia & McDiarmid, 2007		Laura's Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus lindae</i>	Guayasamin 2020		Linda's Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus luminosus</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1995)			Nein
<i>Nymphargus luteopunctatus</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1996b)			Nein
<i>Nymphargus manduriacu</i>	Guayasamin, Cisneros-Heredia, Vieira, Kohn, Gavilanes, Lynch, Hamilton & Maynard, 2019b		Manduriacu Glass-frog	Nein
<i>Nymphargus mariae</i>	(Duellman & Toft, 1979)		María's Glassfrog, Maria's Giant Glass Frog	Nein
<i>Nymphargus megacheirus</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Santa Rosa Cochran Frog, Large-handed Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus megistus</i>	(Rivero, 1985)		Urrao Cochran Frog, Greater Andean Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus mixomaculatus</i>	(Guayasamin, Lehr, Rodríguez & Aguilar, 2006)			Nein
<i>Nymphargus nephelophila</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1991b)		Florencia Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus ocellatus</i>	(Boulenger, 1918)		Spotted Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus oreonympha</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1991b)		Caqueta Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus phenax</i>	(Cannatella & Duellman, 1982)		Tutumbaro Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus pijao</i>	Montilla, Arcila-Pérez, Toro-Gómez, Vargas-Salinas & Rada, 2023		Pijaos' Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus pluvialis</i>	(Cannatella & Duellman, 1982)		Pistipata Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus posadae</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1995a)		Posada's Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus prasinus</i>	(Duellman, 1981)		Río Calima Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus rosada</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1997)			Nein
<i>Nymphargus ruizi</i>	(Lynch, 1993)		Ruiz's Cochran Frog	Nein

<i>Nymphargus siren</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Río Coca Cochran Frog, Siren Glassfrog Rana de cristal del río Coca	Nein
<i>Nymphargus spilotus</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1997)			Nein
<i>Nymphargus sucre</i>	Guayasamin, 2013		Sucre's Glassfrog	Nein
<i>Nymphargus truebae</i>	(Duellman, 1976)		Trueb's Cochran Frog	Nein
<i>Nymphargus vicenteruedai</i>	Velásquez-Álvarez, Rada, Sánchez-Pacheco & Acosta-Galvis, 2007			Nein
<i>Nymphargus wileyi</i>	(Guayasamin, Bustamante, Almeida-Reinoso & Funk, 2006b)		Wiley's Glassfrog	Nein



Abb. 52: *Nymphargus*-Arten

- a *N. anomalus* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001141)
- b *N. balionotus* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001143)
- c *N. cariticommatu*s (A. Plewnia)
- d *N. megacheirus* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001173)
- e *N. ocellatus* (J. Köhler).

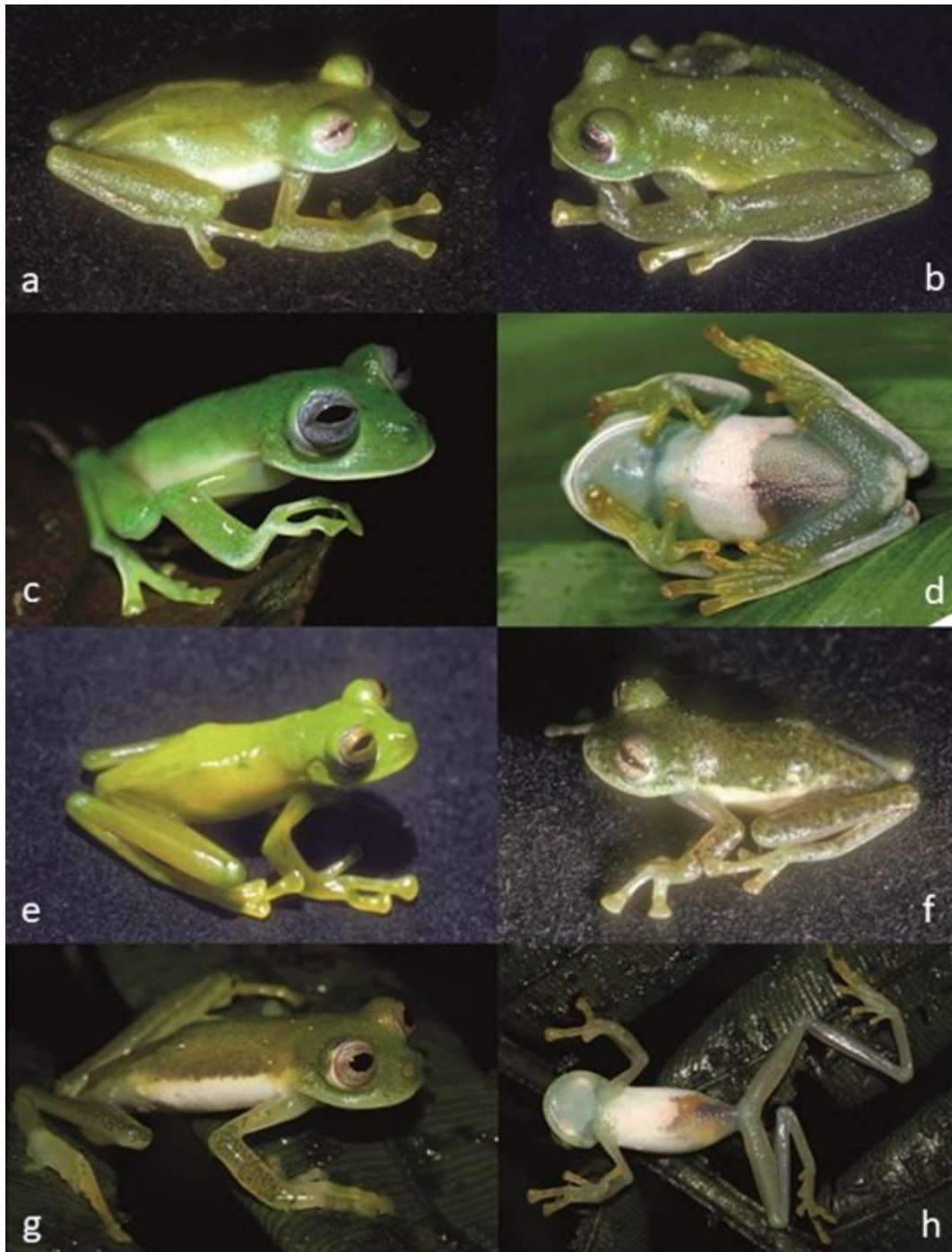


Abb. 53: *Nymphargus*-Arten II

- a *N. phenax* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001177)
- b *N. pluvialis* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 00181)
- c *Nymphargus* aff. *posadae*, Oberseite (A. Plewnia)
- d *N. posadae*, Unterseite (C. Koch)
- e *N. prasinus* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001185)
- f *N. truebae* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001201)
- g *N. siren*, Oberseite (A. Sanchez Vialas)
- h *N. siren*, Unterseite (A. Sanchez Vialas).

Morphologie und Taxonomie

Der Gattungsname *Nymphargus* setzt sich aus dem griechischen „nýmphe“ in Anspielung auf die Nymphen, und „argus“ in Anspielung auf den mythologischen Griechen Argus, Neffe der Nympe Io, ein Riese mit hundert Augen, die zu den Ocelli im Schwanz des Pfaus wurden, zusammen. Der Name spielt auf die Ozellen an, die auf dem Rücken von mindestens fünf Arten der Gattung (*N. anomalus*, *N. cochranæ*, *N. ignotus*, *N. lauræ* und *N. ocellatus*) zu finden sind (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007). In phylogenetischer Hinsicht spiegelt die Gattung die Klade der nächsten gemeinsamen Verwandten der Art *Nymphargus (Cochranella) cochranæ* und *Nymphargus (Centrolenella) bejaranoi* wider. Die Schwesterngattung ist *Centrolene*.

Vertreter der Gattung *Nymphargus* können anhand folgender Merkmale unterschieden werden: (1) reduzierte Spannhäute der äußeren Finger III und IV, (2) keine Haken bzw. Humerusdorne am Oberarm (Ausnahmen: ♂♂ von *N. grandisonæ*, *N. armatus* und einigen Populationen von *N. griffithsi*), (3) drei- bis vierlappige Leber, die von einem durchsichtigen hepatischen Peritoneum bedeckt ist, (4) ventrales parietales Peritoneum vorne weiß, hinten durchsichtig, (5) Knochen grün intra vitam (weiß bei *N. anomalus*, *N. caucanus*, *N. chancas* und *N. rosada*), (6) Rücken lavendelfarben im Konservierungsmedium, mit oder ohne Punkte, (7) Rücken der ♂♂ üblicherweise mit auffälligen Rückenstacheln während der Regenzeit sowie (8) mit auffälligen Brunftschwien an den Händen, (9) ♂♂ rufen von Blattoberseiten, ♀♀ legen ihre Gelege ebenfalls auf Blattoberseiten über und entlang von Bächen. Morphologisch ähnliche Arten der Gattungen *Celsiella*, *Rulyrana* und *Sachatamia* (Guayasamin et al. 2009).

Viele Arten dieser Gruppe sind vergleichsweise ähnlich, können jedoch gegenüber anderen Gattungen unterschieden werden (eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung wird empfohlen):

Nymphargus anomalus: mittelgroßer Glasfrosch, der durch seine abweichende (anomale) hellbraune Färbung im Vergleich zur grünen Grundfarbe anderer Glasfrösche auffällt, hellbrauner Rücken mit mehreren Ozellen, Haut trägt auf dem Rücken erhöhte Warzen und ist mit Stacheln übersät, Ozellen befinden sich auf den erhöhten Warzen, Ventralseite cremefarben, KRL ♂♂ 24,1 mm, Kopf mit großen hervorstehenden Augen, etwas breiter als der Rest des Körpers, Maulregion von dorsal und lateral stumpf, keine Zähne auf dem Vomer, Tympanum von supratympanaler Falte bedeckt, weniger als ein Drittel des Trommelfells sichtbar, weiße Knochen, parietales Peritoneum vorne weiß, transparentes hepatisches und viszeriales Peritoneum, Spannhäute zwischen den äußeren Fingern und an den Füßen, keine Spannhäute zwischen dem ersten und zweiten Finger und rudimentäre Spannhäute zwischen der zweiten und dritten Zehe, an Fingern sind seitliche Säume vorhanden, Finger- und Zehenscheiben rund und abgestumpft, an den Fingern größer als an den Zehen. Ähnliche Arten: Von *E. prosoblepon* unterscheidet sich die Art durch das Fehlen ausgedehnter Spannhäute, eine stumpfe Schnauze und ein teilweise sichtbares Tympanum, von *N. cochranæ* unterscheidet sie sich durch das Fehlen von Prävomer-Zähnen (AmphibiaWeb 2023, Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007, Lynch & Duellman 1973).

Nymphargus armatus: mittelgroßer Glasfrosch, oberseits blassgrün mit dunkleren grünen Flecken, an den Flanken gelblich, KRL ♂♂ 23,3–24,8 mm, ♀♀ 23,9–24,5 mm, Kopf so breit wie Körper, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft und kurz, Augen anterolateral, mäßig groß, Iris blassgrau mit einem kupferfarbenen Fleck um die Pupille und schwarzen Flecken oberhalb und grauer Netzstruktur unterhalb der Pupille, keine Zähne auf dem Vomer,

Tympanum vorhanden, nach posterolateral gerichtet, im Gegensatz zur Mehrzahl der Gattungsvertreter Vorhandensein von Humerusdornen bei ♂♂ (neben *N. grandisonae* und einigen Populationen von *N. griffithsi*), vorderes parietales und perikardiales Peritoneum weiß, Viszeralperitoneum transparent, Herz nicht sichtbar, Fingerscheiben abgestumpft, markante („bewaffnete“) Brunftschielen bei ♂♂ (namensgebend). Der Originalveröffentlichung zufolge sehr ähnlich zu *N. griffithsi* und *N. balionotus* (Lynch & Ruiz-Carranza 1996).

Nymphargus balionotus: kleiner Glasfrosch mit lindgrünem bis metallisch-grünem Rücken und rost- oder kupferbraunen Dorsolateralstreifen bis zum mittleren Drittel des Rückens, auffällige rostfarbene bis braun-kupferfarbene Flecken, wenige bis viele dunkle Flecken auf der Rückenfläche, den Armen und Beinen, 1–2 leuchtend gelbe Flecken in der Mitte des Rückens sind nicht immer vorhanden, ein heller gelber Fleck immer auf den oberen Augenlidern, KRL ♂♂ 19,0–21,0 mm, ♀♀ 21,7–22,0 mm, Maulregion von dorsal abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer, Tympanum klein und nach ventral gerichtet, kein Geschlechtsdimorphismus oder -chromatismus, allerdings bei ♂♂ ein Humerusdorn (rudimentärer Oberarmhaken), perikardiales Peritoneum weiß, viszerale Peritoneum transparent. Die Art wurde als *Centrolenella balionota* beschrieben, später auch den Gattungen *Centrolene* und *Cochranella* zugeordnet, bevor sie zu *Nymphargus* gestellt wurde. Verwandte Arten: *N. manduriacu*, *N. chancas* und *N. mariae* (Guayasamin et al. 2019b, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus bejaranoi: mittelgroßer Glasfrosch mit dunkelgrüner Oberseite und winzigen weißen Punkten, Dorsalhaut mit kleinen Spiculae besetzt (zarte dornig zugespitzte Hautstrukturen, heterogen, auch auf Oberlid und -lippe), Ventralseite granuliert, Finger orange-grün, KRL ♂♂ 23,8–24,4 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf etwas breiter als Körper, Maulregion in Dorsalan-sicht abgerundet, in Lateralansicht leicht abgestumpft, Augen mittelgroß, anterolateral gerichtet, Iris metallisch gelb mit schwarzen Flecken, keine Zähne auf dem Vomer, untere zwei Drittel des Tympanums sichtbar, vorderes parietales und perikardiales Peritoneum weiß, Viszeralperitoneum transparent (Cannatella 1980).

Nymphargus buenaventura: kleiner Glasfrosch, Rücken hellgrün mit blassgelben oder cremefarbenen Punkten auf der gesamten Rückenfläche, einschließlich der Arme und Beine, Bauch cremefarben, Hände und Füße gelblich grün mit hellgelben Scheiben und Melanophoren an äußeren Fingern und Zehen, Iris gelblich silbern mit feiner brauner Netzzeichnung, KRL ♂♂ 20,9–22,4 mm, ♀♀ unbekannt, stumpfe Maulregion von dorsal und lateral gesehen, untere Hälfte des Trommelfellrings deutlich, dorsolateral ausgerichtet mit dorsoventraler Neigung, Vomer-Zähnen fehlen, Leber vierlappig, Humerusdorn fehlend, obere Hälfte des parietalen Peritoneums weiß, übriges Peritoneum transparent mit Ausnahme der Nierenkapseln, die von Iridophoren bedeckt sind. Dieses letzte Merkmal teilt sich diese mit drei anderen Arten, *N. cariticommatum*, *N. griffithsi* und *N. wileyi*. Aufgrund ihrer morphologischen Ähnlichkeit mit diesen drei Arten wurde *N. buenaventura* ohne molekulare Untersuchung als Teil der *Nymphargus*-Gruppe betrachtet. Evtl. Synonymie oder Artenkomplex mit *N. griffithsi* (Cisneros-Heredia & Yáñez-Muñoz 2007).

Nymphargus cariticommatum: kleiner Glasfrosch, Dorsalfläche von Kopf, Körper und Gliedmaßen grün mit kleinen gelben Punkten. Finger und Zehen auf dem Rücken gelb. Iris silbrig-weiß mit dunkelgrauer Netzzeichnung, ♂ 23,5 mm, ♀ 25,7 mm (jeweils n=1), Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer, mäßig großes, auffälliges Tympanum, dorsale Oberfläche leicht körnig, mit winzigen Stacheln bei den ♂♂, vordere zwei Drittel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, hinteres Drittel transparent, Perikard silb-

rig-weiß, durchscheinendes Peritoneum, das Darm, Magen, Hoden, Gallen- und Harnblase bedeckt, Speiseröhre weiß, Nieren bis auf einige Flecken mit weißem Peritoneum bedeckt, Leber tetralobuliert, drei ventrale Lappen teilweise einen kleineren Lappen bedeckend, Leberperitoneum durchsichtig, Humerusdorn fehlend, ♀♀ zeigen etwas mehr häutige Anhänge an Händen und Füßen als ♂♂. Ähnliche Arten: *N. wileyi*, *N. griffithsi*, *N. buenaventura* und *N. chancas* (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus caucanus: mittelgroßer Glasfrosch mit hellbrauner Oberseite mit dunklen Flecken, Dorsalhaut glatt ohne Stacheln oder Warzen, kein Humerusdorn bei ♂♂, KRL ♂♂ 23,6–26,0 mm, ♀♀ 25,1–25,9 mm, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, Iris golden bis kupferfarben mit feinen dunklen Netzlinien, keine Zähne auf dem Vomer, Tympanum sichtbar, vorderes parietales und perikardiales Peritoneum weiß, Viszeralperitoneum transparent, Leber vierlappig, Farbe der Knochen weiß. Arten mit ähnlicher Rückenzeichnung: *N. anomalus*, *N. ignotus* und *N. rosada* (Rada et al. 2017).

Nymphargus chami: großer Glasfrosch mit grüner Oberseite und vielen weißen Tuberkeln, kein Humerusdorn bei ♂♂, KRL ♂♂ 30,5–34,6 mm, ♀ 37,6 mm (n=1), Kopf viel breiter als Körper und breiter als lang, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft und anteroventral geneigt, auf dem Vomer vorhandene Zähne, Tympanum zu $\frac{3}{4}$ sichtbar, vorderes parietales Peritoneum weiß, Viszeralperitoneum transparent (Ruiz-Carranza & Lynch 1995b).

Nymphargus chancas: mittelgroßer Glasfrosch mit einer Rückenfärbung, welche zwischen einem stumpfen Gelbgrün, Mandarinengelb bis hin zu einem grauen Oliv variiert, zahlreiche kleine orangefarbene bis gelbe Punkte, Rückenhaut leicht körnig, bei ♂♂ mit zahlreichen kleinen Stacheln, Iris weiß mit einer kontrastierenden schwarzen horizontalen Linie, kein Humerusdorn, KRL ♂♂ 24,7–25,7 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer, Tympanum fast vertikal ausgerichtet, mit einer leichten seitlichen und hinteren Neigung sichtbar, vorderes parietales und perikardiales Peritoneum weiß, durchsichtiges Bauchfell auf Nieren, Darm, Magen, Gallenblase und Harnblase, Leber gelappt, von durchsichtigem Bauchfell bedeckt, Farbe der Knochen weiß (grün nach Duellman & Schulte (1993)). Eng verwandt mit *N. mariae* und *N. grandisonae* (Guayasamin et al. 2009, Castroviejo-Fisher et al. 2014, AmphibiaWeb 2023).

Nymphargus cochranæ: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung und dunkelblauen oder schwarzen Punkten, fehlenden Membranen an den Händen und fehlenden Humerusdornen, jedoch winzigen Stacheln bei den ♂♂. Die blauen Punkte bilden oft schwarze oder dunkelblaue Ozellen, die orangefarbene Punkte umgeben, Bauchseite fast weiß, mit Ausnahme des hinteren Drittels, das transparent ist, Iris grauweiß mit feiner schwarzer Netzzeichnung, der Bereich unmittelbar um die Pupille ist bräunlich gelb gefärbt, KRL ♂♂ 24,0–26,2 mm, ♀♀ 27,8–30,3 mm, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, Zähne auf dem Vomer vorhanden oder fehlend, Tympanum klein, vordere zwei Drittel des parietalen Peritoneums weiß, durchsichtiges Bauchfell auf der vierlappigen Leber. Verwandte Arten: *N. lindae*, evtl. auch *N. griffithsi* und *N. lasgalarias* (evtl. Spezieskomplex, der bei den niedrig gelegenen kolumbianischen Populationen überprüft werden muss). Ähnliche Arten mit dorsalem Ozellen-Muster: *N. anomalus*, *N. lindae*, *N. ignotus*, *N. laurae*, *N. ocellatus* sowie *N. megacheirus* (dorsale Punkte mit Stacheln; Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus colomai: mittelgroßer Glasfrosch mit stumpf gelbgrünem, mandarinengelbem, braunem oder olivgrauem Rücken, keine Humerusdorne, Rückenhaut leicht granuliert, mit

zahlreichen Warzen und Stacheln bei den ♂♂, Iris weiß mit einem kontrastierenden schwarzen Querstreifen und zahlreichen kleinen gelben bis orangefarbenen Flecken, KRL ♂♂ 24,7–25,7 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, wenige Zähne auf dem Vomer vorhanden oder fehlend, Tympanum klein, vordere Hälfte des parietalen und perikardiales Peritoneum weiß, durchscheinendes Peritoneum auf Leber, Nieren, Darm, Magen, Gallenblase und Blase. Ähnliche Arten: *N. cariticommatum*, *N. chancas* (konserviert), *N. humboldti*, *N. siren* und *N. sucre*. Schwesternart: *N. mariae* (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus cristinae: großer Glasfrosch mit hellgrünem Rücken und vielen oder wenigen feinen schwarzen Punkten (stärkere Konzentration an den Gliedmaßen), keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 26,0–31,1 mm, ♀ 29,7 mm (n=1), Kopf breiter als Körper und breiter als lang, Maulregion in Dorsalansicht spitz, in der Lateralansicht abgestumpft, Zähne auf dem Vomer vorhanden oder fehlend, Tympanum klein, Augen groß, anterolateral gerichtet, vordere Hälfte des parietalen und perikardiales Peritoneum weiß, durchscheinendes Peritoneum auf Darm und Magen (Ruíz-Carranza & Lynch 1995a, Pérez-González & Rada 2018).

Nymphargus garciae: großer Glasfrosch mit grünem Rücken mit meist dunkelgrünen bis blauen sowie feinen cremefarbenen Flecken, weiße Oberlippe, keine Humerusdorne, Hände und Füße gelblich grün, Dorsalflächen fein körnig mit vielen kleinen Tuberkeln, mit Stacheln bei ♂♂, Iris grauweiß mit dünner schwarzer Netzstruktur, KRL ♂♂ 24,9–29,9 mm (Ecuador) bzw. 25,1–27,7 mm, ♀♀ 25,9–28,4 mm (Kolumbien), Kopf etwas breiter als Körper und breiter als lang, Maulregion in Dorsalansicht abgerundet, in der Lateralansicht abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Tympanum klein, fast vertikal ausgerichtet, mit leichter Neigung nach hinten, vordere Hälfte des parietalen Peritoneums sowie diejenigen von Perikard und Nieren weiß, durchscheinendes Peritoneum auf vierlappiger Leber, Harnblase, Darm und Magen. Ähnliche Arten: *Centrolene buckleyi*, *N. megacheirus*, *N. nephelophilus* und *N. oreonympha* (evtl. Letztere zwei mit *N. garciae* eine Art mit geographischer Variation). Schwesternart: *N. vicenteruedai* (Ruíz-Carranza & Lynch 1995b, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus grandisonae: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung mit roten Punkten und verbreiterten Zehenscheiben, Oberlippenrand weiß, Gularbereich blassgrün, Flanken und Bauch ganz weiß (Kombination aus dem Vorhandensein von Iridophoren im parietalen Peritoneum und in der Harnblase), bei ♂♂ kleine Humerusdorne vorhanden, Dorsalflächen leicht granuliert, winzige Stacheln bei ♂♂, Iris gelblich grau, KRL ♂♂ 25,1–29,3 mm, ♀♀ 28,9–30,7 mm, Maulregion in Dorsalansicht abgerundet, in Lateralansicht abgestumpft, Zähne auf dem Vomer gewöhnlich vorhanden, Tympanum teilweise verborgen, fast vertikal ausgerichtet, fast das gesamte parietale Peritoneum sowie diejenigen von Perikard und Harnblase weiß, Nieren dorsal und lateral von Iridophoren bedeckt, durchscheinendes Peritoneum auf vierlappiger Leber, ventralen Nieren, Hoden, Gallenblase, Darm und Magen. Art mit ähnlicher Färbung: *Boana punctata* (allerdings größer und mit roten dorsolateralen Linien). Verwandte Arten: *N. colomai* und *N. mariae*. Der Name *Centrolenella grandisonae* wurde fälschlicherweise von Lynch & Duellman (1973) verwendet, die *N. grandisonae* mit *Centrolene lynchi* verwechselten. Duellman (1980) hat diesen Fehler korrigiert und beide Arten ausführlich beschrieben (Ruiz-Carranza & Lynch 1991a, Guayasamin et al. 2008b, Guayasamin et al. 2009, Castroviejo-Fisher et al. 1991).

Nymphargus griffithsi: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit variierender Rückenfärbung von einheitlich grün bis grün mit kleinen dunklen Flecken und kleinen gelben Punkten, dorsale Haut leicht körnig, Ventralflächen meist grünlich weiß, Iris variiert von weiß bis creme-beige

mit braunen bis schwarzen Punkten, die ein dünnes Netz bilden; bei einigen Tieren ist die Pupille gelb gefärbt, bei ♂♂ keine Humerusdorne, jedoch bei einigen Individuen Humeruskämme vorhanden, KRL ♂♂ 22,5–24,2 mm, ♀♀ 22,5–27,9 mm, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer, untere Hälfte des Trommelfellrings deutlich, dorsal ausgerichtet mit einer dorsoventralen Neigung, vordere Hälfte des ventralen Parietalperitoneums weiß, hintere Hälfte transparent, Peritonea auf Perikard und Nierenkapseln weiß, alle anderen Peritonea transparent, Leber vierlappig. Ähnliche Arten: *N. buenaventura*, *N. cariticommatus*, *N. lasgralarias*, *N. pijao* und *N. wiley*, evtl. zugehörig zu einem Spezies-Komplex (Ruiz-Carranza & Lynch 1998, Guayasamin et al. 2020, AmphibiaWeb 2023).

Nymphargus humboldti: mittelgroßer Glasfrosch mit grünem Rücken und kleinen gelben Flecken, Rückenhaut leicht körnig, bei ♂♂ mit winzigen Stacheln, Oberlippe weiß, vorderer Teil des Bauches (ca. 60 % des Bauches) weiß, hinterer Teil transparent, Iris gräulich cremefarben mit leichter gelber Tönung und feinen schwarzen Netzstrichen, Augenring gelb, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 23,3–25,2 mm, ♀♀ 25,5–27,4 mm, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, in Lateralansicht auch leicht abgerundet, Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell fast vertikal ausgerichtet, vordere Hälfte des ventralen Parietalperitoneums weiß, hintere Hälfte transparent, Peritoneum auf Perikard weiß, Peritonea auf Darm, Magen, Nieren, Gallenblase und Harnblase transparent, Leber tetralobuliert. Ähnliche Arten: *N. cariticommatus*, *N. luminosus*, *N. siren* (Schwesternart), *N. spilotus*, *Espadarana audax*, *Rulyrana flavopunctata*, *R. mcdiarmidi* und *Teratohyla midas* (Guayasamin et al. 2020, AmphibiaWeb 2023).

Nymphargus ignotus: mittelgroßer Glasfrosch mit hellbraunem bis blassolivfarbenem Rücken und schwarzen Ozellen mit orangefarbenen oder gelben Zentren, Rückenhaut leicht körnig mit erhabenen Warzen, Rückenflächen aller Finger und Zehen mit wenigen Melanophoren gesprenkelt, Finger und Zehen gelb, Kehle und die Bauchflächen der Hintergliedmaßen hellgrün; Brust und ventrale Flächen der Vordergliedmaßen rosa, vorderer Teil des Bauches (ca. 50–75 % des Bauches) weiß, hinterer Teil transparent, Iris weißlich grau mit Goldstich und schwarzer Retikulation, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 22,2–25,4 mm, ♀♀ 24,2–25,0 mm, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, Augen groß, nach anterolateral gerichtet, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell anterolateral ausgerichtet, untere drei Viertel sichtbar, vorderer Anteil des ventralen Parietalperitoneums weiß, hintere Hälfte transparent, Peritoneum auf Perikard weiß, Peritonea auf Darm, Magen und Leber transparent, Leber tetralobuliert. Ähnliche Arten: *N. anomalus*, *N. cochranæ*, *N. rosada*. Verschiedene Populationen zeigten Polymorphismen in den dorsalen Farbmustern, anhand derer zentrale (Dagua, La Cumbre, El Cairo und Cali [Pichindé, Typuslokalität]) von nördlichen Populationen (San José del Palmar, Mistrató, Pueblo Rico, Frontino und Urrao) unterschieden werden. Das Farbmuster der zentralen Populationen ist der typische *N. ignotus* mit hellbraunem bis blassgrünem, olivfarbenem Rücken und gut abgegrenzten schwarzen Ozellen, die orange oder gelbe Flecken umgeben. Die nördlichen Polymorphismen umfassen jedoch Individuen mit einem hellbraunen bis blassbraunen Rücken und weit verteilten dunkelbraunen Flecken, von denen einige von orangefarbenen oder gelben Flecken durchsetzt sind und schließlich schlecht abgegrenzte Ozellen bilden (Lynch 1990, Rada et al. 2017, AmphibiaWeb 2023).

Nymphargus lasgralarias: mittelgroßer Glasfrosch mit einheitlich grünem Rücken mit kleinen Melanophoren und gelblich weißen Flanken, Finger und Zehen gelb mit schwachem Grünstich, Iris goldfarben mit mehreren dunklen Flecken und einer leichten Netzstruktur, bei ♂♂ keine Humerusdorne, dafür aber niedrige und kaum sichtbare Ulnar- und Tarsalfalten, KRL ♂♂ 24,6–

26,5 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion in Dorsalansicht abgestumpft, in Lateralansicht leicht vorstehend, keine Zähne auf dem Vomer, Trommelfell klein, vordere Hälfte des ventralen Parietalperitoneums weiß, hintere Hälfte transparent, Peritonea auf Perikard und Nierenkapseln zart weiß, alle anderen Peritonea transparent, Leber tetralobuliert. Ähnliche Arten: *N. buena-ventura*, *N. cristinae*, *N. griffithsi*, *N. prasinus* und *N. wileyi* (Hutter & Guayasamin 2012, Guayasamin et al. 2020, AmphibiaWeb 2023).

Nymphargus laurae: kleiner Glasfrosch mit grünem Rücken und gelben Flecken, welche von schwarzen Ozellen umrandet sind, Rückenhaut leicht körnig mit erhabenen Warzen, Iris weißlich mit dünnem dunklem Netzwerk und zentralen dunklen Flecken, zur Pupille hin ein gelber Ring, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 19,9–22,1 mm, ♀ 22,3 mm (subadult), Kopf etwas breiter als lang und breiter als der Körper, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer, Trommelfell klein, vordere zwei Drittel des ventralen Parietalperitoneums weiß, hintere Hälfte transparent, alle übrigen Peritonea transparent. Ähnliche Arten: *N. anomalus*, *N. cochranæ*, *N. lindae* und *N. ignotus*. Nahverwandte Arten: *N. siren* (Schwesternart), *N. humboldti* sowie *N. megacheirus* und *N. anomalus* (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007, Guayasamin et al. 2020, AmphibiaWeb 2023).

Nymphargus lindae: kleiner Glasfrosch mit dunkel lavendelfarbenen bis schwarzen Ozellen, welche gelbe oder orangefarbene Punkte umschließen, Rückenhaut leicht granuliert, mit winzigen Stacheln bei ♂♂, Oberlippe weiß, Iris weiß mit leichter blassgelber Tönung und feiner schwarzer Netzstruktur, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 23,0–26,3 mm, ♀♀ 27,2–27,8 mm, Maulregion in Dorsalansicht abgestumpft, in Lateralansicht abgestumpft bis abgerundet, Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell klein und verdeckt, fast vertikal, etwa vordere zwei Drittel des ventralen parietalen und das perikardiale Peritoneum weiß, hintere Hälfte transparent, Peritonea von Eingeweiden, Magen, Nieren, Leber, Gallenblase und Harnblase transparent, tetralobuläre Leber. Ähnliche Arten: *N. anomalus*, *N. cochranæ* (Schwesternart), *N. laurae*, *N. ocellatus* und *N. ignotus* (Guayasamin et al. 2020, AmphibiaWeb 2023).

Nymphargus luminosus: großer Glasfrosch mit grüner Dorsalseite und vielen gelben Flecken, die gleichmäßig über Kopf und Körper verteilt sind, Rückenhaut feinkörnig mit kleinen subkonischen Tuberkeln, viele sehr kleine Falten, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 27,8–30,0 mm, ♀♀ 32,7 mm, Kopf viel breiter als Körper, breiter als lang, Zähne auf dem Vomer vorhanden, Tympanum klein und oval (Ruíz-Carranza & Lynch 1995b, Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007, AmphibiaWeb 2023).

Nymphargus luteopunctatus: großer Glasfrosch mit grüner Dorsalseite und gelben Flecken, die schwarz umrandet sind, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL Adulti 33,1 mm, Maulregion in Dorsalansicht abgerundet, in Lateralansicht abgestumpft, Kopf etwas breiter als Körper, breiter als lang, Zähne auf dem Vomer vorhanden, Tympanum klein und nur zu zwei Dritteln sichtbar (Ruíz-Carranza & Lynch 1995b, Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007, AmphibiaWeb 2023).

Nymphargus manduriacu: mittelgroßer Glasfrosch mit graugrünem Rücken, der mit gelben Flecken bedeckt ist. Diese Flecken sind manchmal von Melanophoren umgeben, die diffuse schwarze Ringe (ähnlich falschen Ozellen) bilden, Rückenhaut leicht körnig, Oberlippe unpigmentiert, bei ♂♂ mit winzigen Stacheln, bei ♂♂ keine Humerusdorne, innere Finger und Zehen gelb, Iris hellgrau mit blassgelber Umrandung der Pupille, KRL ♂♂ 24,0–25,7 mm, ♀ 28,8 mm (n=1), Maulregion in Dorsalansicht abgestumpft, in Seitenansicht abgestumpft bis leicht gerundet, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Tympanum klein und kaum sichtbar, vordere Hälfte des ventralen parietalen und das perikardiale Peritoneum weiß, hintere Hälfte

transparent, die meisten viszerale Peritonea unpigmentiert, gelappte Leber. Ähnliche Arten: *N. buenaventura*, *N. ignotus*, *N. luminosus* und *N. spilotos*. Schwesternart: *N. balionotus* (Guayasamin et al. 2019b, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus mariae: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit papageiengrüner Grundfarbe mit relativ großen gelbgrünen Punkten, Flecken und interorbitalen Balken und dunkelgrünen netzartigen Markierungen auf der Oberseite der Gliedmaßen, Dorsalhaut mit niedrigen, sehr flachen Warzen, die hellen Flecken entsprechen, die hinter dem Augenlid, über dem Trommelfell, in der Wangenregion und unter dem Auge mit abstehenden, etwas abgerundeten Stacheln prominieren, alle Hautoberflächen mit sehr feiner Körnung, Augen hervortretend und anterolateral in einem Winkel von etwa 45 Grad zur Längsachse des Kopfes ausgerichtet, Augen hellblaugrün mit einem quer verlaufenden grünbraunen Balken, der vom mittleren Augenwinkel durch die Iris zum seitlichen Augenwinkel verläuft, bei ♂♂ keine Humerusdorne, keine Zwischenzehenhäute, Iris graucremefarben mit einem transversalen braunen Längsstreifen und feinem dunklen Netzgitter, blassgelbe Umrandung der Pupille, auffällige paarweise Anordnung von 6 Tuberkeln und vielen Falten unterhalb der Kloakenöffnung, KRL ♂♂ 23,4–30,2 mm, ♀♀ 25,1–32,8 mm, Kopf breiter als Körper, Maulregion in Dorsalansicht abgestumpft, in Seitenansicht abgerundet, Zähne auf dem Vomer vorhanden, untere drei Viertel des Tympanums unter einer mäßig entwickelten Supratympanalfalte verborgen, vordere Hälfte des ventralen parietalen und das perikardiale Peritoneum weiß, hintere Hälfte transparent, die Peritonea von Darm, Magen, Leber, Gallenblase und Harnblase unpigmentiert, gelappte Leber. Ähnliche Arten: *Rulyrana flavopunctata*, *Teratohyla midas*, *N. cariticommatus*, *N. humboldti*, *N. siren* und *Sachatamia albomaculata* sowie *Centrolene medemi*. *N. puyoensis* wurde synonymisiert (Duellman & Toft 1979, Guayasamin et al. 2009, Cisneros-Heredia & Guayasamin 2014).

Nymphargus megacheirus: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung und kleinen blauen bis schwarzen, leicht erhabenen Punkten, ventrale Oberfläche fast vollständig weiß mit Ausnahme des hinteren Drittels, das transparent ist. Oberlippe und Ellbogenfalte weiß, namensgebend sind die großen Hände dieser Art, Iris graubronzefarben, alle Hautoberflächen mit feiner Körnung, zahlreiche Stacheln bei ♂♂ vorhanden (bei ♀♀ nur am Kopf, in der Trommelfellregion und an den Gliedmaßen), bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 26,8–31,5 mm, ♀♀ 31,2–32,9 mm, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht abgestumpft, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, drei Viertel des Tympanums sichtbar, vordere zwei Drittel bis drei Viertel des ventralen parietalen und das perikardiale Peritoneum weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea von Eingeweiden, Magen, Hoden, Nieren, (vierlappiger) Leber, Gallenblase und Harnblase transparent. Ähnliche Arten: *N. cochranae*. Schwesternart: *N. anomalus* (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus megistus: großer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung und schwarzen Flecken, Iris blassgrau mit gräulichem Netz, Dorsalhaut mit reichlich, gleichmäßig verteilten konischen Stacheln bei ♂♂ vorhanden (bei ♀♀ Dorsalhaut mit fast flachen Warzen und spärlichen Stacheln nur am Kopf, in der Trommelfellregion und an den Gliedmaßen), ventrale Haut körnig, bei ♂♂ keine Humerusdorne, atypische Art der Gattung *Nymphargus*, bei der alle Arten eine reduzierte Spannhaut zwischen dem dritten und vierten Finger aufweisen. Bei *N. megistus* sind die Spannhäute zwischen den Fingern dagegen stärker ausgeprägt, KRL ♂♂ 30,8–37,4 mm, ♀♀ 36,9–40,0 mm, Maulregion in Dorsalansicht subovoid, in der Lateralansicht gerundet, Zähne auf dem Vomer vorhanden, kleines Tympanum sichtbar, vordere Hälfte des ventralen parietalen und das perikardiale Peritoneum weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea von

Eingeweiden, Magen, (vierlappiger) Leber transparent. Schwesternart: *N. grandisonae* (Trageser et al. 2021).

Nymphargus mixomaculatus: mittelgroßer Glasfrosch mit blassgrünem Dorsum mit winzigen weißen und größeren schwarzen Flecken, Iris silbrig-weiß mit dunkelvioletter Netzzeichnung, Dorsalhaut gekörnt mit winzigen Stacheln vorhanden (entsprechen den winzigen weißen Flecken), bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 22,8–25,0 mm, ♀ 26,3 mm (n=1), Maulregion in Dorsalansicht trunziert, in der Lateralansicht leicht vorstehend bis trunziert, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell unter der Haut sichtbar, dorsolateral ausgerichtet mit Neigung nach hinten, vordere Hälfte des ventralen parietalen und das perikardiale Peritoneum weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea von Eingeweiden, Magen, (vierlappiger) Leber und Nieren transparent. Ähnliche Arten: *N. bejaranoi*, *N. chancas*, *N. ocellatus*, *N. phenax*, *N. pluvialis* und *N. truebae* (Guayasamin et al. 2006a, Venegas & García Ayachi 2021).

Nymphargus nephelophila: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit gelblich blassgrünem Dorsum und schwarzen Sprenkeln, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 22,6–24,1 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht trunziert, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell zu $\frac{2}{3}$ sichtbar, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea von Eingeweiden und Magen transparent (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b).

Nymphargus ocellatus: großer Glasfrosch mit dunkelgrünem Dorsum und hellgrünen, schwarz gerandeten Ozellen, Dorsalhaut glatt, Ventralhaut granuliert, Haut an Flanken und (anteilig) Bauchseite weiß, Finger lang mit markanten Haftscheiben, KRL (Geschlecht unbekannt) 29,0 mm, Kopf breiter als lang, Maulregion in Dorsalansicht abgerundet, Trommelfell deutlich sichtbar. Nahverwandte Arten: *N. pluvialis*, *N. posadae* (Boulenger 1918, Castroviejo-Fisher et al. 2014).

Nymphargus oreonympha: mittelgroßer Glasfrosch mit gelbgrünem bis blassgrünem Rücken und diffusen schwarzen breiten Dorsalflecken, dorsale Haut mit vielen kleinen Tuberkeln bei ♂♂, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 24,0–26,3 mm, ♀ 26,4 mm (n=1), Kopf breiter als lang und breiter als Körper, Maulregion in Dorsalansicht leicht eiförmig, in der Lateralansicht leicht trunziert, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell klein (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b, Rada et al. 2017).

Nymphargus phenax: kleiner Glasfrosch mit dunkelgrünem Rücken und winzigen cremeweißen Flecken (in winzigen Stacheln mündend), Haut auf der Rückenseite fein bestachelt; Stacheln auch an Gliedmaßen, Augenlidern, Tympanalregion und am hinteren Teil der Oberlippe, Haut an Bauch und Schenkeln körnig, Flanken glatt, Oberlippe weiß, Fingerscheiben breit, Iris silbrig-weiß mit schwarzer Netzstruktur, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 20,2–22,1 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf etwas breiter als Körper, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht trunziert, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, untere vier Fünftel des Trommelfells sichtbar, genaue morphologische Ausgestaltung der Peritonea aus Erstbeschreibung nicht zu eruieren (Cannatella & Duellman 1982).

Nymphargus pijao: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung mit punktuellen Ansammlungen von Melanophoren (schwarzen Punkten) und/oder kleinen gelben Punkten (in Form niedriger Warzen), dorsale Haut glatt mit zahlreichen Stacheln (Microspiculae) bei ♂♂, Ventralflächen granuliert, Irisfärbung silberweiß oder schwach goldfarben mit feinen Netzstrukturen und kleinen Flecken auf der Ober- und Unterseite, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 22,1–27,3 mm, ♀♀ 24,6–28,6 mm, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht

abgestumpft, Zähne auf dem Vomer nicht vorhanden oder nur 1–2 Zähne vorhanden, Trommelfell sichtbar, vordere Hälfte des ventralen Parietalperitoneums weiß, hintere Hälfte transparent, Peritonea auf Perikard weiß, alle anderen Peritonea transparent, Leber tetralobuliert. Ähnliche Arten: *N. buenaventura*, *N. cariticommatus*, *N. lasgralarias*, *N. wiley*. Nahe verwandte Arten sind: *N. griffithsi*, *N. humboldti*, *N. laurae*, *N. siren* (Ruiz-Carranza & Lynch 1998, Guayasamin et al. 2020, Montilla et al. 2023).

Nymphargus pluvialis: mittelgroßer Glasfrosch mit grünem Rücken und blasscremefarbenen dorsalen Flecken, Haut auf der Rückenfläche des Körpers und der Gliedmaßen mit feinen Stacheln unterschiedlicher Größe, Stacheln auch auf den oberen Augenlidern, der Rückenfläche des Mauls, der Oberlippe unterhalb des Auges sowie auf den Fersen und in der Analregion, Haut des Bauches und der ventralen Oberschenkel körnig, Labialstreifen und Fingerscheiben cremefarben, Iris blass bronzefarben mit schwarzen Flecken, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 24,9–26,5 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf etwas breiter als Körper, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht trunziert, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, untere drei Viertel des Trommelfells sichtbar, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea von Eingeweiden und Magen transparent (Cannatella & Duellman 1982).

Nymphargus posadae: großer Glasfrosch mit grünem Rücken und einigen cremefarbenen Warzen, keine Stacheln sichtbar, Oberlippe weiß, Unterlippe mit dünnem weißem Rand, Iris weiß mit dünnen dunkelgrauen Netzstrichen, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 30,7–34,1 mm (♂♂ aus der biologischen Station Yanayacu [Ecuador] sind kleiner [KRL 30,7–31,9, n=3] als diejenigen aus kolumbianischen Lokalisationen), ♀♀ 30,2–33,3 mm, Kopf etwas breiter als Körper und breiter als lang, Maulregion in Dorsalsicht stumpf bis rund, in Lateralansicht leicht schräg (anteroventral geneigt), keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, jedoch gezählter Zahnfortsatz, Trommelfell klein, vordere Hälfte des ventralen parietalen sowie perikardiales Peritoneum weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea von Leber, Eingeweiden, Magen, Nieren, Gallen- und Harnblase transparent. Ähnliche Art: *Centrolene buckleyi*. Schwesternart: *N. pluvialis* (Ruiz-Carranza & Lynch 1995a, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus prasinus: großer Glasfrosch mit einfarbig leuchtend grünem Rücken, keine Stacheln sichtbar, Rückenhaut glatt, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 33,0–34,5 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf breiter als Körper, Maulregion in Dorsalansicht rund, in Lateralansicht trunziert, Zähne auf dem Vomer vorhanden, ventrales parietales Peritoneum weiß, nähere Angaben fehlen in der Erstbeschreibung (Duellman 1981).

Nymphargus rosada: mittelgroßer Glasfrosch mit hellbraunem Rücken und gleichmäßig verteilten orangefarbenen Punkten bei adulten Tieren; bei Metamorphlingen und Jungtieren grün mit orangefarbenen Punkten, Haut auf der Rückenfläche des Körpers bei ♂♂ gekörnt und mit feinen Stacheln besetzt, Kehle und ventrale Gliedmaßen sind gräulich, Finger und Zehen gelb, Rand der Oberlippe mit sehr dünner Linie von Iridophoren (hell), Iris golden bis kupferfarben mit feinen dunklen Sprenkeln, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 24,1–26,9 mm, ♀♀ 25,8–28,5 mm, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht stumpf, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Trommelfell klein, vordere Hälfte bis drei Viertel des ventralen parietalen sowie perikardiales Peritoneum weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea auf (vierlappiger) Leber, Eingeweiden und Magen transparent, Knochen weiß (Umfärbung im Verlauf der Ontogenese, anfangs blassgrün). Ähnliche Arten: *N. anomalus*, *N. ignotus* (Ruiz-Carranza & Lynch 1997, Rada et al. 2017).

Nymphargus ruizi: mittelgroßer Glasfrosch mit schwarzem, olivfarbenem bis gelblich olivgrünem Rücken und schwarzen Punkten auf Kopf, Körper und Gliedmaßen, Haut auf der Rückenfläche des Körpers glatt mit Ausnahme einiger großer stacheliger Warzen auf Oberlidern, Kopfseiten, in der Flankenregion und manchmal an den Gliedmaßen (fast nur bei ♂♂, selten bei ♀♀), Bauch und innere zwei Finger cremefarben bis blassgelb, große, nach anterolateral gerichtete Augen, große Hände, alle Finger mit großen Haftscheiben, Iris kupferfarben bis rötlich metallisch gelb mit schwarzer bis bronzefarbener Netzzeichnung und schwarzem Horizontalstreifen, bei ♂♂ keine Humerusdorne, bei ♂♂ große weiße Brunftschwielen, KRL ♂♂ 24,3–26,4 mm, ♀♀ 23,9–29,5 mm, Kopf so breit wie Körper, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht stumpf, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, untere vier Fünftel des Trommelfells sichtbar, vorderer Teil des ventralen parietalen sowie perikardiales Peritoneum weiß, hinterer Teil transparent, weitere Angaben fehlen. Ähnliche Art: *N. megacheirus* (Lynch 1993).

Nymphargus siren: kleiner Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung und kleinen gelben Punkten, bei einigen Individuen schmal schwarz umrandet, Rückenhaut leicht körnig, bei ♂♂ gewöhnlich mit Stacheln (kann mit der Fortpflanzungsaktivität zusammenhängen), Iris weißlich cremefarben, mit gelber Tönung um die Pupille und feiner, dunkelgrauer Netzstruktur, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 19,8–22,6 mm, ♀♀ 22,5–23,3 mm, Maulregion in Dorsalansicht stumpf, in Lateralansicht stumpf bis leicht vorstehend, Vomer mit gezähnten Zahn-Fortsätzen, einige Individuen können bis zu zwei Zähne haben, Trommelfell fast senkrecht, mit leichter Neigung nach hinten und zur Seite, oberes Viertel des Trommelfellrings von Supratympanalfalte verdeckt, Trommelfell deutlich von der umgebenden Haut abgegrenzt, vordere Hälfte des ventralen parietalen sowie perikardiales Peritoneum weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea auf (gelappter) Leber, Nieren, Gallenblase, Harnblase, Magen und Darm transparent. Ähnliche Arten: *N. humboldti* (Schwesternart), *Espadarana audax*, *Rulyrana flavopunctata*, *Teratohyla midas* (Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus spilatus: mittelgroßer Glasfrosch mit tiefgrüner Rückenfärbung und kleinen gelben Flecken, Rückenhaut sehr fein gekörnt und ohne Tuberkel, Hände und Füße gelblich, Kehle und Gliedmaßen ventral grün, bei ♂♂ keine Humerusdorne, KRL ♂♂ 25,3–26,4 mm, ♀♀ 27,6–28,5 mm, Kopf etwas breiter als Körper, breiter als lang, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht stumpf, Zahnfortsätze und Vomer-Zähnnchen an markanten Odontophoren bei den ♂♂ vorhanden (mit 2–4 Zähnen auf jedem Zahnfortsatz), weniger deutlich bei den ♀♀, Trommelfell klein, leicht dorsolateral geneigt, vordere Hälfte bis zwei Drittel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, hinterer Teil transparent, keine Angaben zu übrigen Peritonea und Iris. Ähnliche Art: *N. luminosus* (Ruiz-Carranza & Lynch 1997).

Nymphargus sucre: kleiner Glasfrosch mit überwiegend bräunlich gelber Rückenfärbung und leuchtend gelben Punkten, raue Rückenhaut, mit zahlreichen winzigen Stacheln bei ♂♂, bei ♂♂ keine Humerusdorne, Iris weiß mit winzigen dunklen Punkten, feiner Netzstruktur und einem gelben Ring um die Pupille, KRL ♂♂ 21,6–22,3 mm, ♀ 24,3 mm (n=1), Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht stumpf, gezähnte Zahnfortsätze am Vomer vorhanden, aber keine Zähne tragend, sichtbares Trommelfell fast vertikal ausgerichtet, etwa ein Viertel des Augendurchmessers, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea auf (dreilappiger) Leber, Nieren, Gallenblase, Harnblase, Magen und Darm transparent. Ähnliche Arten: *N. anomalus*, *N. chancas*, *N. colomai*, *N. ignotus*, *N. rosada*. Verwandte Art: *N. cariticommatu*s (Schwesternart; Guayasamin 2013, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus truebae: kleiner Glasfrosch mit grünem Rücken mit grünlich schwarzen und cremeweißen Flecken, glatte, etwas körnige Rückenhaut, mit zahlreichen winzigen Stacheln (besonders an Kopfseiten und hinter dem Auge), bei ♂♂ keine Humerusdorne, Augen groß, hervortretend, mehr nach vorn als zur Seite gerichtet, Iris blassgolden mit schwarzer Netzstruktur, Rand der Oberlippe und Flanken cremefarben, Zehenspitzen gelblich grün, KRL ♂♂ 22,6–24,8 mm, ♀ 24,8 mm (n=1), Kopf deutlich breiter als Körper, Maulregion in Dorsalansicht rund, im Profil abgestumpft, keine Zähne oder Zahnfortsätze am Vomer vorhanden, untere drei Viertel des Trommelfells sichtbar, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea auf Magen und Darm transparent (Duellman 1976).

Nymphargus vicenteruedai: mittelgroßer Glasfrosch mit grünem Rücken mit gelben Flecken auf Kopf, Körper und Gliedmaßen, Rückenhaut schwach körnig mit zahlreichen, gleichmäßig verteilten, spitz zulaufenden, winzigen Stacheln (bei den ♂♂) bzw. schwach mit kleinen Spiculae besetzt (♀♀, besonders entlang der Trommelfellregion), Kehle und Ventralflächen der Gliedmaßen grünblau, bei ♂♂ keine Humerusdorne, Augen groß, in einem Winkel von ca. 45° nach anterolateral gerichtet und über den äußeren Rand der Oberlippe hinausragend, Iris goldfarben mit feiner schwarzer Netzstruktur, schmaler goldener Ring um die Pupille, Rand der Oberlippe weiß, Finger und Zehen gelb, KRL ♂♂ 23,3–26,9 mm, ♀ 27,8 mm (n=1), Kopf breiter als Körper, Maulregion in Dorsalansicht und im Profil abgestumpft, keine Zähne oder Zahnfortsätze (Odontophoren) am Vomer vorhanden, Trommelfellring undeutlich oder kaum ausgeprägt, wenn vorhanden, nach posterodorsal gerichtet, vordere Hälfte bis drei Viertel des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea auf dreilappiger Leber, Magen und Darm transparent. Ähnliche Arten: *N. bejaranoi*, *N. chami*, *N. luminosa*, *N. posadae*, *N. phenax*, *N. pluvialis*, *N. prasinus*, *N. siren*, *N. spilatus*, *N. wileyi* (Velásquez-Álvarez et al. 2007).

Nymphargus wileyi: mittelgroßer Glasfrosch mit einheitlich blassgrünem Rücken, Rückenhaut körnig mit zahlreichen winzigen Stacheln bei den ♂♂, bei ♂♂ keine Humerusdorne, Iris kupferweiß mit schwarzer Netzstruktur, Rand der Oberlippe weiß, KRL ♂♂ 24,0–26,2 mm, ♀ 27,1 mm (n=1), Maulregion in Dorsalansicht abgestumpft und im Profil stumpf bis vorstehend, keine Zähne oder Zahnfortsätze (Odontophoren) am Vomer vorhanden, Tympanum fast vertikal ausgerichtet, mit leichter hinterer und seitlicher Neigung, Trommelfell unpigmentiert und deutlich von der umgebenden Haut abgegrenzt, vordere Hälfte des ventralen parietalen und perikardialen Peritoneums weiß, hinterer Teil transparent, die Peritonea auf vierlappiger Leber, Darm, Magen, Hoden, Gallenblase und Harnblase transparent, Peritoneum um die Nieren weiß mit unpigmentierten Flecken. Ähnliche Arten: *N. sucre* (Schwesternart), *N. cariticomatus* (Schwesternart), *Espadarana durrellorum* (Guayasamin et al. 2006b, Guayasamin et al. 2020).

Verbreitung und Lebensraum

Die Gattung *Nymphargus* ist endemisch in den Anden und ihren Ausläufern in Kolumbien, Ecuador, Peru und Bolivien verbreitet. Die meisten Arten sind an Lebensräume oberhalb von 1.000 m ü. NN gebunden, lediglich *N. cochranae*, *N. laurae* und *N. puyoense* kommen in niedrigeren Regionen der amazonischen Ausläufer der Anden vor.

Nymphargus anomalus: Bekannt nur von vier Fundorten (Volcán Sumaco, Río Azuela, Río Yana Challuwa Yaku, Umgebung des Río Jacinto) an den Amazonashängen der ecuadorianischen

Anden, Provinzen Napo, Pastaza und Tungurahua (1.668–1.795 m ü. NN). Lebensraum: tropischer Nebelwald, in der Nähe von fließendem Wasser, in 1,5 m Höhe über dem Boden (Frost 2024, Lynch & Duellman 1973).

Nymphargus armatus: Die Art ist nur vom Fuß des Cerro Ingles, in der Nähe der Vereda Las Amarillas, Municipio El Cairo, im Departamento Valle del Cauca, Kolumbien bekannt (2.160 m ü. NN). Obwohl jeder Bach im Umkreis von 5 km um die Typuslokalität abgesucht wurde, wurde die Art nicht erfasst, was darauf hindeutet, dass sie ein sehr begrenztes Verbreitungsgebiet hat.

Nymphargus balionotus: Vorkommen in den westlichen Ausläufern der Cordillera Occidental der Anden Ecuadors bis Kolumbiens, ungefähr 51 Frösche dieser Art wurden bei der Speziesbeschreibung aus den Provinzen Carchi, Imbabura und Cotopaxi, Ecuador, beschrieben, später auch aus Cauca und Valle del Cauca, Kolumbien (460–1.540 m ü. NN). Diese Gebiete sind von intakten immergrünen feuchten Tieflandregen- und Nebelwäldern mit einer Kronenregion unter 25 m und einem reichen Epiphytenwachstum geprägt. Die Art kommt auf der Vegetation entlang von Bächen vor und wird auf Blattoberseiten angetroffen. Die Häufigkeit von Sichtungen ist mit einer hohen Niederschlagsintensität korreliert, in der Trockenzeit und in regenarmen Gebieten entsprechend seltener (Maynard et al. 2020, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus bejaranoi: Vorkommen in den östlichen Ausläufern der bolivianischen Anden, Departamentos Cochabamba (51,8 km südwestlich der Gemeinde Tunari), Santa Cruz (Sehuencas, La Siberia Region, La Yunga) und Chuquisaca (El Palmar) (1.500–2.400 m ü. NN). Lebensräume in feuchten Bergwäldern inklusive Nebel- und Yungas-Wäldern, auf Vegetation in der Nähe kleiner Bäche und Wasserfälle (Cannatella 1980, Köhler 2000).

Nymphargus buenaventura: Lediglich von vier Lokalisationen in den Provinzen Azuay (Luz María) und El Oro (Reserva Buenaventura, Marcabelí, Cascadas de Manuel) im südwestlichen Ecuador bekannt (667–1.770 m ü. NN). Die Typuslokalität ist von immergrünem Regenwald bedeckt, die Frösche finden sich Blättern von Büschen und niedrigen Bäumen, 1–3 m über den Bächen. Die Art nutzt möglicherweise saisonale fließende Gewässer zur Reproduktion, während der übrigen Zeit scheint sie die Kronenregion des umliegenden Waldes zu bewohnen (Cisneros-Heredia & Yáñez-Muñoz 2007, Yáñez-Muñoz et al. 2014, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus cariticommatatus: Verbreitet an den Amazonashängen der südlichen Anden Ecuadors (Provinzen Morona Santiago und Zamora Chinchipe) (2.200–2.350 m ü. NN). Die Art lebt in primären Nebelwäldern und wurde auf Sträuchern oder Farnen in einer Höhe von 150–200 cm in der Nähe von fließenden Bächen beobachtet.

Nymphargus caucanus: Bekannt von der Typuslokalität (Hacienda El Tambito-Fundación Proselva, Inspección de Policía 20 de Julio, Municipio de El Tambo) und dem Parque Nacional Natural Munchique, beide am Westhang der Cordillera Occidental, Departamento Cauca, Kolumbien (1.700 m ü. NN). Lebensraum in primären Bergregenwäldern an unverschmutzten Bächen, wo ♂♂ dieser Art auf Blattoberseiten in 1–2 m Höhe rufen (Rada et al. 2017).

Nymphargus chami: Bekannt von der Westseite der Cordillera Occidental und östliche Ausläufer der Cordillera Central in Kolumbien in den Departamentos Antioquia und Risaralda (Typuslokalität Bezirk Mistrató, Puerto de Oro, Westhang), inzwischen auch Departamentos Córdoba und Caldas (Parque Nacional Natural Selva de Florencia) (800–1.280 m ü. NN). In der Ufervegetation neben klaren Bächen in sehr feuchten tropischen Wäldern und Nebelwäldern. Die Art wurde auch schon bis zu 200 m von einem Bach entfernt gefunden (IUCN SSC Amphibian

Specialist Group 2019b). Erwachsene Tiere wurden in der Vegetation am Rande von Spalten gefunden (Ruiz-Carranza & Lynch 1995b).

Nymphargus chancas: Die Art ist vom nordöstlichen San Martín (Peru) bis zum südöstlichen Ecuador verbreitet (1.000–1.470 m ü. NN). Alle Individuen wurden in der Vegetation in Höhen von 100–170 cm an kleinen schnell fließenden, von dichter Vegetation umgebenen Bächen in Nebelwäldern gefunden. Es wird ein kleines Mikrohabitat, bestehend aus flachen, feuchten Gebieten mit einer konstanten Wasserquelle vermutet (Duellman & Schulte 1993, Twomey et al. 2014, Castroviejo-Fisher et al. 2014, Ron 2018).

Nymphargus cochranæ: Verbreitet im nördlichen und südlichen Ecuador und im südlichen Kolumbien an den Amazonashängen der Anden (Napo, Orellana, Pastaza, Tungurahua, Zamora Chinchipe, Sucumbíos, Morona Santiago). Die Beobachtung in der Serranía de Churumbelos (Departamento Cauca) ist der erste Nachweis in Kolumbien ([300–]1.170–1.960 m ü. NN). Vorkommen in Bergregenwäldern entlang von Bächen mit starkem Gefälle, nachts während der Regenzeit rufen die ♂♂ von der Oberseite von Blättern in der Nähe schnell fließender Flüsse (Lynch & Duellman 1973, Salaman & Donegan 1998).

Nymphargus colomai: Nur von seiner Typuslokalität in der Cordillera del Cóndor in der Provinz Zamora Chinchipe, Ecuador, bekannt (1.260 m ü. NN). In der Vegetation in einer Höhe von 100–170 cm über schnell fließenden Bergbächen (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus cristinae: bekannt von zwei Lokalitäten: 1) Vereda El Maravillo, Río Encarnación, Haus Tambo de Ana, Quebrada La Clara und 2) Vereda El Chuscal, Bäche Las Juntas und La Nevera, Westseite der Cordillera Occidental, Departamento Antioquia, Kolumbien (2.330–2.490 m ü. NN). Adulti in der Vegetation etwa 1,50 m über dem Wasser in subandinen Primärwäldern, Kronendach über Bächen erforderlich (Ruiz-Carranza & Lynch 1995b).

Nymphargus garciae: Bergregenwälder am Osthang der Cordillera Central in Kolumbien (Departamentos Cauca, Bezirke Belalcazar und Inzá, Huila, San José de Isnas und Tolima) und in der Cordillera Oriental der ecuadorianischen Anden (Kolumbien: 1.900–2.700 m, Ecuador: 2.550–3.012 m ü. NN). Adulte Tiere wurden auf der Vegetation und auf Steinen entlang von Bächen gefunden, die Art benötigt Galeriewälder und reagiert empfindlich auf veränderte Habitate, ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter, Ruf, Territorialverhalten, Ort der Eiablage, elterliche Brutpflege und Kaulquappe unbekannt (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus grandisonae: Verbreitet an den westlichen Hängen der Cordillera Occidental in Kolumbien, vom Departamento Antioquia südlich bis zu den pazifischen Hängen der nördlichen Anden, und Zentral-Ecuador (Provinzen Carchi, Cotopaxi, Pichincha, Santo Domingo de los Tsáchilas) (1.140–3.200 m ü. NN). In der Vegetation entlang von Bächen oder Sümpfen in Primär- und Sekundärwäldern sowie an Graslandrändern (Weiden, Straßenränder) am Waldrand (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus griffithsi: Verbreitet in Ecuador und Kolumbien an den Westhängen der Anden (pazifische kolumbianische Ausläufer der Cordillera Occidental [Antioquia, Chocó, Cauca, Valle del Cauca, Nariño und Risaralda] und Quindío südlich bis Cotopaxi im angrenzenden Ecuador sowie an den östlichen Ausläufern der Cordillera Central im Departamento Caldas) (1.000–2.650 m ü. NN). In der Flussvegetation zu finden, während der Regenzeit rufen die ♂♂ in einer Höhe von 0,5–9 m über dem Wasserspiegel, ♂♂ führen Revierkämpfe aus, indem sie sich mit den Beinen bäuchlings an Ästen festhalten (Duellman & Savitzky 1976, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus humboldti: Bekannt aus einigen wenigen Lokalitäten in den östlichen Ausläufern der nördlichen und zentralen Anden in den Provinzen Napo und Pastaza, Ecuador (1.738–2.400 m ü. NN). Lebensraum tropische Feuchtwälder in der Nähe von Flüssen und stark strömenden Bächen. Die ♂♂ rufen auf der Oberseite von Blättern (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus ignotus: Nebelwald am Westhang der Cordillera Occidental der Departamentos Chocó, Antioquia, Cauca, Valle de Cauca und Risaralda, Kolumbien (1.280–2.050 m ü. NN). Lebensraum auf Blättern über Bächen in 50–200 cm Höhe über dem Boden (Rada et al. 2017).

Nymphargus lasgralarias: Westlicher Abhang der ecuadorianischen Anden in den Provinzen Pichincha und Cotopaxi (Río Changuayacu, Five Frog Creek, Heloderma Creek, Hercules Giant Tree Frog Creek, Kathy's Creek und Lucy's Creek) (1.850–2.300 m ü. NN). Fortpflanzungslebensraum in kleineren, permanenten Bächen (ca. 3 m breit) in primären Bergwäldern mit geringen Störungen, ♂♂ rufen typischerweise von den Spitzen kleiner Farne, Blätter und langer Palmenblätter etwa 1–6 m über den Bächen (Hutter & Guayasamin 2012).

Nymphargus laurae: Bekannt in Ecuador von der Typuslokalität (nahe der Stadt Loreto, an den nördlichen Amazonas-Tieflandhängen des Vulkans Sumaco in der Cordillera Oriental, Provinz Orellana, 500 m Höhe) und aus dem biologischen Reservat Colonso-Chalupas, östliche Hänge der Cordillera Oriental, Provinz Napo (500–[700–1.500]–2.200 m ü. NN). Lebensraum im immergrünen Prämontan- und Nebelwald mit einer großen Vielfalt von Bäumen der Familien Melastomataceae, Solanaceae, Myrsinaceae, Aquifoliaceae, Araliaceae, Rubiaceae. Bäume werden dort bis zu 15–25 m hoch, haben knorrige Stämme und Äste und dichte und kompakte Kronen, die mit Epiphyten bewachsen sind, darunter Orchideen, Bromelien, Aronstabgewächse und Farne. Dieses Ökosystem ist normalerweise entweder ständig oder am frühen Morgen und am späten Nachmittag von Nebel bedeckt, die im Mittel jährliche Niederschlagsmenge beträgt 4.620 mm und die im Mittel Jahrestemperatur 28,7 °C (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007, Sánchez-Carvajal et al. 2021).

Nymphargus lindae: Vorkommen in Bächen bei Miazhi Alto, Cordillera del Cóndor, Provinz Zamora Chinchipe, Ecuador (1.200 m ü. NN). Weit verbreitete Art, ♂♂ wurden rufend auf Blättern und Ästen 30–400 cm über einem Bach beobachtet. Ein Paar im Amplexus und zwei weitere ♂♂ wurden bei einem Kampf auf einem Ast beobachtet; die nicht im Amplexus befindlichen ♂♂ näherten sich hierbei ständig dem großen ♂ und versuchten, es wegzutreten (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus luminosus: Vorkommen auf der westlichen Seite der Cordillera Occidental, Departamento Antioquia, Kolumbien (1.140–1.430 m ü. NN). Die erwachsenen Tiere finden sich auf der Vegetation in Waldlichtungen in einer Höhe von 1–2 m über dem Boden, eher selten, möglicherweise auch wegen der Lebensweise in der Kronenregion (Ruíz-Carranza & Lynch 1995b, Frost 2024).

Nymphargus luteopunctatus: Typuslokalität im Departamento Cauca, Bezirk El Tambo, Vereda La Playa, Finca La Playa-La Primavera, Westhang der Cordillera Occidental, Kolumbien, evtl. auch im angrenzenden Ecuador (1.200–1.500 m ü. NN). Lebensraum auf Vegetation über Bächen im Primärwald (Ruíz-Carranza & Lynch 1995b, Frost 2024).

Nymphargus manduriacu: Vorkommen im Reservat Río Manduriacu, Provinz Imbabura, Bioregion Chocó und tropische Anden am pazifischen Hang der Anden Ecuadors, evtl. auch weiter nördlich im Reservat Cotacachi-Cayapas (1.175–1.275 m ü. NN). Lebensraum im dichten nie-

dermontanen Wald in der Nähe von kleinen 0,5–4 m breiten Süßwasserbächen und Wasserfällen. In diesem Gebiet herrschen hohe Niederschläge und Luftfeuchtigkeiten über 90 % sowie Temperaturen zwischen 18–20 °C (Guayasamin et al. 2019b, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus mariae: Bekannt von der Typuslokalität, 1 km westlich Puyo, Provinz Pastaza, Ecuador, dort durch Synonymisierung (s. o.), weiterhin in den Provinzen Sucumbíos, Orellana, Napo, Pastaza und Morona Santiago sowie in der Serranía de Sira, Huánuco, Peru (300–1.550 m ü. NN). Die Art ist aus moos- und bromelienbewachsenen Nebel- und Feuchtwäldern bekannt (Guayasamin et al. 2009).

Nymphargus megacheirus: Endemisch verbreitet an vier Örtlichkeiten der amazonischen Anden in Ecuador (Provinz Napo in der Nähe des Río Azuela und Río Salado) sowie aus der Cordillera Oriental Kolumbiens (Gemeinden Mocoa, Putumayo und San Vicente del Caguán, Departamento Caquetá) (1.300–1.750 m ü. NN). Während der Regenzeit rufen die ♂♂ aus der Vegetation von den Oberseiten von Blättern, die über schnell fließenden Bächen im primären Nebelwald hängen (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus megistus: Westliche Abhänge der Cordillera Occidental in den Departamentos Antioquia, Risaralda, Valle de Cauca und Chocó, Kolumbien, sowie im Reservat Río Manduriacu, Provinz Imbabura, und in der Nähe von Mindo, Provinz Pichincha, nordwestliches Ecuador (1.550–2.100 m ü. NN). Während der Regenzeit halten sich die erwachsenen Tiere in der Nähe von Bächen auf, wo die ♂♂ auf Ästen in 1,5–1,8 m Höhe rufen. In der Trockenzeit wandern die erwachsenen Tiere in weiter entfernte Bereiche der Nebelwälder ohne permanente Gewässer (Rada & Guayasamin 2008, Trageser et al. 2021).

Nymphargus mixomaculatus: Im Norden der Reserva Comunal Chayu Nain (Provinz Utcubamba, Departamento Amazonas) und dem Bosque de Protección Alto Mayo (Provinz Moyobamba im Departamento San Martín) bis zur Typuslokalität in der Nähe von Caserío Carpisah de Mayobamba (Departamento Huánuco, Provinz Huánuco, Peru (2.650–3.180 m ü. NN). Fortpflanzungslebensraum in Büschen und Bäumen entlang kleiner, schnell fließender Nebelwaldbäche (Guayasamin et al. 2006a).

Nymphargus nephelophila: Östliche Abhänge der Cordillera Oriental in Kolumbien. Die Typuslokalität befindet sich im Departamento Caqueta, Bezirk Florencia, Vereda Gabinete, 3,1 km unterhalb des Kammes des Alto Gabinete (1.660–2.190 m ü. NN). Gesammelt in der Vegetation in 2 m Höhe über dem Boden im Nebelwald (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b).

Nymphargus ocellatus: Amazonasabhänge der Anden in Zentral- und Südperu (Pasco Region entlang der Cordillera Oriental: 1) Huancabamba (Typuslokalität), 2) Chacos in der südlichen Pufferzone des Yanachaga-Chemillen Nationalparks) (1.200–1.992 m ü. NN). Lebensraum im sekundären Berg- und Nebelwald auf Vegetation ca. 1,4 m über dem Boden (Frost 2023).

Nymphargus oreonympha: Nur bekannt von der Typuslokalität im Departamento Caquetá, im Bezirk Florencia, 8,6 km östlich von Alto Gabinete am Westhang der Cordillera Oriental von Kolumbien (2.040–2.270 m ü. NN). Lebensraum an Bächen im primären Nebelwald (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b).

Nymphargus phenax: Die Art ist derzeit nur von der Typuslokalität (Tutumbaro, Río Piene, Departamento Ayacucho, Peru) und einem 45 km entfernten Fundpunkt (Stromgebiet des Río Apurímac, Ayacucho) bekannt, mögliche Vorkommen in Bolivien werden diskutiert. Höhenverbreitung 1.837–1.840 m ü. NN. Das Vorkommen liegt in einem gestörten Nebelwald in einem Flusstal mit Bambus, Farnen und Elefantenohrpflanzen (*Xanthosoma*), aber keinen

Baumfarnen und nur wenigen Bromelien. Die Frösche riefen nachts von den Oberseiten der Blätter im Umkreis von 1 m an einem langsam fließenden Fluss. An den beiden Tagen, an denen die Exemplare entnommen wurden, lag die Temperatur bei 14,0–28,5 °C, und der Gesamtniederschlag betrug 13,5 mm (Cannatella & Duellman 1982, Köhler 2000).

Nymphargus pijao: Beide Hänge der Cordillera Occidental und der Westhang der Cordillera Central in den Departamentos Antioquia, Cauca, Chocó, Quindío, Risaralda und Valle del Cauca, Kolumbien (Typuslokalität: Bach Sopladero, 40 km nordwestlich von Corregimiento Uribe, Cabaña La Romelia, Parque Nacional Natural Munchique, Gemeinde El Tambo, Departamento Cauca) (1.480–2.430 m ü. NN). Lebensraum: in der bachassoziierten Vegetation. Im Lebensraum („Cascadas de Río Verde“ Nature Reserve, Córdoba, Quindío, Colombia) wurde ein Abwehrverhalten beschrieben, welches der Predator-Vermeidung (Desinteresse) dienen soll und bei welchem die ergriffenen Frösche ihre Köpfe durchbogen, die Gliedmaßen an den Körper anzogen und diese Position auch nach Manipulation beibehielten. Dabei begab sich ein Tier ferner in Rückenlage und zeigte halb geschlossene Augen und ein Totstellverhalten. Alle Frösche verströmten zudem einen auffälligen Geruch. Während das zuerst beschriebene Abwehrverhalten auch schon bei *V. parvula* (als *V. uranoscopa*) beschrieben war, stellt der Totstellreflex den ersten Nachweis bei der Familie Centrolenidae dar (Toledo et al. 2010, Arcila-Pérez et al. 2017, Montilla et al. 2023, Lopez-Molina et al. 2023).

Nymphargus pluvialis: Bekannt aus dem Gebiet der Typuslokalität (Departamento Cuzco, Peru) und dem feuchten Bergwald von La Paz, Bolivien (1.820 m ü. NN). Der Typusort, die Cooperativa Pistipata, besteht aus Kaffee- und Teeplantagen mit Resten von Nebelwald. Die Frösche wurden in der Nähe einer Brücke über den Río Umas-Bamba (Río Santa Maria) gefunden. Sie riefen in einer regnerischen Nacht auf Büschen und von den Oberseiten von Blättern über dem Wasser, die an den Fluss grenzten (Cannatella & Duellman 1982).

Nymphargus posadae: Östliche Abhänge der Cordillera Central in Kolumbien, in den Departamentos Caldas, Huila und Cauca, in Ecuador in Nebelwäldern an den Amazonas-Andenhängen, in den Provinzen Sucumbíos, Napo und Zamora Chinchipe sowie im Nordosten Perus an den südwestlichen Hängen der Cordillera del Condor (1.100–2.800 m ü. NN). Erwachsene Tiere auf Vegetation und Felsen am Rande von Bacheinschnitten (Ruiz-Carranza & Lynch 1995a, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus prasinus: Am Pazifikhang der Cordillera Occidental in den Departamentos Valle del Cauca, nordwärts durch Chocó und Risaralda bis Antioquia, Kolumbien (900–1.450 m ü. NN). Die Art kommt in Regenwäldern und subandinen Wäldern vor und ist häufig an der Vegetation entlang von Bächen zu finden (auf Bäche mit Baumkronen beschränkt). Sie legt ihre Eier auf der Oberseite von Blättern ab (Duellman 1981; Frost 2024)

Nymphargus rosada: Am Osthang der kolumbianischen Zentralkordillere entlang des Magdalena-Tals in den Departamentos Caldas (Gemeinden Pensilvania und Samaná), Tolima (Gemeinden Ortega und Falan) und Antioquia (Gemeinden Anorí und Santo Domingo) (1.100–2.450 m ü. NN). Die Art kommt in den subandinen Wäldern in der Vegetation entlang von Bächen vor. Sie benötigt zur Fortpflanzung Galeriewälder und ist auf die kleinen Restwälder beschränkt, die es in ihrem Verbreitungsgebiet noch gibt (Ruiz-Carranza & Lynch 1997, Guzmán & Salazar 2012).

Nymphargus ruizi: In mittleren Höhenlagen an den Westhängen der Cordillera Occidental und am Osthang der Farallones de Cali in den Departamentos Cauca, Risaralda und Valle del Cauca, Kolumbien (2.190–2.850 m ü. NN). Diese Art kommt in der Vegetation und auf Moospolstern

am Rande von Bächen bzw. in den Spritzwasserzonen von kleinen Wasserfällen (0,1–1,0 m vom Wasser entfernt) in den subandinen Wäldern vor. Sie ist auf Galeriewälder beschränkt, da sie überhängende Äste als Laichhabitat benötigt (Lynch 1993).

Nymphargus siren: Nebelwälder an den andinen Amazonashängen der Cordillera Oriental in den Provinzen Napo und Orellana, Ecuador, und im Departamento Putumayo, Kolumbien, bis zur Provinz Ayacucho, Südperu (1.410–2.000 m ü. NN). Die Art lebt in der Nähe von Bächen im Nebelwald, ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter (Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus spilatus: Am Osthang der kolumbianischen Zentralkordillere im Departamento Caldas (Gemeinde Samaná) (1.850–1.940 m ü. NN). Diese Froschart kommt in subandinen Primärwäldern in der Vegetation entlang von Bächen vor. Es wird nicht erwartet, dass sie Störungen des Lebensraums gut toleriert (Frost 2024).

Nymphargus sucre: Nur von ihrer Typuslokalität in Ecuador bekannt (ein Bach an der Straße Plan de Milagro-Gualaceo, Provinz Morona Santiago, in den immergrünen Nebelwäldern der Anden) (2.140–2.160 m ü. NN). ♂♂ wurden nachts rufend auf Blattoberseiten in 90–130 cm Höhe über einem Bach beobachtet. Es wird vermutet, dass die bräunlich gelbe Rückenfärbung dieser Art eine gewisse Anpassung an den Lebensraum darstellt und es ihr ermöglicht, sich tagsüber an toten Blättern zu tarnen (Guayasamin 2013, Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus truebae: Lediglich von einigen Fundorten im Valle Kosñipata, Departamento Cuzco, Peru, bekannt, Vorkommen in Bolivien bisher nicht zweifelsfrei bestätigt (1.400–1.900 m ü. NN). Die früher recht häufige Art lebte an kleinen Bächen und in der Nähe von Wasserfällen im primären und sekundären Amazonas-Nebelwald mit einigen Baumfarnen und Bromelien sowie üppigem Unterbewuchs aus Moosen und Farnen. In der Vergangenheit wurden Individuen beobachtet, die nachts auf den Oberseiten von Farnblättern entlang der Uferzonen riefen (Duellman 1976, De la Riva et al. 2000, Köhler 2000, Torres-Gastello et al. 2007).

Nymphargus vicenteruedai: Bekannt nur von der Typuslokalität am Westhang der Cordillera Oriental im Quebrada Aguas Claras, Santuario de Fauna y Flora Guanentá-Alto Río Fonce, Departamento Santander, Kolumbien (2.525–2.700 m ü. NN). Lebensraum: ungestörte Hochandenwälder mit vielen Epiphyten und mit Bächen assoziierten Wasserquellen (Velásquez-Álvarez et al. 2007).

Nymphargus wileyi: Bekannt nur aus den Nebelwäldern in der Nähe der biologischen Station Yanayacu, Provinz Napo, Ecuador (2.100 m ü. NN). Lebensraum: anscheinend auf Primärwald beschränkt, Exemplare wurden nachts auf Blättern 120–220 cm über permanenten Bächen gefunden (Guayasamin et al. 2006b, Guayasamin et al. 2020).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Nymphargus anomalus: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2021-04-14): Vom Aussterben bedroht – CR (AmphibiaWeb 2023)

Nymphargus armatus: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, D, assessed 2016-08-02)

Nymphargus balionotus: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2019-07-03)

- Nymphargus bejaranoi*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, A2ace; C2a(i) assessed 2019-09-25)
- Nymphargus buenaventura*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2021-02-17)
- Nymphargus cariticommatous*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2021-03-17)
- Nymphargus caucanus*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2018-06-28)
- Nymphargus chami*: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, B1ab(iii), assessed 2018-06-29)
- Nymphargus chancas*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2020-12-22)
- Nymphargus cochranæ*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-03-17); Gefährdet – VU (AmphibiaWeb 2023)
- Nymphargus colomai*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, A3c; B1ab(iii,v), assessed 2020-11-10)
- Nymphargus cristinae*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2019-02-12)
- Nymphargus garciae*: Gefährdet – VU (Vulnerable B1ab(iii), assessed 2016-08-02)
- Nymphargus grandisonae*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-04-05)
- Nymphargus griffithsi*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2016-08-02)
- Nymphargus humboldti*: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2021-01-27)
- Nymphargus ignotus*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2016-08-02)
- Nymphargus lasgralarias*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2021-03-17)
- Nymphargus laurae*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2021-04-13); Vom Aussterben bedroht – CR (Guayasamin et al. 2020, AmphibiaWeb 2023).
- Nymphargus lindae*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, A3c; B1ab(iii,v), assessed 2020-11-13)
- Nymphargus luminosus*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2016-08-03)
- Nymphargus luteopunctatus*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2018-06-29)
- Nymphargus manduriacu*: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, B1ab(iii)+2ab(iii), assessed 2020-08-05)
- Nymphargus mariae*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018-03-14)
- Nymphargus megacheirus*: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, C2a(i), D, assessed 2021-01-13)
- Nymphargus megistus*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2016-07-18)
- Nymphargus mixomaculatus*: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, B1ab(iii), assessed 2017-04-18)
- Nymphargus nephelophila*: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2016-07-29)
- Nymphargus ocellatus*: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2017-04-18)
- Nymphargus oreonympha*: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018-12-14)
- Nymphargus phenax*: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2018-03-30)

Nymphargus pijao: bislang nicht eingestuft durch die IUCN

Nymphargus pluvialis: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2019-09-24)

Nymphargus posadae: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018-03-20)

Nymphargus prasinus: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2016-08-02)

Nymphargus rosada: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2016-08-02)

Nymphargus ruizi: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2016-08-02)

Nymphargus siren: Stark Gefährdet – EN (Endangered, A4c, assessed 2020-11-13)

Nymphargus spilolus: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, assessed 2018-06-29)

Nymphargus sucre: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, B1ab(iii)+2ab(iii), assessed 2021-03-17)

Nymphargus truebae: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, A2abce, D, assessed 2017-04-18)

Nymphargus vicenteruedai: Ungenügende Datengrundlage – DD (Data Deficient, assessed 2018-12-11)

Nymphargus wileyi: Vom Aussterben Bedroht – CR (Critically Endangered, B1ab(iii), assessed 2021-02-02)

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Ecuador

Amphibians of Ecuador/Anfibios de Ecuador (Centro Jambatu (2011–2020) V1.23)

CR (Vom Aussterben bedroht):

Nymphargus anomalus (endemische Art)

Nymphargus balionotus

Nymphargus manduriacu

Nymphargus megacheirus

EN (Stark Gefährdet):

Nymphargus colomai (endemische Art)

Nymphargus lindae (endemische Art)

VU (Gefährdet):

Nymphargus garciae

Nymphargus griffithsi

Kolumbien

Libro Rojo de los Anfibios del Valle del Cauca (Castro-Herrera & Bolívar-García 2010)

NatureServe Status S2 (Imperiled):

Nymphargus armatus

Nymphargus ruizi

NatureServe Status S2S3:

Nymphargus ignotus

NatureServe Status S3 (Vulnerable):

Nymphargus griffithsi

Nymphargus prasinus

Peru

Libro Rojo de la Fauna Silvestre Amenazada del Perú (SERFOR 2018)

EN (En Peligro):

Nymphargus mariae

VU (Vulnerable):

Nymphargus pluvialis

NT (Casi Amenazado):

Nymphargus ocellatus

Nymphargus siren

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschlichen Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UVB-Strahlung zu nennen.

Nymphargus anomalus: abnehmender Populationstrend, kaum Sichtungen seit seiner Beschreibung im Jahr 1971. Bestandsrückgänge vermutlich infolge landwirtschaftlicher Nutzung des Habitats.

Nymphargus armatus: vom Aussterben bedroht (geschätzt weniger als 50 Individuen), nur von der Typuslokalität bekannt, Verbreitungsgebiet lediglich 51 km², trotz einiger Suchen seit 1997 nicht mehr gefunden, möglicherweise durch Chytridiomykose beeinträchtigt (IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2017).

Nymphargus balionotus: Die Art wird in der Roten Liste der IUCN als gefährdet geführt, und es ist nur eine einzige sich fortpflanzende, aber abnehmende Population in Ecuador bekannt. Die größten Bedrohungen für die Art sind der Klimawandel und der Verlust des Lebensraums. Zu den Ursachen für den Lebensraumverlust gehören der Bergbau und die Ausweitung der Landwirtschaft in dem Gebiet und hier die Umweltverschmutzung und das Einsetzen exotischer Raubfische. Auch der Pilz *Batrachochytrium dendrobatidis* wird als Bedrohung vermutet (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus bejaranoi: aufgrund eines negativen Populationstrends mit mehr als 50 % Nachweisrückgängen innerhalb von zehn Jahren als bedroht eingestuft. Dies wird mit dem Auftreten des Chytridpilzes in der Region, dem Klimawandel, dem Bau hydroelektrischer Staudämme und weiteren Habitatverlusten erklärt. Geschätzte Reliktpopulation bestehend aus 2.500 adulten Tieren, bisweilen erloschene Populationen an bekannten Standorten oder lediglich Einzelnachweise.

Nymphargus buenaventura: aufgrund des recht kleinen und stark fragmentierten Verbreitungsgebiets sowie durch Zunahme landwirtschaftlicher Aktivitäten, Waldrodung und Bergbau als stark gefährdet gelistet (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus cariticommatatus: aufgrund des moderat großen und kontinuierlich schwindenden Verbreitungsgebiets sowie durch Zunahme landwirtschaftlicher Aktivitäten, Waldrodung und Bergbau als stark gefährdet gelistet (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus caucanus: als stark gefährdet eingestuft, abnehmender Populationstrend, weil das Verbreitungsgebiet klein ist, die Art an zwei als bedroht eingestuften Orten vorkommt und die Größe und Qualität ihres Lebensraums aufgrund der Ausdehnung der Landwirtschaft und des illegalen Anbaus weiter abnimmt.

Nymphargus chami: abnehmender Populationstrend infolge von Land- und Forstwirtschaft.

Nymphargus chancas: abnehmender Populationstrend aufgrund eines kleinen Verbreitungsgebiets, welches einem kontinuierlichen Qualitätsverlust infolge Land- und Forstwirtschaft sowie menschlicher Siedlungen ausgesetzt ist (IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2022c).

Nymphargus cochranæ: trotz vereinzelter Gefährdungen durch Habitatverluste infolge Abholzung und Bergbau stabiler bis leicht abnehmender Populationstrend bei großem Verbreitungsgebiet.

Nymphargus colomai: aufgrund des kleinen Verbreitungsgebiets stark bedroht mit perspektivisch schlechten Aussichten und abnehmendem Populationstrend (Bergbau, Umweltverschmutzung; Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus cristinae: abnehmender Populationstrend aufgrund des sehr kleinen Verbreitungsgebiets und anthropogener Aktivitäten (Pérez-González & Rada 2018).

Nymphargus garciae: abnehmender Populationstrend infolge des relativ kleinen Verbreitungsgebiets und Habitatverlusten durch anthropogene Aktivitäten. In Kolumbien handelt es sich um eine seltene Art, welche in Ecuador seit 1984 nicht mehr gefunden wurde.

Nymphargus grandisonae: derzeit nicht gefährdet infolge des großen Verbreitungsgebiets und einer gewissen Toleranz gegenüber Habitatveränderungen, einzelne Populationen zeigen einen abnehmenden Trend (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus griffithsi: derzeit nicht gefährdet infolge des großen Verbreitungsgebiets und einer gewissen Toleranz gegenüber Habitatveränderungen, einzelne Populationen zeigen einen abnehmenden Trend (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus humboldti: unklare Datenlage aufgrund des noch nicht abschließend geklärten Verbreitungsgebiets und der leichten Verwechselbarkeit insbesondere mit *N. siren* (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus ignotus: derzeit stabiler bis abnehmender Populationstrend, lokalisierte Habitatverluste durch Geländefragmentierungen und weitere menschliche Aktivitäten.

Nymphargus lasgalarias: abnehmender Populationstrend aufgrund des kleinen Verbreitungsgebiets, Habitatverluste durch Geländefragmentierungen und weitere menschliche Aktivitäten (Neozoen, Chytridiomykose; Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus laurae: Bereits zu Zeiten der Erstbeschreibung wurde nur ein Tier gefunden, danach lediglich zwei weitere wissenschaftlich bearbeitet, sodass von einer sehr seltenen, hoch bedrohten Art auszugehen ist. Neben dem kleinen Verbreitungsgebiet zeigen Modellierungen des Lebensraumes eine in der Vergangenheit massive und kontinuierlich voranschreitende Habitatzerstörung (Sánchez-Carvajal et al. 2021).

Nymphargus lindae: aufgrund einer kleinen Verbreitung und extremen Verschmutzung der Lebensräume durch Kupfer- und Gold-Bergbau der heute noch häufigen Art werden Populationsseinbußen von 50 % über die nächsten zehn Jahre erwartet (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus luminosus: kleines Verbreitungsgebiet, Habitatverluste und -fragmentierungen beeinträchtigen den Populationstrend negativ (Ruíz-Carranza & Lynch 1995b).

Nymphargus luteopunctatus: vermuteter abnehmender Populationstrend aufgrund des kleinen Verbreitungsgebiets, Habitatverlusten durch Geländefragmentierungen und weitere menschliche Aktivitäten, seltene Spezies, die noch dazu in einer unzugänglichen vormaligen Guerilla-Region vorkommt (Ruíz-Carranza & Lynch 1995b).

Nymphargus manduriacu: aufgrund des winzigen Verbreitungsgebiets (0,4–4 km²), der Zerstörung des Lebensraums und der Verschmutzung durch Viehzucht, Landwirtschaft und Bergbau (Gold, Kupfer) vom Aussterben bedroht.

Nymphargus mariae: aufgrund des weiten Verbreitungsgebiets und trotz lokaler Populationschwächungen bei vermutet abnehmendem Trend in der niedrigsten Schutzkategorie (Cisneros-Heredia & Guayasamin 2014).

Nymphargus megacheirus: aufgrund eines sehr kleinen Verbreitungsgebiets und zahlenmäßig kleinen Populationen vom Aussterben bedroht, abnehmender Trend aufgrund anthropogener Habitatbeeinflussung (Klimawandel; Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus megistus: kleines Verbreitungsgebiet, Habitatverluste und -fragmentierungen beeinträchtigen den Populationstrend negativ.

Nymphargus mixomaculatus: eine wenig bekannte Glasfroschart, die in Peru endemisch ist und derzeit nur von ihrer Typuslokalität in der Cordillera del Carpish in Zentralperu, Departamento Huánuco, bekannt ist. Nach Angaben der IUCN wurde die Art nach dem Kriterium B1ab(iii) als vom Aussterben bedroht eingestuft, da die Ausdehnung des Vorkommens auf 10 km² geschätzt wird, lediglich noch ein Fundort bekannt und ein kontinuierlicher Rückgang der Fläche und Qualität des Lebensraums zu verzeichnen ist (Guayasamin et al. 2006a, IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2018a).

Nymphargus nephelophila: sehr lückenhafte Datenbasis, Gebiete unter dem Einfluss menschlicher Aktivitäten, seit 1992 keine systematischen Studien (Guayasamin 2013).

Nymphargus ocellatus: lückenhafte Datenbasis, kleines Verbreitungsgebiet und unklare Zuordnungen zu anderen Spezies lassen eine Neueinstufung erforderlich erscheinen, auch ist das Ausmaß der Störungsanfälligkeit nicht genau bekannt, angenommener abnehmender Populationstrend (IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2018b).

Nymphargus oreonympha: negative anthropogene Einflüsse in der Region betreffen vornehmlich tiefere Lagen, derzeit stabiler Populationstrend.

Nymphargus phenax: aufgrund anthropogener Einflussfaktoren und einem relativ kleinen Verbreitungsgebiet als stark bedroht eingestuft, die fünf bislang bearbeiteten Exemplare wurden 1975 und 2010 gesammelt.

Nymphargus pijao: Unbekannt.

Nymphargus pluvialis: aufgrund des kleinen Verbreitungsgebiets, landwirtschaftlicher Nutzung der Habitate und deren Fragmentierungen stark bedroht. Seit 2000–2007 sind verschiedene peruanische Populationen erloschen, möglicherweise korreliert mit dem Auftreten der Chytridiomykose. In Bolivien keine Sichtungen seit 2003.

Nymphargus posadae: Die Art hat ein relativ großes Verbreitungsgebiet und kommt in mehreren Schutzgebieten vor.

Nymphargus prasinus: durch kontinuierliche Lebensraumzerstörung und ein überschaubar großes Verbreitungsgebiet gefährdet, abnehmender Populationstrend.

Nymphargus rosada: Das Verbreitungsgebiet ist mit 12.317 km² überschaubar groß, in den bekannten Lokalisationen kommt es aufgrund menschlicher Aktivitäten zu einer kontinuierlichen Verschlechterung von Ausmaß und Qualität der Lebensräume bei derzeit noch stabilem Populationstrend.

Nymphargus ruizi: insgesamt selten zu findende Art, welche durch Land- und Forstwirtschaft, Bergbau und ein kleines Verbreitungsgebiet bedroht ist.

Nymphargus siren: Habitatverluste durch illegale Land- und Forstwirtschaft sowie Bergbau, die Ausbreitung der Chytridiomykose und ein seit 2015 beobachteter bzw. prognostizierter Populationsschwund von mehr als 50 % bis 2025 rechtfertigen die Einstufung als stark gefährdet. An einer Stelle wird auch der illegale Handel als Ursache angeführt, jedoch nicht näher erläutert (IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2022d). Nach hiesiger Kenntnis bestand für diese Art jedoch nie eine Handelsrelevanz.

Nymphargus spilatus: Trotz eines unbekannten Populationstrends leicht optimistische Ausichten wegen eines gut gemanagten Schutzgebietes im Nationalpark Las Orquídeas.

Nymphargus sucre: Ein extrem kleines Verbreitungsgebiet (5 km²), ein einzelnes dortiges Vorkommen und die befürchtete anthropogene Nutzung dieses Gebiets lassen ein Aussterben dieser Art befürchten (Guayasamin et al. 2020).

Nymphargus truebae: in Anbetracht des 2000–2005 erfolgten Zusammenbruchs der gesamten bekannten Population in der Pufferzone der Terra typica im Südosten Perus, der möglicherweise auf die in dem Gebiet nachgewiesene Chytridiomykose zurückzuführen ist, als vom Aussterben bedroht eingestuft. Seitdem waren mehrere Expeditionen in der Region erfolglos in Bezug auf weitere Sichtungen. Sollte die Art noch existieren, ist es wahrscheinlich, dass sie lediglich in geringer Zahl (befürchtet werden weniger als 50 Individuen) überlebt hat.

Nymphargus vicenteruedai: mangelnde Datenbasis in Bezug auf Ausdehnung des Verbreitungsgebiets, Populationsstatus, ökologische Bedürfnisse und Gefahren. Die Terra typica liegt in einer geschützten Zone. Seit den bereits 2004–2005 gesammelten neun Exemplaren für die Erstbeschreibung keine weiteren Nachweise.

Nymphargus wileyi: ein extrem kleines Verbreitungsgebiet (10 km²), nur zwei bekannte Populationen und die befürchtete anthropogene Nutzung dieser Gebiete lassen ein Aussterben dieser Art befürchten. Seit den bereits 2001–2004 gesammelten sechs Exemplaren für die Erstbeschreibung sind lediglich drei weitere Nachweise gelungen (Guayasamin et al. 2020).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Nymphargus</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase.
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>N. armatus</i>: Der Ruf ist ein leiser, „ausgeatmeter“ Pfiff, der an <i>Centrolene geckoidea</i> erinnert. <i>N. balionotus</i>: Der Ruf ist ein hochfrequentes Zirpen, das aus einem einzigen pulsierenden Ton besteht: Rufdauer 105–130 ms, Rufpausen 20,9–84,2 s, Dominanzfrequenz 9.733–10.250 Hz (Maynard et al. 2020). <i>N. bejaranoi</i>: Der Ruf besteht aus 6–7 Pulsen, die ersten sechs in regelmäßigen (9 ms) Intervallen wiederholt, der letzte abgesetzt, mittlere Ruflänge 202,3 ms, mittlere Dominanzfrequenz 3.887–4.113 Hz (Márquez et al. 1996). <i>N. caucanus</i>: Der Anzeigeruf ähnelt für das menschliche Ohr einem „Tic“ und besteht aus einem einzelnen Ton mit Amplitudenmodulation, d. h. mit ein bis zwei Amplitudenspitzen. Wenn zwei Amplitudenspitzen vorhanden sind, ist die erste Spitze etwas höher als die zweite. Der Ton dauerte $60 \pm 1,5$ ms (60–61 ms), und seine dominante Frequenz betrug 4.210–4.280 Hz. Der Ruf weist eine ansteigende Frequenzmodulation auf (Beginn: 4.130–4.180 Hz, danach 4.210–4.280 Hz), Intervalle zwischen den Rufen 3.210–8.571 ms (Duarte-Marín et al. 2023). <i>N. cochranae</i>: als einzelner, hoher Ton beschrieben (Lynch & Duellman 1973). <i>N. grandisonae</i>: Der Anzeigeruf besteht aus einem einzigen Ton, Ruflänge 0,013–0,158 s, 18–22 Pulse pro Ton, dominante Frequenz bei 3.100–4.048 Hz. 1) Anzeigeruf: dient dazu, den Standort eines ♂ anderen ♂♂ in der Nähe mitzuteilen und gleichzeitig ♀♀ anzulocken, 2) Balzruf: kommunikativer Ruf im Nahbereich (0,5–1 m) in Anwesenheit eines ♀, 3) Territorialruf: Modifikation des Anzeigerufs; wird von einem ♂ Revierinhaber als Reaktion auf die Anwesenheit eines anderen eindringenden ♂ ausgestoßen; das eindringende ♂ kann einen Antwortruf ausstoßen oder auch nicht; wirkt über große Entfernungen, 4) Begegnungsruf: weitere Abwandlung des Anzeigerufs; wird bei Interaktionen zwischen ♂♂ im Nahbereich von Antagonisten vor oder während des Kampfes über kurze Distanz ausgestoßen, 5) Befreiungsruf: während des Kampfes, bei dem ein ♂ ein anderes ♂ umklammert, begleitet von Vibrationen, 6) Bedrängnisruf: in der Regel bei antagonisierenden intraspezifischen Interaktionen oder in Notsituationen abgegeben (zufällige, laute, variable Piepstöne während des Kampfes; Hutter et al. 2013a, Guayasamin et al. 2020). <i>N. griffithsi</i>: ♂♂ rufen von der Oberseite von Blättern, die über Bäche hängen, der Ruf ist tonal und besteht aus einem einzigen Ton oder mehrfach gepulsten (d. h. zwei oder mehr Pulse) Rufen, Ruflänge 0,103–0,148 s, 1,1–1,9 Rufe pro Minute, dominante Frequenz 3.790–4.307 Hz (Hutter & Guayasamin 2012, Arcila-Pérez et al. 2017). <i>N. ignotus</i>: Der Ruf besteht aus einer Reihe von Zirplauten. Fünf ♂♂ riefen (73 Rufe) von der Oberseite von Blättern auf Sträuchern in 1–2 m Höhe. Der Anzeigeruf besteht aus einem gepulsten Ton, der wie ein hohes „Trii“ klingt. Die Anzahl der Pulse pro Ton betrug 1–4, mit einer Pulsdauer von 3–14 ms, die Pulsrate betrug 58,1–98,8 pro Sekunde. Der gesamte Ton (Ruf) dauerte 22–40 ms. Die dominante Frequenz des Rufs betrug 4.030–4.500 Hz. Diese Art stößt einzelne Rufe aus, aber auch Rufgruppen von 3–10 Rufen (Lynch 1990, Duarte-Marín et al. 2023). <i>N. lasgralarias</i>: Ruf mit gepulster (1–3) Note, Rufe klingen wie ein pulsierendes „Klick“ oder „Tick“, Ruflänge 0,016–0,044 s, 2–10 Rufe/min, oft in Serien von 1–5 Rufen (0,033–2,541 s), Rufe nicht oder nur schwach moduliert, dominante Frequenzen 3.445–3.962 Hz (Hutter & Guayasamin 2012). <i>N. manduriacu</i>: Der Ruf besteht aus einem einzigen Ton mit 8–12 gepulsten Noten,

ähnlich einem hohen Zirpen, Ruflänge 0,093–0,118 s, Dominanzfrequenz 4.052–4.447 Hz, Rufintervalle 3,9–8,6 s (Guayasamin et al. 2019b).

N. mariae: Der Ruf besteht aus einem einzigen Ton mit einer Dauer von 0,015–0,018 s, Rufpausen 1,733–1,940 s, Dominanzfrequenz 3.234–4.299 Hz (Guayasamin et al. 2020).

N. oreonympha: Die Rufe bestehen aus einer Reihe von 2–4 Piepsen („Tic“). Der Ruf ist seiner Struktur nach tonal und ungepulst, Ruflänge $14,3 \pm 2,2$ ms, Dominanzfrequenz $4.085 \pm 134,5$ Hz (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b, Mendoza-Henao et al. 2021, Duarte-Marín et al. 2022).

N. pijao: Zwei unterschiedliche Rufe wurden anhand einer vormalig zu *N. griffithsi* zugehörigen Population beschrieben und zeichnen sich durch folgende Merkmale aus: Anzeigeruf, Aufnahme in 1.926 m ü. NN in der Reserva Bellavista, Gemeinde Pijao, südlicher Teil von Quindío, Westhang der zentralen Anden von Kolumbien: Rufe (KRL 25,16–28,10 mm; n=7) zwischen 19:00–01:00 h aufgezeichnet: gepulster Ton mit einer oder mehreren deutlichen Amplitudenspitzen und -modulationen, Ruflänge $0,023 \pm 0,0069$ s, Dominanzfrequenz 3.620–3.790 Hz, Dauer und Dominanzfrequenz des Anzeigerufs korrelierte nicht mit der Temperatur während des Rufens. Der Stressruf wurde aus einer Population auf 1.913 m ü. NN in der Finca El Jardín, Vereda San Rafael, Gemeinde Calarcá, Quindío beschrieben (n=7): gepulster, hochfrequenter Ton mit Amplituden- und Frequenzmodulation, mittlere Dauer $0,395 \pm 0,152$ s, mittlere dominante Frequenz 5.130 ± 2.480 Hz (2.410–11.890 Hz; Arcila-Pérez et al. 2017).

N. pluvialis: Der Ruf ist ein schrilles „bree-ee-ee-ee-eep“ (Cannatella & Duellman 1982).

N. rosada: Der Ruf klingt wie ein hohes „Tick“. Die bei 17–18 °C aufgenommenen Rufe waren ihrer Struktur nach tonal, Ruflänge 47–82 ms, Dominanzfrequenz 3.610–4.650 Hz (Rada et al. 2017, Duarte-Marín et al. 2022).

N. siren: Der typische Anzeigeruf ist kurz und besteht aus einem einzigen, i. d. R. gepulsten Ton. Ruflänge 20–42 ms, 1–3 Amplitudenspitzen, wobei der erste Peak stärker ausgeprägt ist als die anderen, 24–130 Pulse/s, Dominanzfrequenz 4.737–6.029 Hz (Guayasamin et al. 2020).

N. spilatus: Der Anzeigeruf klingt wie ein „Tic“ und besteht aus einem nicht gepulsten Ton mit einer Dauer von 167,7–172,7 ms und Frequenzmodulation (schneller Anstieg der Frequenz zu Beginn des Rufes), Dominanzfrequenz 3.990–4.180 Hz (Duarte-Marín et al. 2022).

N. truebae: Der Ruf ist eine Serie kurzer, grillenähnlich zirpender Laute (Duellman 1976).

N. vicenteruedai: Der Anzeigeruf besteht aus einem einzigen „Tic“ (Velásquez-Álvarez et al. 2007).

Paarung und Eiablagestellen

Sämtliche Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche.

N. anomalus: ♂♂ rufen von Blattbündeln, ♀♀ legen ihre Eier auf bemooste Zweige.

N. armatus: Die ♂♂ riefen von den Spitzen der Blätter, die über dem Bach hingen, und von der Vegetation, die an den Felswänden der Schlucht wuchs. Drei Gelege wurden auf den Oberseiten von Blättern gefunden. Ein ♂ befand sich auf einem isolierten Farnwedel mit einem Gelege. Die anderen Gelege waren nicht eindeutig einem bestimmten ♂ zugeordnet. Die Gelege sind blassgelb, Eihüllen klar abgegrenzt, zahlreiche leere (eilose) winzige Gallerthüllen scheinen mit Wasser gefüllt zu sein. Gelege mit ähnlichen Strukturen wurden auch bei verschiedenen *Centrolene* spp., *Nymphargus griffithsi* und *Teratohyla pulverata* beschrieben (Rada et al. 2017).

N. balionotus: Gelege werden auf Blattunterseiten sowie auf Moosen, Felsen und Zweigen im Uferbereich abgesetzt, ♂♂ rufen auf Blättern in 1–5 m Höhe (Díaz-Ricarte & Guevara-Molina 2020, Guayasamin et al. 2020, Maynard et al. 2020).

N. bejaranoi: ♂♂ rufen von niedrigen Sitzwarten aus der Vegetation in ca. 1,5 m Höhe (Márquez et al. 1996).

N. ignotus: Die Gelege werden auf der Oberseite der Blätter abgelegt, 50–180 cm über dem Wasser, aber nicht an der Blattspitze, sondern normalerweise in der Mitte der

Blätter. Jedes Gelege enthält 15–23 braune Eier ($n=2$), wobei der animale Pol auffallend dunkler und der vegetative Pol schwach pigmentiert ist. Die Eihüllen sind klar abgegrenzt, und es gibt zahlreiche leere (eilose) winzige Hüllen, die mit Wasser gefüllt zu sein scheinen. Gelege mit ähnlichen Strukturen wurden auch bei verschiedenen *Centrolene* spp., *N. griffithsi* und *Teratohyla pulverata* beschrieben (Rada et al. 2017).

N. cariticommatus: ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter, die Eier werden auf der Oberseite der Blätter abgelegt (Wild 1994, Ramírez et al. 2009).

N. cristinae: Gelege werden auf die Blätter gelegt und enthalten oberseits bräunliche, unterseits cremefarbene Dotter, die sich zu braunen Embryonen entwickeln (Pérez-González & Rada 2018).

N. garciae: seziertes gravidas ♀ mit zahlreichen Eiern, welche oberseits bräunliche, unterseits cremefarbene Dotter aufwiesen (Guayasamin et al. 2020).

N. grandisonae: Reproduktion in Primär- und Sekundärwäldern sowie auf Sträuchern an Bächen und stehenden Gewässern in Nebelwäldern (Guayasamin et al. 2020), ♀♀ legen ihre Eier auf der Oberseite von Blättern in der Nähe von Wasserläufen ab, kurzzeitige mütterliche Brutpflege, keine elterliche Brutpflege durch ♂♂, territorial, ♂♂ über längere Zeiträume sehr standorttreu, ♂♂ zeigen ein komplexes Kampfverhalten, darunter folgende Varianten: (1) baumelndes amplexusartiges Ringen, (2) baumelndes Ringen von Bauch zu Bauch, (3) amplexusartiges Ringen, (4) Ringen von Kopf zu Bauch und (5) umgekehrter baumelnder Amplexus. Als Folge der Kämpfe weisen ♂♂ in der Regel Verletzungen auf, die wahrscheinlich durch Humerusdorne verursacht werden. Ron (2018) berichtet über einen Kampf zwischen *N. aff. grandisonae* und *Espadarana prosoblepon*. Ein am 17. April 2014 um 20:25 Uhr in der Gemeinde Pijao in den zentralen Anden von Kolumbien beobachtetes Paar im Amplexus befand sich auf der Oberseite eines großen Blattes in 260 cm Höhe oberhalb der Wasseroberfläche. Während der 3,08 h der Dauerbeobachtung bewegte sich das Paar um das Blatt herum, bevor es zu anderen Blättern wechselte und dann zum Standort der ersten Beobachtung zurückkehrte. Das ♂ (KRL 27,94 mm) hob immer wieder seinen Bauchbereich vom Rücken des ♀ (KRL 32,64 mm), behielt aber immer die axilläre Amplexusposition bei. Um 23:33 Uhr kehrte das Paar an den ursprünglichen Beobachtungsort zurück, aber dieses Mal drehte das ♀ seinen Körper, und dessen hinterer Teil befand sich in der Nähe des Blattrandes; Minuten später begann die Eiablage. Das ♀ legte mehrere Eier ab, während es sich vorwärtsbewegte; gleichzeitig bewegte sich auch das ♂ vorwärts, hob aber zusätzlich den hinteren Teil seines Körpers an und bewegte seine Beine rhythmisch in kreisförmigen Bewegungen, vermutlich um seine Spermien freizusetzen und durch die Beinbewegungen die Befruchtung der Eier zu unterstützen. Die synchronisierte Vorwärtsbewegung des Paares betrug mehrere Zentimeter, bis die Eiablage abgeschlossen war. Später entfernte sich das ♂ vom Rücken des ♀ und sprang auf ein anderes Blatt (~20 cm vom ♀ entfernt); während der folgenden elf Minuten gab das ♂ 13 akustische Signale ab, die ähnlich wie der Anzeigeruf dieser Art klangen. Das ♀ blieb für eine kurze Zeit (Sekunden) regungslos auf dem Blatt, bevor es sich leicht rückwärts bewegte und das Gelege mit seinem Körper bedeckte. Dort blieb es für mehr als 25 Minuten auf den Eiern. Es ist nicht bekannt, ob dieses mütterliche Versorgungsverhalten die Befruchtung fördert oder die Hydratation der Eier erhöht. Eine andere Studie zur Fortpflanzung stellte im Untersuchungszeitraum über vier Jahre in einer Population in den zentralen Anden von Kolumbien Beziehungen zur Niederschlagsmenge und Umgebungstemperatur dergestalt fest, dass die Zahl der rufenden ♂♂ saisonal und in den Monaten mit den höchsten Niederschlagsmengen besonders hoch war. Die signifikante Hauptursache für embryonale Sterblichkeit in den Gelegen stand im Zusammenhang mit dem Befall durch eine Speckfliege der Gattung *Cladochaeta* (Guevara-Molina & Vargas-Salinas 2014, Guayasamin et al. 2020, Villagas-Mora et al. 2020).

N. griffithsi: ♂♂ zeigen baumelndes Territorialverhalten, Eier werden auf Blattspitzen an überhängenden Bächen abgelegt, kurzzeitige mütterliche Fürsorge, elterliche Brutpflege durch ♂♂ fehlt (Guayasamin et al. 2020).

N. ignotus: Während der Regenzeit wurden entlang eines Baches in Corregimiento de Bitaco (Municipio de La Cumbre, Valle del Cauca, 1.900 m ü. NN) im April und August zahlreiche Individuen untersucht. Fortpflanzungsaktivitäten besonders in den Monaten mit mehr Regen (April bis Ende August). Das Reproduktionsverhalten umfasst die folgenden Aspekte: (1) sehr territoriale rufende ♂♂ versammeln sich punktuell in der Ufervegetation, mit einer Dichte von 12–31 ♂♂ in einem 115-Meter-Transekt; (2) der Paarungserfolg individueller ♂♂ variiert, und (3) die ♀♀ kommen asynchron zu den Fortpflanzungsstätten. Die Gelege werden auf der Oberseite von Blättern abgelegt, 50–180 cm über dem Wasser, aber nicht an der Blattspitze, sondern normalerweise in der Mitte der Blätter.

N. lasgralarias: ♀♀ übernehmen eine kurzzeitige Brutpflege, Brutpflege durch ♂♂ nicht vorhanden (Delia et al. 2017).

N. luminosus: legt cremefarbene Eier auf der Oberseite von Blättern in der Baumkrone ab (Ruiz-Carranza & Lynch 1995b).

N. manduriacu: ♂♂ rufen von Blattoberseiten 0,5–4 m über dem Boden aus der dichten epiphytischen Vegetation (Guayasamin et al. 2019b).

N. megacheirus: Die untersuchten ♀♀ hatten reife, pigmentierte (dunkle) Eier im Eileiter (Lynch & Duellman 1973, Ruiz-Carranza et al. 1996).

N. oreonympha: ♂♂ rufen aus halbbewachsener Vegetation, die sich 1–3 m über dem Boden befindet (Ruiz-Carranza & Lynch 1991b).

N. pijao: Arcila-Pérez et al. (2017) beschreiben drei Paare im Axillaramplexus am 11.10.2016 um 19:25 Uhr: Die Tiere befanden sich auf den Oberseiten von Blättern zwischen 20 und 60 cm Höhe über dem Wasser. Ein Paar wurde bis zur Eiablage beobachtet (KRL ♂ 26,2 mm, ♀ 29,8 mm). Dieses Paar bewegte sich umher, immer höher in der Vegetation und erreichte um 23:54 Uhr eine Blatthöhe von etwa 1,7 m über dem Bach. Später bewegte sich das Paar zum Ende eines Blattes und begann, auf beiden Seiten des Blattes zu klettern (zwischen 00:42 und 03:20 Uhr). Vor der Eiablage begann das ♂ seine Beine kreisförmig über das ♀ zu bewegen. Das ♂ hob den hinteren Teil seines Körpers an, und das ♀ stieß seine Eier aus, während sich das Paar vorwärtsbewegte. Das ♀ setzte ein Gelege aus 50 Eiern ab. Die Eiablage dauerte sieben Minuten (03:20–03:27 Uhr). Das ♂ setzte seine Beinbewegungen über dem ♀ nach der Eiablage für einige Sekunden fort. Um 03:37 Uhr hob das ♀ die Kloake, bewegte sich über das Gelege und bedeckte es mit seinem Körper. Das ♂ blieb bis 03:44 Uhr auf dem Rücken des ♀, danach bedeckte das ♀ die Eier noch mehr als 60 Minuten lang mit seinem Körper. Nach dieser Zeit kehrten weder das ♂ noch das ♀ zurück, um das Gelege zu besuchen. Wir beobachteten dieses Gelege bis zum Schlupf, der 25–26 Tage nach der Eiablage erfolgte. Wir untersuchten insgesamt acht Gelege mit einer im Mittelten Anzahl von $42 \pm 6,63$ Eiern (Spanne: 35–50). Alle Gelege befanden sich an der distalen Spitze von Blättern, entweder auf der Ober- (n=1) oder Unterseite (n=7) in einer im Mittelten Höhe von $1,62 \text{ m} \pm 0,184 \text{ m}$ (Spanne: 1,32–1,91 m). Unmittelbar nach der Eiablage betrug der Durchmesser der Eier aus einem Gelege in den Stadien 1–6 im Mittel $2,10 \pm 0,08 \text{ mm}$ (Mittelwert $\pm$ SD, n=9 Eier). Die Eigröße von drei Gelegen mit Embryonen in den Stadien 19–25 betrug $3,52 \pm 0,34 \text{ mm}$ (Mittelwert $\pm$ SD, n=24 Eier). Da Gelege hydratisieren, weisen sie eine kugelförmige Massenstruktur mit gelbem Dotter auf. Die Gelege wurden auf Blättern von Pflanzen der Familien Araceae, Arecaceae, Orchidaceae, Piperaceae und Thelypteridaceae in ~1,3–1,9 m über dem Wasser beobachtet (Montilla et al. 2023).

N. pluvialis: Die Gelege befanden sich an den Spitzen der Blattoberseiten (Cannatella & Duellman 1982).

N. posadae: ♂♂ riefen im Juni von der Oberseite von Farnwedeln in 110–220 cm Höhe sowie auf Felsen entlang eines Baches, Eier wurden bei ♀♀ gefunden (Embryonen braun, pigmentierter animaler Pol [dunkelbraun] und unpigmentierter vegetativer Pol [cremefarben]), allerdings ohne Angabe des Ablageortes (Ruiz-Carranza & Lynch 1995a, Guayasamin et al. 2020).

N. rosada: Die ♀♀ legen ihre Eier auf der Oberseite von Blättern ab, die über Bäche hängen, 50–100 cm über dem Wasser. Die Gelege werden an der Spitze der Blätter, 50–80 cm über dem Wasser abgelegt. Am 18. Februar 2008 wurde ein Kampfverhalten kopfüber baumelnd dokumentiert, während sich beide ♂♂ mit den Hinterbeinen an der Vegetation festhielten, wobei sie sich gegenseitig Bauch an Bauch berührten (Rada et al. 2017).

N. ruizi: Ein Paar im Amplexus wurde 1 m über dem Boden auf einem Blatt einer Pflanze gefunden. Jungtiere fanden sich im selben Mikrohabitat wie die adulten Tiere. Die Eier sollen eine schwarze Farbe aufweisen (Lynch 1993).

N. vicenteruedai: ♂♂ wurden laut rufend auf den Blättern von Pflanzen 1–2 m über dem Wasser gefunden, in der Nähe (30 cm), aber nicht in Kontakt mit den Gelegen (Velásquez-Álvarez et al. 2007).

N. wileyi: ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter und sind territorial, sie halten sich meist in der Nähe von Gelegen auf, die sich an der Spitze von Blättern befinden, die Abstände zwischen den Gelegen und den ♂♂ können bis zu 20 cm betragen. ♂♂ wurden aber nie auf demselben Blatt wie das Gelege beobachtet. Außerdem befand sich bei mehreren Gelegen kein ♂ in der Nähe; diese Beobachtungen deuten darauf hin, dass eine ausgeprägte elterliche Fürsorge nicht vorhanden ist (Guayasamin et al. 2020).

Fortpflanzungs-saison

N. buenaventura: Ruf- und Fortpflanzungsaktivitäten wurden im Dezember 2003 und Juli 2006 beschrieben.

N. chancas: Exemplare wurden während der vermuteten Reproduktionszeit im Juni 2011 gesammelt (IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2022c).

N. grandisonae: vermehrt sich in der Regenzeit (Dezember-April), der Amplexus findet in den Revieren der ♂♂ statt (Guayasamin et al. 2020).

N. griffithsi: Während der Regenzeit (Dezember bis April) nachts auf der Vegetation 50–900 cm über Bächen, Wasserfällen und kleinen Flüssen in primären und sekundären Nebelwäldern. Die Fortpflanzungsaktivität erreicht ihren Höhepunkt im Februar bis April. Die ♂♂ sind sehr territorial und zeigen aggressive Interaktionen mit Artgenossen; bei Kämpfen wurden ♂♂ beobachtet, die sich mit ihren Hinterbeinen an einem Ast festhielten und kopfüber Bauch an Bauch baumelten (Guayasamin et al. 2020).

N. lasgralarias: Die Fortpflanzung wurde von April bis Juli beobachtet, ♂♂ rufen von den Oberseiten von Blättern, die sich in der Nähe des Wasserlaufs befinden (Hutter & Guayasamin 2012).

N. laurae: Die Regenzeit erstreckt sich von März bis Juli, mit 448 mm monatlichem Durchschnittsniederschlag und 23,5 °C monatlicher Durchschnittstemperatur. Die Trockenzeit liegt zwischen August und Januar mit 353 mm im Mittel der monatlichen Niederschlagsmenge und einer monatlichen Durchschnittstemperatur von 23,9 °C (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007, Sánchez-Carvajal et al. 2021).

N. manduriacu: besondere Aktivitäten wurden in den Monaten Februar 2018, März 2019, Oktober 2016, November 2019 und Dezember 2019 festgestellt. Bis auf den Oktober, bei dem ein Individuum abseits des Baches gefunden wurde, fallen alle diese Monate in die Regenzeit. Allerdings geringe Auffindungsraten im Februar 2014, April 2017, Mai 2013 und November 2012 entlang desselben Baches (Guayasamin et al. 2019b).

N. siren: Größere Anzahlen rufender ♂♂ dieser Art fanden sich bei Felduntersuchungen am 07.04.1972 (13 Individuen), 18.03.1975 (15 Individuen; beide an der Typuslokalität) und am 15.07.1977 (21 Individuen), 3,2 km NNO von Oritoyacu entfernt (Guayasamin et al. 2020).

N. truebae: Früher war die Art häufig anzutreffen und konnte das ganze Jahr über beobachtet werden, besonders jedoch während des Höhepunkts der Regenzeit (Dezember bis März; Duellman 1976).

	<i>N. vicenteruedai</i>: Die Fortpflanzungsaktivität, die sich an der Anzahl und Regelmäßigkeit der rufenden ♂♂ ablesen lässt, ist auf die Regenzeit zwischen April und Mai beschränkt (Velásquez-Álvarez et al. 2007).
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>N. balionotus</i>: Gelege mit 17 Eiern (Maynard et al. 2020). <i>N. buenaventura</i>: Gelege wurden auf Blattoberseiten von Epiphyten in ca. 1 m Höhe gefunden und enthielten 38 Eier. Es wird vermutet, dass ♂♂ die Brutpflege übernehmen. <i>N. grandisonae</i>: Gelege enthalten 30–71 Eier (Guayasamin et al. 2020). <i>N. griffithsi</i>: Die ♀♀ setzen Gelege von 14–22 Eiern auf Blättern ab. Diese expandieren später zu einer hängenden gallertartigen Masse; schließlich schlüpfen die Kaulquappen und fallen in den Bach darunter (Guayasamin et al. 2020). <i>N. lasgralarias</i>: Gelege enthalten 12–36 Eier, werden an den Oberseiten der Blätter am Blattrand abgelegt und hängen, wenn sich die Eier vollständig entwickelt haben (Hutter & Guayasamin 2012). <i>N. manduriacu</i>: Gelege wurden auf Blattoberflächen entdeckt und enthielten 26–32 Embryonen (Guayasamin et al. 2019b). <i>N. pijao</i>: s. entsprechendes Kapitel bei Paarung und Eiablagestellen. <i>N. rosada</i>: Gelege enthalten 28–39 dunkle (animaler Pol) und weiße (vegetativer Pol) Eier (n=4). Die Gelege entwickeln sich zu dunkelbraunen Embryonen (Rada et al. 2017). <i>N. vicenteruedai</i>: Die kugelförmige Eimassen enthalten 20–30 Eier, welche sich zu gelben Embryonen entwickeln (Velásquez-Álvarez et al. 2007). <i>N. wileyi</i>: Die Anzahl der Eier/Gelege schwankt zwischen 19 und 28, Eier und Embryonen in frühen Entwicklungsstadien sind weißlich, ein ♂ kann bis zu vier Gelege in einer Fortpflanzungssaison befruchten (Guayasamin et al. 2020).
Eigröße / Larvengröße beim Schlupf	<i>N. chami</i>: Bei einem ♀ wurden Eier in der Bauchhöhle gefunden (Dotter cremefarben), und die Eileiter waren sehr dick und verdreht (AmphibiaWeb 2023). <i>N. grandisonae</i>: Das Gelege bestand aus 61 Eiern mit einem mittleren Durchmesser von 2,12 mm ± 0,24 (n=20; Guevara-Molina & Vargas-Salinas 2014). <i>N. ignotus</i>: Jedes Gelege (einschichtige Eimassen) enthält 15–23 braune Eier (n=2), wobei der animale Pol auffallend dunkler und der vegetative Pol schwach pigmentiert ist. Die Eihüllen sind klar abgegrenzt, und es gibt zahlreiche leere (eilose) winzige Hüllen, die mit Wasser gefüllt zu sein scheinen. Gelege mit ähnlichen Strukturen wurden auch bei anderen Vertretern der Centrolenidae nachgewiesen. Gelege-Parasitismus bei dieser Art hauptsächlich durch Fliegenlarven (etwa 50 %). Einige Gelege wurden auch bis zu 80 cm von Bächen entfernt gefunden, was darauf hindeutet, dass die schlüpfenden Kaulquappen die Fähigkeit haben, auf feuchtem Boden zu überleben, bis sie Bäche erreichen, indem sie sich (bei Regen) bergab in Richtung Wasser bewegen (Lynch 1990, Villa & Valerio 1982, Restrepo & Naranjo 1999, Rada et al. 2017). <i>N. manduriacu</i>: Ein Metamorphling war einheitlich grün mit einigen leichten Flecken (Guayasamin et al. 2019b). <i>N. pijao</i>: s. entsprechendes Kapitel bei Paarung und Eiablagestellen. <i>N. spilotus</i>: Die beiden untersuchten ♀♀ trugen kleine cremefarbene Eier im Körper (Ruiz-Carranza & Lynch 1997).
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamorphose	Glasfrosch-♀♀ legen ihre Eier auf Substraten außerhalb des Wasser entlang von Bächen ab, und nach mehreren Tagen oder Wochen (z. B. > 20 Tage) schlüpfen die Embryonen und fallen ins Wasser, wo sie ihre Entwicklung abschließen (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007). <i>N. pijao</i>: s. entsprechendes Kapitel bei Paarung und Eiablagestellen.
Angaben zu den Larven	<i>N. balionotus</i>: Metamorphlinge maßen 11,7 und 15,4 mm (Maynard et al. 2020). <i>N. grandisonae</i>: zu den charakteristischen Merkmalen gehören eine M-förmige Oberkieferscheide, eine kleine Lücke in Reihe A2 und eine nicht am Rande gekerbte Mundscheibe, im Leben (Gosner-Stadium 36) cremefarbene Färbung, Hyobranchialapparat

(Hoffmann 2010a) und Herz rosafarben, Schwanzmuskulatur rötlich cremefarben, Schwanz- und Bauchflossen durchscheinend mit kleinen dunklen Flecken am distalen Ende des Schwanzes (Ospina-Sarria et al. 2011, Guayasamin et al. 2020).

N. pijao: Mundregion des Körpers in Lateral- und Dorsalansicht gerundet, Spirakulum linksseitig, posterolateral gelegen, Schwanz lang, niedrig, Rückenflosse etwas höher als die Bauchflosse, Mundscheibe anteroventral, Labialzahnreihenformel 2(2)/3(1) und gelegentlich 2(2)/3(1)(2) oder 2(2)/2(1), Oberkieferscheide bogenförmig, Unterkieferscheide U-förmig, Kaulquappen sind fast durchscheinend, gewundene Eingeweide durch die Haut sichtbar, Leber orangerosa, Herz, Sinus hyobranchialis (Hoffmann 2010a) und andere Teile des Kreislaufsystems rosa (Arcila-Pérez et al. 2017, Montilla et al. 2023).

N. vicenteruedai: durchscheinende Kaulquappen, Zahnreihenformel 2/3, median gelegenes Spirakulum (Velásquez-Álvarez et al. 2007).

Haltung und Nachzucht **X**

Zu sämtlichen Arten liegen keine Informationen aus der Haltung vor.

***Rulyrana* Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009**

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Rulyrana adiazeta</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1991d)		Western Cochran Frog	Nein
<i>Rulyrana flavopunctata</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Yellow-spotted Glassfrog, Yellow-spotted Cochran Frog Rana de cristal de puntos amarillos	Nein
<i>Rulyrana mcdiarmidi</i>	(Cisneros-Heredia, Venegas, Rada & Schulte, 2008c)		McDiarmid's Glassfrog Rana de cristal del Río Jambue	Nein
<i>Rulyrana saxiscandens</i>	(Duellman & Schulte, 1993a)		Tarapoto Cochran Frog	Nein
<i>Rulyrana spiculata</i>	(Duellman, 1976a)		Cuzco Cochran Frog	Nein
<i>Rulyrana susatamai</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1995a)			Nein

Der Gattungsname *Rulyrana* wurde zu Ehren der beiden Herpetologen Pedro Miguel Ruiz-Carranza und John Douglas Lynch gewählt, welche maßgebliche Beiträge zum Verständnis der Diversität, Biologie und Evolution von kolumbianischen Glasfröschen geleistet haben. Der Name *Rulyrana* setzt sich aus einer willkürlichen Verbindung der beiden Anfangsbuchstaben von Ruiz und Lynch (Ruly) und dem Wort rana (= Frosch) zusammen. Außerdem ist Ruly zufällig auch der Spitzname des Freundes und Kollegen Martín Bustamante, dessen Arbeit zum Schutz der Amphibien hiermit vom beschreibenden Erstautor von J. M. Guayasamin ebenfalls gewürdigt wurde.

In phylogenetischer Hinsicht verkörpert diese Gattung die Klade der gemeinsamen Verwandtschaftslinie der beiden Spezies *Cochranella adiazeta* Ruiz-Carranza & Lynch 1991d, und *Centrolenella flavopunctata* Lynch & Duellman 1973. Die Schwesterngattung ist in diesem Fall unsicher, nach der Analyse des mitochondrialen Datensatzes wäre dies die Gattung *Teratohyla* Taylor 1951, während bei Betrachtung nukleärer Gene die Gattung *Sachatamia* unterstützt wird, allerdings nur mit geringer Aussagekraft.

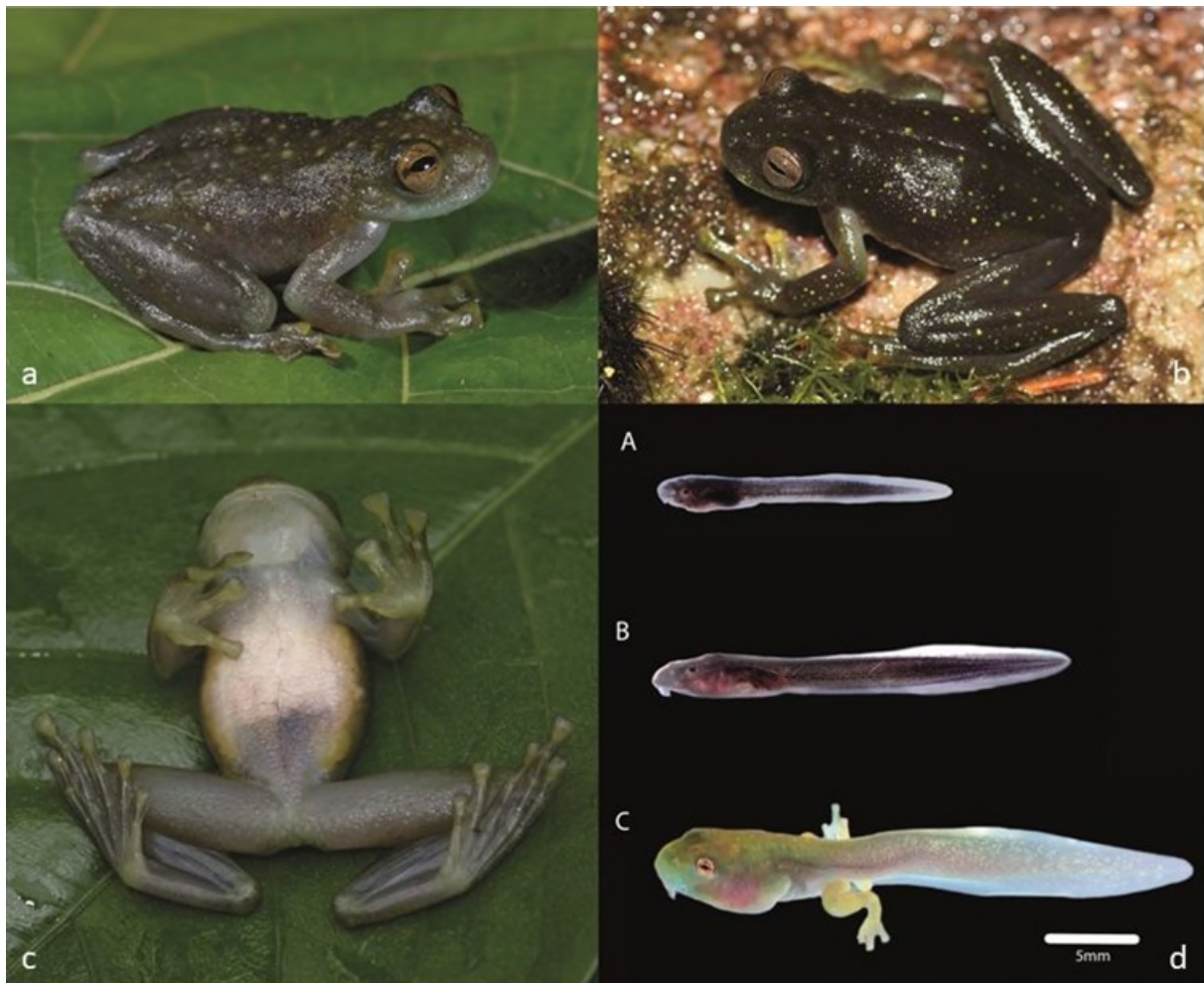


Abb. 54: *Rulyrana*-Merkmale

- a *R. mcdiarmidi* (A. Sanchez Vialas)
- b *R. mcdiarmidi* (M. Dobiey)
- c *R. mcdiarmidi*, Unterseite (C. Koch)
- d *R. mcdiarmidi*, Larven verschiedenen Alters (J.C. Sánchez).

Morphologie und Taxonomie

Vertreter der Gattung können anhand folgender Merkmale unterschieden werden: (1) keine Humerusdorne bei ausgewachsenen ♂♂ vorhanden, (2) gelappte Leber von einem durchsichtigen Leberperitoneum bedeckt, Verdauungstrakt durchscheinend, (3) ein ventrales parietales Peritoneum, welches im vorderen Bereich durch Iridophoren weiß gefärbt ist, der hintere Bereich ist hingegen transparent/durchscheinend, (4) mäßige bis stark entwickelte Spannhäute zwischen den Fingern III und IV, (5) Knochen im Leben grün, (6) Rücken im Konservierungsmittel lavendelfarben, mit oder ohne Flecken, (7) Zahnfortsatz des Vomers vorhanden, Vomer-Zähnnchen gewöhnlich vorhanden (vorhanden oder fehlend bei *R. spiculata* und *R. flavopunctata*), (8) die ♂♂ rufen von der Oberseite von Blättern oder Felsen, die ♀♀ legen ihre Eier an der Oberseite von Blättern oder Felsen ab. Die wichtigsten Merkmale, die *Rulyrana* von anderen Gattungen unterscheiden, sind mäßige bis ausgedehnte Spannhäute zwischen den Fingern III und IV, das ventrale Parietalperitoneum, das vorne weiß und hinten durchsichtig ist, sowie das Fehlen von Humerusdornen bei erwachsenen ♂♂. Die Gattung *Sachatamia* kann jedoch morphologisch nicht von *Rulyrana* unterschieden werden. Idealerweise wären diese beiden Taxa in einer einzigen Gattung zu vereinen, wie es der nukleäre Datensatz und

die Bayes'sche Analyse des gesamten Datensatzes nahelegen. Die mitochondriale Phylogenie zeigt jedoch, dass *Rulyrana* und *Sachatamia* keine monophyletische Gruppe bilden. Angesichts dieser Inkongruenz zwischen den Datensätzen werden beide Gattungen anerkannt, die in allen Datensätzen (nukleär, mitochondrial, kombiniert) als monophyletisch angesehen werden. Sollten weitere Arbeiten ergeben, dass *Rulyrana* und *Sachatamia* tatsächlich eine natürliche Gruppe bilden, wäre es empfehlenswert, *Sachatamia* als Synonym von *Rulyrana* zu betrachten. Zum gegenwärtigen Zeitpunkt erfordert jedoch die Einordnung der Arten in eine dieser beiden Gattungen die Verwendung molekularer Daten. Die Monophylie der Gattung *Rulyrana* wird durch 12S, RAG1, POMC, kombinierte nukleäre, kombinierte mitochondriale und vollständige Datensätze unterstützt (Guayasamin et al. 2009).

Viele Arten dieser Gruppe sind vergleichsweise ähnlich, können jedoch gegenüber anderen Gattungen unterschieden werden (eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung wird empfohlen):

Rulyrana adiazeta: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit hellgrüner bis grüner Rückenfärbung, dorsal winzige konische Stacheln (zahlreicher bei ♂♂), keine Ulnar- oder Tarsalfalten vorhanden, KRL ♂♂ 22,5–24,7 mm, ♀♀ 23,3–28,8 mm, Kopf so breit wie Körper, Maulregion von dorsal abgerundet, von lateral abgestumpft, vordere Hälfte bis zu zwei Dritteln des ventralen parietalen Peritoneums weiß (Ruiz-Carranza & Lynch 1991d).

Rulyrana flavopunctata: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit grüner bis dunkelgrüner (bis fast schwarzer) Rückenfärbung mit kleinen gelben Flecken, Rückenhaut chagriniert, dorsal winzige konische Stacheln bei ♂♂, Ventralhaut areolat, Ulnarfalte niedrig oder fehlend, innere Tarsalfalte niedrig, kurz, äußere Tarsalfalte fehlend, ein Paar leicht vergrößerte subkloakale Warzen, Iris blassgrauweiß, mit oder ohne Goldstich, mit dunkelgrauen oder braunen Flecken oder feiner Netzstruktur, KRL ♂♂ 21,0–23,9 mm, ♀♀ 24,0–27,4 mm, Maulregion von dorsal und lateral abgerundet, Trommelfell sichtbar, Supratympanalfalte niedrig, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, Harnblase, (gelappter) Leber und Nieren ohne Iridophoren. Ähnliche Arten: *R. mcdiarmidi*, *Espadarana audax*, *Nymphargus siren*, *Nymphargus humboldti*, *Nymphargus mariae*, *Teratohyla midas*. Taxonomische Anmerkungen: Die morphologischen Unterschiede zwischen *R. flavopunctata* und *R. mcdiarmidi* sind nur geringfügig (Körpergröße, Hautbeschaffenheit, Farbmuster), und die beiden Arten sind genetisch nicht zu unterscheiden. Es ist möglich, dass *R. mcdiarmidi* eine geografische Variante von *R. flavopunctata* darstellt oder dass die beiden Arten sich vor kurzem auseinanderentwickelt haben. Informationen zur Rufvariation und zu anderen Merkmalen sind notwendig, um den Artstatus von *R. mcdiarmidi* zu klären (Lynch & Duellman 1973, Guayasamin et al. 2020).

Rulyrana mcdiarmidi: mittelgroßer Glasfrosch mit grüner bis dunkelolivgrüner Rückenfärbung mit verschiedenen dunkleren Schatten und cremegelben oder hellgelblich orangen oder hellgrünen Flecken (♂♂ mit kleineren Rückenflecken als ♀♀), reichlich Melanophoren auf allen Fingern und Zehen, Rückenhaut glatt, chagriniert, mit zahlreichen Warzen, Ventralhaut grob gekörnt, subkloakale Bereiche grob gekörnt, mit zahlreichen niedrigen, flachen Warzen, andere Kloakenverzweigungen fehlen, Ulnarfalte markant, niedrige, kurze innere Tarsalfalte, Iris olivbraun bis braun mit dünnen dunklen Netzlinien, KRL ♂♂ 22,8–26,9 mm, ♀♀ 25,4–30,2 mm, Maulregion von dorsal und lateral abgerundet bis gestutzt, Trommelfellring deutlich, dorsolateral orientiert, schwache Supratympanalfalte, ventrales parietales Peritoneum vollständig weiß oder mit durchscheinendem hinteren Teil, Herz nicht sichtbar, alle anderen Peritonea auf Magen, Darm, Harnblase, (gelappter) Leber und Nieren ohne Iridophoren. Ähnliche Arten:

R. flavopunctata, *Espadarana audax*, *Nymphargus siren*, *Nymphargus humboldti*, *Nymphargus mariae*, *Teratohyla midas*. Taxonomische Anmerkungen: s. *R. flavopunctata* (Cisneros-Heredia et al. 2008b, Twomey et al. 2014, Guayasamin et al. 2020).

Rulyrana saxiscandens: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit dunkelgrüner bis schwarzer Rückenfärbung (vereinzelt mit lindgrünen Flecken), Melanophoren auf der ventralen Oberfläche der Schenkel und Tarsen vorhanden oder fehlend, Rückenhaut glatt, chagriniert oder fein bestachelt, Haut am Bauch und an den Ventralflächen der Oberschenkel grob gekörnt, andere ventrale Oberflächen glatt, subkloakale Bereiche ohne Kloakenornamente, Ulnarfalte und -tuberkel fehlend, innere Tarsalfalte vorhanden oder fehlend, Iris dunkel- bis hellbronze, eventuell korreliert mit Rückenfarbe (dunklere Individuen haben tendenziell auch dunklere Iris), KRL ♂♂ 20,8–23,2 mm, ♀♀ unbekannt, Kopf kräftig, etwa so breit wie lang, Maulregion in Dorsalansicht rund mit abgestumpftem Oberrand, im Profil stumpf gerundet, Trommelfell deutlich, dorsolateral orientiert mit leicht nach hinten geneigt, ventrales parietales Peritoneum zur Hälfte bis vollständig weiß, Herz nicht sichtbar, übrige viszerale Peritonea ohne Iridophoren. Taxonomische Anmerkungen: *R. saxiscandens*, „*Cochranella*“ *croceopodes* und *R. tangarana* werden aufgrund der verfügbaren morphologischen, bioakustischen und phylogenetischen Daten als synonym betrachtet, sodass Letztere zu Juniorsynonymen von *R. saxiscandens* erklärt wurden (Duellman & Schulte 1993a, Twomey et al. 2014).

Rulyrana spiculata: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit dunkelgrüner Rückenfärbung, Rückenhaut glatt, mit winzigen weißen Stacheln auf dem Rücken des Körpers und den dorsalen und lateralen Flächen des Kopfes, Melanophoren bis zu den Fingerspitzen dunkelgrün, Haut auf Bauch und proximalen Flächen der Oberschenkel areolat, andere Flächen glatt, ein Paar vergrößerter runder subkloakaler Warzen, ulnare Drüsenfalte vom Handgelenk über die gesamte Länge des Unterarms, ähnliche innere Tarsalfalte mittig vom Mittelfuß fast bis zur Ferse, innere Finger und Zehen gelb bis gelblich grün, Iris stumpf bronzefarben mit feiner schwarzer Netzstruktur, KRL ♂♂ 19,8–23,1 mm, ♀♀ 24,0–27,7 mm, Kopf etwas breiter als Körper, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht rund, untere drei Viertel des Trommelfells sichtbar, nach dorsolateral gerichtet, leicht nach hinten geneigt, ventrales parietales Peritoneum punktförmig weiß, Herz nicht sichtbar, übrige viszerale Peritonea ohne Iridophoren, dreilappige Leber (Duellman 1976a, Harvey & Noonan 2005, Chávez et al. 2019).

Rulyrana susatamai: mittelgroßer Glasfrosch mit dunkelgrüner Rückenfärbung mit vielen feinen gelben Flecken, Rückenhaut glatt mit kleinen Tuberkeln, Ulnar- und Tarsalfalten nicht vorhanden, KRL ♂♂ 22,3–25,6 mm, ♀♀ 26,9–27,4 mm, Kopf etwas breiter als Körper, Maulregion in Dorsalansicht subovoid, in der Lateralansicht trunziert, drei Viertel des Trommelfells sichtbar, vorderes ventrales parietales Peritoneum zur Hälfte bis zu zwei Dritteln weiß, übrige viszerale Peritonea ohne Iridophoren (Ruiz-Carranza & Lynch 1995a).

Verbreitung und Lebensraum

Die Gattung *Rulyrana* ist an den Amazonashängen der Anden in Ecuador und Peru verbreitet (*R. flavopunctata*, *R. spiculata*) sowie an den westlichen Hängen der Andenkordillere in Kolumbien (*R. adiazeta*) und den östlichen Hängen der Cordillera Central in Kolumbien (*R. susatamai*). Höhenverbreitung 70–2.060 m ü. NN. Die entsprechend den Höhenlagen anzutreffenden Waldtypen bilden das Habitat für die Reproduktion, in dem sich in Bächen die Larven der Vertreter der *Rulyrana* entwickeln (Guayasamin et al. 2009).

Rulyrana adiazeta: am Osthang der Cordillera Oriental in den Departamentos Cundinamarca, Boyacá, Santander und Tolima in Kolumbien. Inzwischen auch aus den Gemeinden Charalá

und San Vicente de Chucuri im Departamento Santander bekannt (1.130–2.060 m ü. NN). Lebensraum in der Vegetation neben Bächen im prämontanen Feuchtwald und auch im Sekundärwald (Rada & Guayasamin 2008).

Rulyrana flavopunctata: untere Amazonashänge der östlichen Anden in Ecuador (Napo, Morona Santiago, Pastaza, Sucumbíos, Tungurahua) und Kolumbien (Boyacá, Casanare, Meta, Putumayo, Caquetá, Norte de Santander), möglicherweise im angrenzenden nördlichen Peru und im äußersten Südwesten Venezuelas (70–1.850 m ü. NN). Die Art ist ein Bewohner des primären und sekundären Nebelwaldes, wo sie gewöhnlich am Rande von Bächen zu finden ist. Sie scheint auch auf nahe gelegenen Weideflächen vorzukommen, was auf eine gewisse Toleranz gegenüber der Verschlechterung des Lebensraums schließen lässt.

Rulyrana mcdiarmidi: früher nur von zwei Orten in den Provinzen Morona Santiago und Zamora Chinchipe im Südosten Ecuadors sowie von zwei Orten in Cajamarca im Nordosten Perus bekannt. Heute geht man davon aus, dass die Art in den Flussläufen des Utcubamba und des zentralen Marañón in Peru (Regionen Amazonas, San Martín, Cajamarca) sowie in den östlichen Ausläufern des südlichen Ecuador (Provinzen Morona Santiago, Zamora Chinchipe) oder sogar darüber hinaus verbreitet ist (680–1.810 m ü. NN). Vorkommen in einer Vielzahl von Lebensräumen, die von unberührten Regenwäldern bis zu gestörten, buschigen Lebensräumen reichen. Man findet die Frösche auf Felsen an den Rändern und in der Spritzwasserzone von Wasserfällen (Cisneros-Heredia et al. 2008b, Twomey et al. 2014, Koch et al. 2018).

Rulyrana saxiscandens: bisher nur von einem Fundort am Südhang der Nordwest-Südost-Bergkette unmittelbar nördlich der Provinz Tarapoto, Departamento San Martín, im Norden Perus bekannt. Nach der Synonymisierung mit anderen Taxa (s. o.) ist die Art nun in der Cordillera Escalera, etwa zwischen den Städten Tarapoto und Moyobamba, im Departamento San Martín im Norden Perus verbreitet (eventuell noch etwas weiterverbreitet, aber immer noch begrenzt). Höhenverbreitung 517–1.047 m ü. NN. Lebensräume an kleinen Bächen, reißenden Flüssen bis hin zu Spritzwasserzonen von Wasserfällen in submontanen und Tieflandregenwäldern. Die Art wurde noch nie in stark gestörten Lebensräumen registriert, kommt aber in Sekundärwäldern vor. Die Typuslokalität ist eine felsige Schlucht, in die zwei Bäche stürzen. Die Seiten der Schlucht bestehen aus fast senkrechten Felswänden, und der Boden ist mit riesigen Felsbrocken übersät. Etwa 50 m hinter den Wasserfällen vereinigen sich die beiden Bäche, und der daraus resultierende breitere Strom fließt über, unter und um diese Felsbrocken herum, von denen viele eine dünne Mooschicht tragen. Auch kleine Bäume, Farne und andere Pflanzen wachsen in Flecken auf dem Boden der Schlucht. Die Frösche saßen dort teils auf Farnen, aber die meisten direkt an den Felsen in etwa 10 cm Abstand von der Wasserlinie. Mehrere Individuen befanden sich auch an den nackten, nassen Unterseiten der Felsblöcke über dem Bach. Wenn sie gestört wurden, liefen die Frösche schnell über die Steine, anstatt wegzuspringen (Duellman & Schulte 1993a, Twomey et al. 2014).

Rulyrana spiculata: früher nur von zwei Orten in Peru bekannt: Kosñipata-Tal (Region Cusco) und Perene-Tal (Region Pasco). Inzwischen gibt es auch bestätigte Nachweise aus der Reserva Comunal El Sira in Peru und Nordbolivien (1.000–1.700 m ü. NN). Lebensraum in montanen primären und sekundären Tropenwäldern in der Nähe von Bächen. Einzelne Exemplare wurden nachts rufend auf den Oberseiten der Blätter krautiger Pflanzen in der Nähe eines kleinen Baches beobachtet. Im Gebiet um den Río Cosiipata, das von Nebelwald geprägt ist, stürzen viele Bäche die steilen Hänge an der Nordseite herunter. Die Art kommt dort nicht in gestörten Gebieten vor (Duellman 1976a, Harvey & Noonan 2005, Chávez et al. 2019).

Rulyrana susatamai: aus den Departamentos Tolima, Caldas, Huila und Antioquia an der Ostflanke der Cordillera Central in Kolumbien bekannt (400–1.650 m ü. NN). Lebensraum in subandinen Wäldern auf der Vegetation entlang der Bäche. Zur Eiablage benötigt die Art Galeriewälder und reagiert empfindlich auf jede Störung ihres Lebensraums (Ruiz-Carranza & Lynch 1995a, Rada & Guayasamin 2008).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Rulyrana adiazeta: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2016-08-03)

Rulyrana flavopunctata: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-04-07)

Rulyrana mcdiarmidi: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, A4c, assessed 2021-05-12)

Rulyrana saxiscandens: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2017-04-19)

Rulyrana spiculata: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, A2ace, assessed 2019-04-04)

Rulyrana susatamai: Potenziell Gefährdet – NT (Near Threatened, B1ab(iii), assessed 2016-07-07)

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Peru

Libro Rojo de la Fauna Silvestre Amenazada del Perú (SERFOR 2018)

EN (En Peligro):

Rulyrana saxiscandens

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschlichen Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UV-B-Strahlung zu nennen.

Rulyrana adiazeta: als gefährdet eingestuft, da das geschätzte Verbreitungsareal zwar 19.109 km² beträgt, die Art aber dort an vier als gefährdet eingestuften Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität des Waldlebensraums in der Ostkordillere Kolumbiens weiter abnimmt. Es liegen keine Informationen darüber vor, wie tolerant diese Art gegenüber Störungen des Lebensraums ist. Die größte Bedrohung ist der Habitatverlust durch die Ausweitung der Landwirtschaft (Viehzucht und Ackerbau). Es handelt sich derzeit noch um eine häufige Art. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und Qualität des Lebensraums wird aber vermutet, dass die Population abnimmt (Workshop zur Bewertung der Roten Liste Kolumbiens im August 2016).

Rulyrana flavopunctata: aufgrund der weiten Verbreitung und vermutlich großen, stabilen Gesamtpopulation als nicht gefährdet eingestuft. Die kleinbäuerliche Viehzucht und Abholzung der Wälder sowie die Wasser- und Bodenverschmutzung durch illegale Ernten in Kolumbien stellen lokale Bedrohungen dar. Prognosen zufolge ist in Ecuador fast die Hälfte der für diese Art geeigneten Lebensräume zerstört worden. Die Art ist in geeigneten Lebensräumen aber weit verbreitet. Aufgrund des Lebensraumverlustes kann es lokal zu Rückgängen kommen, die Gesamtpopulation gilt jedoch als relativ stabil.

Rulyrana mcdiarmidi: als potenziell gefährdet eingestuft, da die Population über einen Zeitraum von zehn Jahren (2015–2025) vermutlich um 20–25 % zurückgeht, was auf den weit verbreiteten Verlust von Lebensräumen in einem Großteil des Verbreitungsgebiets infolge von industrieller Landwirtschaft, Holzeinschlag und Bergbau zurückzuführen ist. Man geht davon aus, dass diese Art auf gut erhaltene, unverschmutzte Flüsse angewiesen ist und dass sich Veränderungen der hydrologischen Parameter wahrscheinlich auf ihr Überleben auswirken würden. Der Lebensraum ist durch Ausbreitung der Landwirtschaft, Abholzung, die Stadtentwicklung, Bergbau (und die damit verbundene Verschmutzung) sowie durch Wasserrückhalteprojekte, die den Wasserkreislauf verändern, von Zerstörung bedroht. Ausgedehnte, groß angelegte Kupfer- und Goldbergbauprojekte und die damit verbundene Abholzung und Verschmutzung führen zu einem ernsthaften Verlust des Lebensraums in der Cordillera del Cóndor.

Rulyrana saxiscandens: als stark gefährdet eingestuft, weil ihr Verbreitungsareal mit 1.588 km² begrenzt ist, die Art an zwei als bedroht eingestuften Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität ihres Waldlebensraums kontinuierlich abnimmt. Die Hauptbedrohung für diese Art ist der Verlust ihres Lebensraums durch Landwirtschaft, Viehzucht, Holzgewinnung und menschliche Siedlungen. An der Typuslokalität der Art befindet sich außerdem ein Wasserfall, der regelmäßig von Touristen aus der Region besucht wird, was sich möglicherweise negativ auswirken könnte. Der vorhandene Lebensraum der Art ist stark fragmentiert, weshalb vermutet wird, dass die Population rückläufig ist (Duellman & Schulte 1993a, Twomey et al. 2014).

Rulyrana spiculata: als potenziell gefährdet eingestuft, da in den letzten zehn Jahren ein Rückgang der Population um fast 30 % beobachtet wurde, was auf die fortschreitende Umwandlung und Verschlechterung des Lebensraums im Verbreitungsgebiet und Chytridiomykose zurückzuführen ist. Die Prävalenz von *Batrachochytrium dendrobatidis* im Kosñipata-Tal ist am höchsten in Gebieten, die sich weitgehend mit dem früheren Verbreitungsgebiet dieser Art überschneiden, wo die meisten sympatrischen, an Flüssen lebenden Amphibien verschwunden sind, wahrscheinlich im Zeitraum von 2000–2006. Im Perene-Tal ist die Art durch die Landwirtschaft (Kaffee-, Tee- und Kokaanbau) und menschliche Besiedlung bedroht. In Bolivien geht der Lebensraum durch kleinbäuerliche Landwirtschaft und Abholzung weiter verloren. Seit 1999 wurde die Art nicht mehr oberhalb von 1.100 m ü. NN gesichtet, trotz intensiver Erhebungen entlang zuvor besiedelter Bäche in den Jahren 2008, 2009 und 2012–2016. Es ist jedoch bekannt, dass relikthartige Subpopulationen im Kosñipata-Tal in Bächen zwischen 1.000 und 1.100 m ü. NN noch vorkommen.

Rulyrana susatamai: als potenziell gefährdet eingestuft, da ihr Verbreitungsgebiet zwar 21.050 km² umfasst, sie dort aber nur an 8–10 Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität ihres Waldlebensraums außerhalb von Schutzgebieten in der Zentralkordillere Kolumbiens kontinuierlich abnimmt. Die größten Bedrohungen sind die Zersplitterung und der Verlust von Lebensräumen durch die Ausweitung der Landwirtschaft, die Holzgewinnung und die Wasserverschmutzung. Es handelt sich um eine weitverbreitete Art, aber der Großteil der Bestände findet sich in Teilpopulationen, die auf Restwälder beschränkt und durch die umgebende Matrix aus Weiden und landwirtschaftlicher Nutzung isoliert sind; daher gilt die Gesamtpopulation der Art als stark fragmentiert, rückläufig und prioritär schützenswert (Mendoza & Arita 2014).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Rulyrana</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase.
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>R. flavopunctata</i>: Jeder Ruf besteht aus einer einzigen kurzen Note, der für das menschliche Ohr einem „Trii“ ähnelt, mit einer Dauer von 3–8 bzw. bis zu 30 ms. Die Töne sind deutlich gepulst; der erste Puls eines jeden Tons hat die höchste Amplitude. Die Pulse innerhalb einer Note haben eine Rate von 125–333 Pulsen/s. Die dominante Frequenz einer Note beträgt 5.857–7.580 Hz (Guayasamin et al. 2020, Mendoza-Henao et al. 2021). <i>R. mcdiarmidi</i>: Der Ruf klingt ähnlich wie der von <i>R. saxiscandens</i> und besteht aus einem einzigen, durchdringenden „Zipp“ von kurzer Dauer. Mehrere ♂♂ riefen von einer senkrechten Felswand eines kleinen Wasserfalls oder auf kleinen Ästen, etwa 1 m über dem Rand des Baches. Diese Art konzentriert sich auf schnell fließende Abschnitte des Baches, aber trotz der Hintergrundgeräusche konnte man die Rufe bis zu einer Entfernung von etwa 50 m hören. Ausgewachsene Tiere und Jungtiere wurden alle auf Felsen oder Vegetation gefunden, typischerweise innerhalb von 2 m Entfernung von der Wasseroberfläche (Twomey et al. 2014). <i>R. saxiscandens</i>: Die Art wurde nachts auf niedriger Ufervegetation (rufende ♂♂ wurden bis zu einer Höhe von ~4 m gehört) oder auf Felsblöcken und Felswänden entlang von Bächen gefunden. Der Ruf besteht aus einem kurzen, hohen „zip“, das alle paar Sekunden ertönt. Bei Temperaturen von 20–23 °C ergaben sich folgende Parameter: Ruflänge 0,028–0,056 s, Töne bestehend aus 7–12 Pulsen (Mittelwert 8,2 Pulse), Pulsrate 179–250 Pulse/s, dominante Frequenz 6.568–6.915 Hz (Duellman & Schulte 1993a, Twomey et al. 2014). <i>R. spiculata</i>: Ruf eines ♂ in 1,2 m Höhe oberhalb eines tosenden steilen Baches (12.02.1999 um 22:45 Uhr, Nähe San Pedro an der Straße Cusco-Pilcopata, 1.525 m ü. NN): kurzer, einzelner hochfrequenter Ton mit sehr einfacher Struktur, Ruflänge im Mittel 182,71 ± 2,23 ms, Rufintervalle 3,25–6,64 s, Ruf nicht amplitudenmoduliert, Anzahl Pulse pro Ruf sehr unterschiedlich (2–11), Pulsfrequenz 11–60 Hz, mittlere Dominanzfrequenz 4.528 Hz (Catenazzi et al. 2009). <i>R. susatamai</i>: ♂♂ riefen von 20–03.40 Uhr in Nächten mit leichtem Regen von den Spitzen der Blattoberseiten über kleinen Bächen in Höhen von etwa 2–5 m. Der Ruf ist ein einzelner mehrfach gepulster Ton, der für das menschliche Ohr einem „Trii“ ähnelt, Ruflänge 58,7 ± 6,58 ms bzw. 71 ± 10 ms (Bereich: 60–80 ms), Dominanzfrequenz 5.967,2 ± 163,6 Hz, 7–10 Pulse mit einer Rate von 143,3 Pulsen/s und einer sichtbaren Oberschwingung bei 12.000 Hz (Mendoza-Henao et al. 2021, Galindo et al. 2020).
Paarung und Eiablagestellen	Sämtliche Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche. <i>R. adiazeta</i>: in der niedrigen Vegetation in der Nähe von Wasserfällen und an den feuchten Oberflächen von Felsen (Ruiz-Carranza & Lynch 1991d). <i>R. flavopunctata</i>: die meisten Individuen wurden in einer tiefen Schlucht gefunden, wo die ♂♂ auf kleinen Pflanzen in der Spritzwasserzone eines kleinen Wasserfalls saßen. ♂♂ riefen von der Oberseite von Blättern oder Felsen. Am Río Tayuntza (Provinz Morona Santiago, Ecuador) wurden während der Regenzeit Gelege an Felswänden gefunden, eine elterliche Brutpflege ist nicht bekannt (Guayasamin et al. 2020). <i>R. mcdiarmidi</i>: Arpi Lojano et al. (2023) berichten über eine ex-situ-Haltung des AMARU-Amphibienschutzentrums in einem Paludarium (79 x 40 x 38 cm [Länge x Breite x Höhe]), nachdem zwei Pärchen wegen eines Bergbauprojekts in der Gemeinde Tundayme, Panguí, Zamora Chinchipe, Ecuador, entnommen worden waren. Die folgenden Abschnitte greifen die Daten dieser Arbeit auf. Am 17. März 2022, um 16:00 Uhr, wurde ein Paar im Amplexus nahe einem flachen Stein im 21 l messenden

	Wasserteil des Paludariums beobachtet. In der Nacht, um ca. 23:00 Uhr, wurde das Gelege an diesem Stein etwa 10 cm oberhalb der Wasseroberfläche abgesetzt. Das Gelege enthielt 96 Eier, und das ♂ wurde 12 Tage lang nur 5 cm vom Gelege entfernt beobachtet. Ab dem 15. Tag erfolgte der Schlupf innerhalb der folgenden drei Tage.
Fortpflanzungs-saison	<i>R. adiazeta</i>: Die großen Eier sind schwarz gefleckt und wurden zwischen Dezember 1978 und Januar 1979 gefunden (Ruiz-Carranza & Lynch 1991d). <i>R. flavopunctata</i>: an mehreren kleinen Bächen zwischen Mera und dem Río Alpayacu riefen die ♂♂ am 2., 14. und 24. Juli 1968 von den Oberseiten der Blätter (Guayasamin et al. 2020). <i>R. spiculata</i>: Exemplare der Art wurden im November 2013 und 2014 sowie im März 2014 gesammelt (Chávez et al. 2019).
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>R. mcdiarmidi</i>: Alle ex situ abgesetzten Gelege (n=5) wurden nachts an besagtem Stein (s. Tabellenzeile Paarung und Eiablage) oberhalb der Wasseroberfläche gefunden und enthielten 89–120 Eier/Gelege (Durchschnitt 98,8, Standardabweichung 14,3). Die Eier sind kugelförmig, von hellgrauer Farbe mit dunklem Rand. In einigen Fällen wurden zweifarbige Eier beobachtet, die manchmal hell- und dunkelgrau, in anderen Fällen ganz weiß waren (blassgrau: 82,2 %, zweifarbig 15 %, weiß 2,8 %; die weißen Eier erwiesen sich nachfolgend aber als unbefruchtet). Die Embryonen erreichten innerhalb des Geleges in vier Tagen das Gosner-Stadium 17, in dem erste synchrone Bewegungen beobachtet wurden. Nach 15 Tagen (Gosner-Stadium 25) schlüpften die ersten Embryonen (Gosner 1960, Arpi Lojano et al. 2023).
Eigröße / Larven-größe beim Schlupf	<i>R. mcdiarmidi</i>: s. Tabellenzeile Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamorphose. <i>R. spiculata</i>: Sezierte gravide ♀♀ besaßen Eierstöcke, gefüllt mit schwarz pigmentierten Eiern, von denen das größte 1,8 mm im Durchmesser aufwies. Um die konservierten Exemplare nicht zu beschädigen, wurden die Eier nicht gezählt (Harvey & Noonan 2005).
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamorphose	<i>R. mcdiarmidi</i>: Arpi Lojano et al. (2023) geben morphometrischen Daten der Kaulquappen in ex-situ-Haltung an und berichten ferner: zwischen dem 25.–28. Gosner-Stadium Zunahme der Gesamtlänge (dieser Prozess dauert etwa 24 Tage), spätere Stadien benötigen bis zu vier Tage für jedes Entwicklungsstadium, Individuen erreichen ihre maximale Größe im Stadium 39, ab diesem Zeitpunkt beginnt sich die Gesamtlänge zu verringern, die Hintergliedmaßen inkl. Zehen und die Finger der Vordergliedmaßen (sichtbar als helle Fingerspitzen unter der Haut) entwickeln sich bis zum Stadium 39, die Entwicklung der Vordergliedmaßen schließt im Stadium 40 ab, wenn sie im Körper äußerlich erkennbar sind. Im Stadium 41 stumpft die Schnauze ab, und die Augen mit einer horizontalen Pupille sind voll entwickelt, die Körperbreite nimmt um 8 % zu, und die Vorderbeine sind unter der Haut deutlich sichtbar. Die ersten Larven schließen ihre Entwicklung vom Schlupf bis zum Landgang (im Gosner-Stadium 42–46) in etwa 80–108 Tagen ab. Färbung der Kaulquappen: Stadien 25–28: Rücken dunkelgrau, Bauch durchscheinend, Schwanz dunkelgrau mit einigen verstreuten hellgrauen Punkten an den Schwanzenden, Stadien 28–40: Rücken hellgrau bis rötlich ockerfarben, Schwanz einheitlich hellgrau, Stadium 40: Körper grünlich gelb mit diffusen gelblichen Punkten auf Schwanz und Rücken und verstreuten kleinen dunklen Flecken auf Rücken und Gliedmaßen, Schwanzteil: mattgoldene Partien. Abschluss der Metamorphose (Gosner-Stadium 46) nach weiteren 12 Tagen. Die ersten Tiere dieser Generation erreichten die Geschlechtsreife mit 23 Monaten und hatten ihr erstes fruchtbares Gelege am 09. Juni 2023. Auf Nachfrage teilten die Autoren allerdings mit, dass es sich hierbei um früher entstandene Nachzuchten derselben Zuchtgeneration handelte, die nicht identisch mit den oben beschriebenen Individuen waren, die Geschlechtsreife also grundsätzlich viel früher erreicht sein kann (Arpi Lojano, persönliche Mitteilung). Während Rada et al. (2007) von einem Zeitraum von mehr als fünf Monaten vom Schlupf bis zur Metamorphose bei <i>Centrolene daidalea</i> und <i>Hyalinobatrachium ibama</i> berichten, betrug die Zeit bis zur Metamorphose bei <i>R. mcdiarmidi</i> drei Monate (95 % der Gruppe; 95–97 Tage, mit deutlichen Größenunterschieden in den Gosner-Stadien 26, 35 und 42). Die Unterschiede in den Entwicklungszeiten sind

möglicherweise artspezifisch, allerdings scheinen Zeit und Variabilität mehr mit der Verfügbarkeit und dem Nährstoffgehalt des Futters zusammenzuhängen. In dieser Studie wurde jedoch beobachtet, dass die Individuen ihre Nahrungspräferenzen während der gesamten Larvenentwicklung änderten. Der Proteinbedarf ist in den späteren Larvenstadien am höchsten, sodass der Übergang zwischen den Entwicklungsstadien von ausreichenden Nahrungsressourcen abzuhängen scheint. Die Autoren werben für die ex-situ-Haltung von Amphibien, die die genaue Identifikation relevanter Aspekte des Verhaltens und der Morphologie ermöglicht, um auch die Larvalentwicklung und Ontogenese dokumentieren zu können. Die Larvalentwicklung und das Überleben in menschlicher Obhut hängen dabei von der Art und den technischen Möglichkeiten ab. Durch das Aufzeichnen solcher Informationen ist es nun auch in situ möglich, Variationen in der Larvengröße und zeitliche Schwankungen zu bewerten. Die ex-situ-Haltung eröffnet ferner die Erstellung von Protokollen für die Pflege und Vermehrung anderer Glasfroscharten, um auch deren Fortpflanzungsverhalten und Aspekte der Larvalökologie zu untersuchen (Arpi Lojano et al. 2023).

Angaben zu den Larven

R. mcdiarmidi: Spirakulum kurz, Kloakenöffnung kurz, Schwanz lang und robust mit subakuter Spitze und Myotomen über die gesamte Länge, der Schwanzflossensaum erstreckt sich über den gesamten Schwanz, seine maximale Höhe wird nach der Schwanzmitte erreicht, mittelgroße Mundscheibe mit 28 Papillen, vollständig keratinisiert, geradliniger Oberschnabel mit 29 Zähnen, U-förmiger Unterschnabel mit 32 Zähnen, Zahnformel 2(2)/3, Färbung braun bis rötlich ocker, in späteren Stadien gelblich grün mit diffusen gelblich grünen Flecken auf dem Dorsum (Arpi Lojano et al. 2023).

Haltung und Nachzucht **X**

Zu sämtlichen Arten liegen keine Informationen aus der Haltung vor.

Sachatamia Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Sachatamia albomaculata</i>	(Taylor, 1949)		Yellow-flecked Cascade Glassfrog, White-spotted glassfrog, White-spotted Cochran Frog, Cascae Glassfrog	Ja
<i>Sachatamia electrops</i>	Rada, Jeckel, Caorsi, Barrientos, Rivera-Correa & Grant, 2017b			Nein
<i>Sachatamia ilex</i>	(Savage, 1967)		Ghost Glass Frog, Limon Giant Glass Frog, Holly's Glassfrog	Ja
<i>Sachatamia orejuela</i>	(Duellman & Burrowes, 1989)		Orejuela's Glassfrog, El Tambo Cochran Frog Rana de cristal de Orejuela	Nein
<i>Sachatamia punctulata</i>	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1995a)			Nein

Im CITES Proposal 34 (CITES 2022) wird ein vereitelter Versuch zitiert, u. a. 20 Exemplare der Art *Sachatamia ilex* illegal aus Costa Rica auszuführen (allerdings stützen beide zitierten Quellen diese Behauptung nicht [Altherr 2014, Fendt 2014]). Dieselbe Quelle zitiert ferner die US-amerikanische LEMIS-Datenbank (2017), nach welcher zwischen 2004 und 2016 insgesamt 891 Individuen von *S. ilex* hauptsächlich aus Costa Rica und Panama legal in die Vereinigten Staaten importiert wurden – die LEMIS-Datenbank beinhaltet jedoch auch Nachzuchten und hat lediglich den Defaultwert „Wild caught“, wenn der genaue Herkunftscod für diese Nachzuchten nicht angegeben wurde (vgl. Luiselli et al. 2016 für Schildkröten oder Kolby & Weissgold 2022 für Produkte). Ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt in den Jahren 2005 und 2006 einen Halter (USA) von *S. ilex* an (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten), nach eigenen Erfahrungen wird *S. ilex* derzeit nicht in der privaten ex-situ-Haltung gepflegt.

Der Gattungsname *Sachatamia* stammt von den Quechua-Wörtern „sacha“, was so viel wie „Wald“ bedeutet, und „tamia“, was „Regen“ heißt, und bezieht sich auf den tropischen Regenwald, in dem dieses indigene Volk lebt.

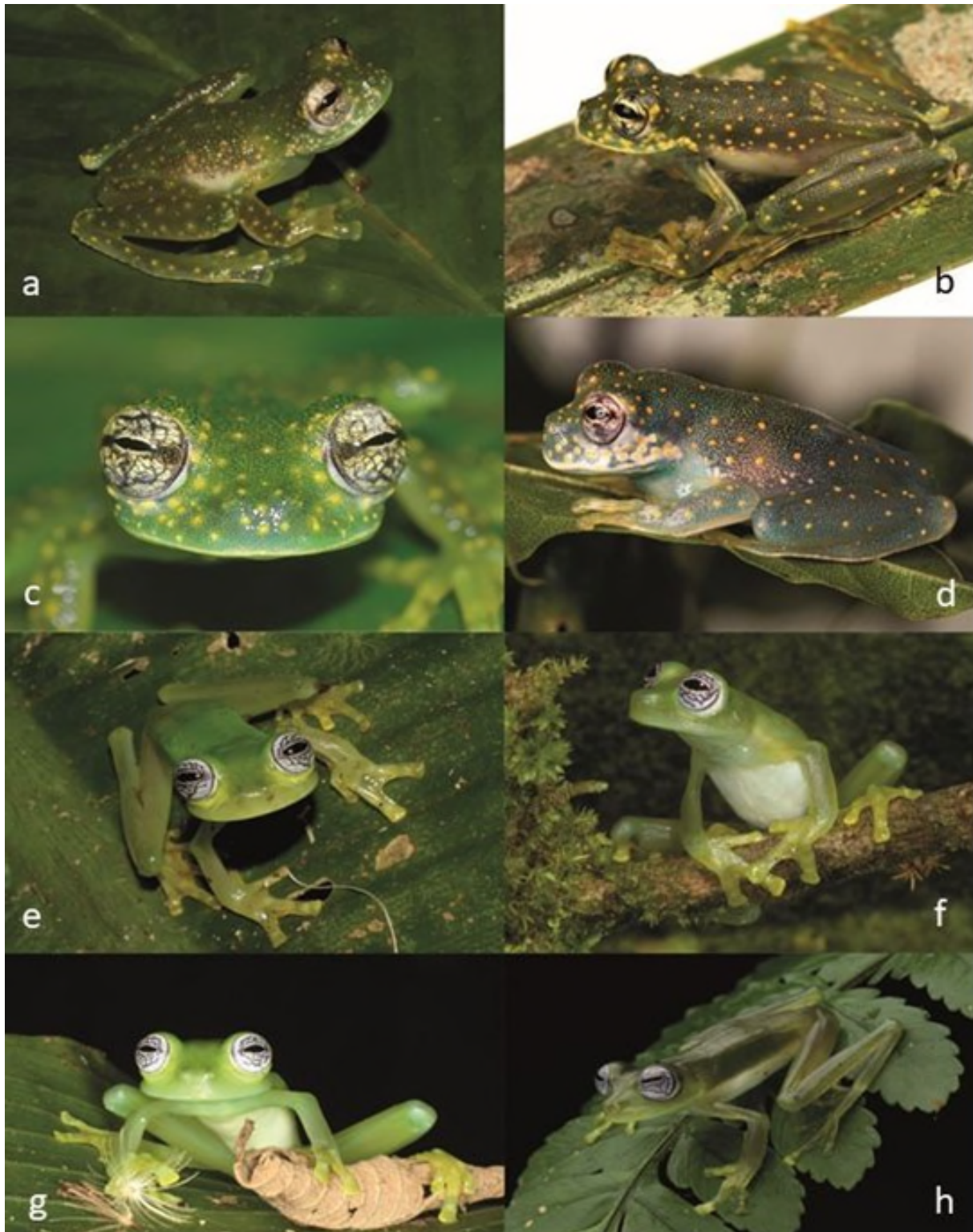


Abb. 55: *Sachatamia*-Arten

- a *S. albomaculata*, Exemplar aus der Nähe von Las Horquetas, Costa Rica (T. Eisenberg)
- b *S. albomaculata* (T. Leenders)
- c *S. albomaculata* (J. Sens)
- d *S. albomaculata* (M. Weber)
- e *S. ilex*, Exemplar aus der Nähe von Las Horquetas, Costa Rica (T. Eisenberg)
- f *S. ilex* (T. Leenders)
- g *S. ilex*, Exemplar aus dem Costa Rican Amphibian Research Center (T. Eisenberg)
- h *S. ilex* (T. Leenders).

Morphologie und Taxonomie

In phylogenetischer Hinsicht verkörpert die Gattung die Klade einer gemeinsamen Verwandtschaftslinie der beiden Spezies *Centrolenella albomaculata* Taylor 1949 und *Cochranella orejuela* Duellman & Burrowes 1989. Die Schwesterngattung ist in diesem Fall unsicher, zumindest nach der Analyse des mitochondrialen Datensatzes wird die nächste Verwandtschaft mit den Gattungen *Rulyrana* Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009 und *Teratohyla* Taylor, 1951 unterstützt, während die Analyse nukleärer Gene und des kompletten Datensatzes die nächste Verwandtschaft zwischen den Gattungen *Sachatamia* und *Rulyrana* belegt, wenngleich mit niedriger Belastbarkeit der Daten.

Vertreter der Gattung können anhand folgender Merkmale unterschieden werden:

(1) auffällige Humerusdorne bei ausgewachsenen $\sigma\sigma$ vorhanden (*S. illex*) oder fehlend (*S. albomaculata*, *S. electrops*, *S. orejuela*, *S. punctulata*), (2) gelappte Leber von einem durchsichtigen Leberperitoneum bedeckt, Verdauungstrakt durchscheinend, (3) ein ventrales parietales Peritoneum, welches im vorderen Bereich durch Iridophoren weiß gefärbt ist, der hintere Bereich ist hingegen transparent/durchscheinend, (4) mäßige Spannhäute zwischen den Fingern III und IV, (5) Knochen im Leben grün, (6) Rücken im Konservierungsmittel lavendelfarben, mit oder ohne Flecken, (7) Zahnfortsatz des Vomers mit Zähnchen, (8) die $\sigma\sigma$ rufen von der Oberseite von Blättern oder Steinen, die ♀♀ legen ihre pigmentierten Eier an der Oberseite von Blättern oder Steinen über Wasserläufen ab, (9) gelenkige Verbindung zwischen Quadratojugale und Oberkieferknochen.

Obwohl phänotypische Merkmale *Sachatamia* von den meisten Centrolenidae unterscheiden, gibt es keine eindeutigen Unterschiede zwischen dieser Gattung und *Rulyrana*; geographisch gesehen ist *Rulyrana* jedoch an den zentralen und amazonischen Abhängen der Anden zu finden, während *Sachatamia* in Mittelamerika, im südamerikanischen Chocó und in den zentralen Anden vorkommt.

Die Monophylie von *Sachatamia* ist stark durch 16S, ND1, kombinierte mitochondriale und vollständige Datensätze belegt (Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2020).

Viele Arten dieser Gruppe sind vergleichsweise ähnlich, können jedoch gegenüber anderen Gattungen unterschieden werden (eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung wird empfohlen):

Sachatamia albomaculata: mittelgroßer Glasfrosch mit dunkelgrüner Rückenfärbung und kleinen (Mittelamerika) bzw. kleinen und großen (Mittel- und Südamerika) gelben Flecken, Rückenhaut chagriniert, mit kleinen Stacheln bei $\sigma\sigma$, Bauch cremefarben, Ventralhaut areolat, ein Paar vergrößerte subkloakale Warzen, die bei den ♀♀ deutlicher ausgeprägt sind, Iris silbrig-weiß bis gelb mit schwarzer Netzzeichnung, KRL $\sigma\sigma$ 22,1–24,7 mm, ♀♀ 26,7–29,0 mm, Maulregion in Dorsalansicht rund bis trunziert, in Lateralansicht trunziert, dorsaler Rand des Trommelfells von der Supratympanalfalte bedeckt, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Hoden, Nieren, Gallen- und Harnblase ohne Iridophoren. Taxonomische Anmerkung: Typusspezies der Gattung (Guayasamin et al. 2009, Guayasamin et al. 2020).

Sachatamia electrops: mittelgroßer Glasfrosch mit lindgrüner Rückenfärbung und gelben und blauen Flecken, Rückenhaut bei $\sigma\sigma$ grobkörnig, mit oder ohne winzige Stacheln und niedrige Warzen, die den gelben Flecken entsprechen, bei ♀♀ chagriniert ohne Stacheln, Haut an Bauch und ventralen Schenkeln körnig, ein Paar große runde, flache Warzen auf der Ventralseite der

Schenkel unterhalb der Kloake, subkloakale Haut körnig, emailliert, Spannhäute zwischen den Fingern I–III fehlend, Spannhäute der äußeren Finger III–IV ausgeprägt, Spannhäute zwischen den Zehen reduziert, Ulnarfalte vorhanden, niedrig, Tarsalfalte fehlend, Irisfärbung silbrig bis kupferfarben mit dunklen Flecken und Netzstrukturen sowie einem auffälligen silbrig-weißen, halbmondförmigen Fleck (exklusives und eindeutiges diagnostisches Merkmal; *electrops* leitet sich von den griechischen Substantiven elektron [= elektrisch] und ops [= Auge] ab), KRL ♂♂ 21,8–23,3 mm, ♀ 25,3 mm (n=1), Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht trunziert, Trommelfell sichtbar, Supratympanalfalte vorhanden, vordere Hälfte bis zwei Drittel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber ohne Iridophoren. Verwandte Art: *S. punctulata* (Schwesternart). Ähnliche Arten: *S. punctulata*, einige Populationen von *Espadarana prosoblepon*, *Centrolene daidaleum*, *Centrolene lynchi*, *Centrolene peristictum*, *Centrolene savagei*, *Centrolene solitaria* (Rada et al. 2017b).

Sachatamia illex: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit einheitlich dunkelgrüner Rückenfärbung, Kehle und Bauch cremeweiß, stumpfgelbe Hände und Füße, Oberlippe weiß, spitzer Oberarmstachel bei ♂♂, der in die Armmuskulatur eingebettet ist (von außen nicht leicht sichtbar), Rückenhaut glatt bis chagriniert, ohne Stacheln, Bauchhaut areolat, kein Paar subkloakaler Warzen auf der Ventralseite der Schenkel unterhalb der Kloake, Spannhäute zwischen den Fingern I und II fehlend, zwischen den Fingern II und III reduziert, zwischen III und IV ausgeprägt, Ellbogenfalte fehlend oder niedrig und unauffällig, innere Fußwurzelfalte niedrig, kurz, äußere Fußwurzelfalte fehlend, Irisfärbung weiß bis blassgelb oder grünlich gelb mit dicken, kontrastierenden schwarzen Netzzeichnungen, KRL ♂♂ 27,0–29,0 mm, ♀♀ 28,0–35,0 mm, Maulregion in Dorsal- und Lateralansicht trunziert, Trommelfell fast vertikal ausgerichtet, pigmentiert, aber deutlich von der umgebenden Haut abgegrenzt, relativ klein, auffällige Supratympanalfalte, vordere zwei Drittel des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber, Nieren, Hoden, Gallen- und Harnblase ohne Iridophoren. Verwandte Art: *S. orejuela* (Schwesternart). Ähnliche Arten: *Espadarana prosoblepon* (fleckelosen Populationen), *Espadarana callistomma*, *Nymphargus prasinus*, *Teratohyla spinosa* (Leenders 2001, Leenders 2016, Savage 2002, Guayasamin et al. 2020).

Sachatamia orejuela: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit einheitlich olivgrüner Rückenfärbung, Kehle durchscheinend, mit hellgrüner Tönung, Bauch weißlich cremefarben, Rückenhaut chagriniert mit kleinen Stacheln bei ♂♂, Bauchhaut areolat, kein Paar subkloakaler Warzen auf der Ventralseite der Schenkel unterhalb der Kloake, bei den ♂♂ ist die Kloakenregion mit winzigen Stacheln besetzt, Spannhäute zwischen den Fingern I und II basal, zwischen den Fingern II und III mäßig und zwischen den Fingern III und IV stark ausgeprägt, Ulnar- und Tarsalfalten fehlend, Iris dunkelgrau mit gelbem Ring um die Pupille, KRL ♂♂ 27,3–28,3 mm, ♀♀ 29,6–33,8 mm, Maulregion in Dorsalsicht trunziert, in der Lateralansicht vorstehend, Trommelfell klein, auffällige Supratympanalfalte, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar, Peritonea auf Magen, Darm, (vierlappiger) Leber ohne Iridophoren. Verwandte Art: *S. illex* (Schwesternart). Ähnliche Arten: *Nymphargus prasinus*, *S. illex*, *Teratohyla spinosa*, *Espadarana prosoblepon* (fleckelosen Populationen; Duellman & Burrowes 1989, Guevara-Molina & Rada 2018, Guayasamin et al. 2020).

Sachatamia punctulata: mittelgroßer bis großer Glasfrosch mit dunkelgrüner Rückenfärbung und reichlich gelben oder orangefarbenen Punkten, die gleichmäßig auf Kopf und Rumpf verteilt sind, Außenkanten von Unterarm, Hand, Fußwurzel mit diskreter weißlicher Linie, Hände

und Füße gelb, Perianalregion gelblich cremefarben, Kehle bläulich grün, Bauch gelblich, Rückenhaut glatt mit kleinen Stacheln bei ♂♂, Bauchhaut und ventrale Oberfläche der Schenkel gekörnt, weiße Kloakenornamente, bestehend aus kleinen, nicht vergrößerten Körnchen, keine subkloakalen Warzen, Ulnar- und Tarsalfalten fehlend, Iris weißlich beigefarben mit dunkelbraunem bis schwarzem Retikulum, KRL ♂♂ 24,5–27,3 mm, ♀♀ 30,1–31,6 mm, Maulregion in Dorsalsicht leicht eiförmig, in der Lateralansicht trunziert, kleine Augen, anterolateral gerichtet, Trommelfell groß, in den unteren zwei Dritteln sichtbar, dorsal und lateral orientiert, seitlich ausgerichtet, vordere Hälfte des ventralen parietalen Peritoneums weiß, Herz nicht sichtbar. Verwandte Art: *S. albomaculata* (Schwesternart). Ähnliche Arten: *Rulyrana flavopunctata*, *Teratohyla midas* (Rojas-Morales et al. 2014).

Verbreitung und Lebensraum

Die Gattung *Sachatamia* kommt in Höhenlagen unter 1.500 m ü. NN in Regenwäldern Mittelamerikas (Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Panama) und Südamerikas (Kolumbien, Ecuador) vor. In Südamerika kommen *S. albomaculata*, *S. ilex* und *S. orejuela* im pazifischen Tiefland vor, während *S. electrops* auf nördliche und *S. punctulata* auf die östlichen Hänge der Cordillera Central der kolumbianischen Anden beschränkt ist (Guayasamin et al. 2009).

Sachatamia albomaculata: bekannt aus dem nördlichen Zentrum von Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Panama, dem westlichen Teil Kolumbiens (Departamentos Chocó und Antioquia) und dem nordwestlichen Teil Ecuadors (Provinzen Esmeraldas und Imbabura). Höhenverbreitung von Meereshöhe bis auf 1.500 m ü. NN. Lebensraum in feuchten Tiefland- und Hochgebirgswäldern, in Büschen und Bäumen entlang von Waldbächen, Populationen können entlang von Bächen auch an Weiden mit minimalem Uferbewuchs überleben.

Sachatamia electrops: endemisch im nördlichen Teil der Cordillera Central in Kolumbien und derzeit von sieben Fundorten im Departamento Antioquia (Gemeinden Alejandría, San Roque und San Carlos) bekannt (800–1.630 m ü. NN). Lebensraum in subandinen und montanen Andenwäldern in der Nähe von Bächen. Die Individuen sind nachts in Büschen und Farnen am Rande von Bächen mit geringem Wasserstand aktiv (Rada et al. 2017b).

Sachatamia ilex: diese Art ist bekannt von verstreuten Fundorten in feuchten Tiefland- und prämontanen Gebieten vom südlichen Nicaragua und nördlichen Costa Rica bis ins westliche Panama, westliche Kolumbien (Departamentos Chocó und Valle del Cauca) und nordwestliche Ecuador (Provinzen Esmeraldas und Pichincha) sowie aus der Caldera des Río Grande de Tárcos im zentralen Costa Rica an der Pazifikseite (30–1.420 m ü. NN). Diese schwer zu findende Art bewohnt Ufervegetation in feuchten Primär- und Sekundärwäldern des Tieflandes und der Gebirge und wird gewöhnlich in Büschen und Bäumen entlang von Waldbächen beobachtet.

Sachatamia orejuela: bekannt von den pazifischen Andenhängen im Süden Kolumbiens und im Nordwesten Ecuadors. In Kolumbien kommt die Art in den Departamentos Nariño (Reserva La Planada und Quebrada La Carbonera), Valle del Cauca (Campo Alegre und im Parque Nacional Natural Farallones de Cali) und Cauca (Parque Nacional Natural Munchique) am Westhang der Cordillera Occidental vor. In Ecuador kommt sie in den Provinzen Esmeraldas, Imbabura, Pichincha und Santo Domingo de los Tsáchilas vor (500–1.250 m ü. NN). Lebensraum im prämontanen und montanen Regenwald. Während der Nacht meist auf Felsen entlang steiler Bachufer oder innerhalb der Bäche in der Spritzwasserzone von Kaskaden anzutreffen. Wie bei anderen an Spritzwasserzonen angepassten Arten (z. B. *Centrolene geckoidea*, *Centrolene paezorum*, *Centrolene petrophilum*, *Centrolene medemi*) sind die Hand- und Fußspannhäute bei dieser Art stark ausgeprägt im Vergleich zu Glasfröschen, die nicht in diesem Mikrohabitat

vorkommen. Diese Art ist ein Spezialist in feuchten Waldgebieten, der sich bevorzugt in den Ritzen zwischen Felswänden an Bächen aufhält. Es ist unwahrscheinlich, dass diese Art Störungen in ihrem Lebensraum toleriert, da sie immer in Primärwäldern nachgewiesen wurde. Es wurde beobachtet, dass Spinnen der Gattung *Clubiona* Jungtiere von *S. orejuela* jagen. Eine elterliche Brutpflege ist unbekannt (Duellman & Burrowes 1989, Yáñez-Muñoz & Cisneros-Heredia 2008, Almeida-Reinoso & Coloma 2012, Guayasamin et al. 2020).

Sachatamia punctulata: bekannt aus den Departamentos Tolima, Antioquia und Caldas an der Ostflanke der Zentralkordillere im Norden Kolumbiens (360–1.400 m ü. NN). Lebensraum in der Vegetation entlang von Bächen in niedrigen und mittleren tropischen Wäldern. Nahrungszusammensetzung: Blattodea (Blattidae), Coleoptera (Chrysomelidae), Diptera (Cimicidae, Drosophilidae, Muscidae, Simuliidae), Hymenoptera (Formicidae) und Lepidoptera (Noctuidae), was darauf hindeutet, dass diese Art ein insektenfressender Generalist ist (Cortés Be-doya 2010, Frost 2024).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Sachatamia albomaculata: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-12-09)

Sachatamia electrops: Stark Gefährdet – EN (Endangered, B1ab(iii), assessed 2018-10-10)

Sachatamia ilex: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-11-14)

Sachatamia orejuela: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018-07-03)

Sachatamia punctulata: Gefährdet – VU (Vulnerable, B1ab(iii), assessed 2016-08-04)

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Die Roten Listen der Herkunftsgebiete beziehen sich auf die IUCN-Kategorie, Einzeleinschätzungen wurden für *Sachatamia*-Arten nicht vorgenommen.

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschlichen Siedlungen assoziiert. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UV-B-Strahlung zu nennen.

Sachatamia albomaculata: aufgrund der weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population als nicht gefährdet eingestuft.

Sachatamia electrops: als stark gefährdet gelistet, da das Verbreitungsgebiet lediglich 574 km² beträgt, die Art an zwei als bedroht eingestuften Orten vorkommt und die Ausdehnung und Qualität ihres Lebensraums kontinuierlich abnimmt. Diese Art ist nicht tolerant gegenüber Störungen ihres Lebensraums und benötigt ursprüngliche Auwälder. Die Landschaft in dieser Region wurde durch menschliche Aktivitäten wie Landwirtschaft, Viehweide, Verstädterung, Goldbergbau und in jüngster Zeit auch durch den Bau großer Infrastrukturprojekte stark verändert. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und der Qualität des Lebensraums wird vermutet, dass die Population rückläufig ist (Rada et al. 2017b).

Sachatamia ilex: nicht gefährdet in Anbetracht der weiten Verbreitung und der vermuteten großen Population. Der allgemeine Verlust des Lebensraums durch die Abholzung in kleinem Maßstab stellt eine lokale Bedrohung dar. Diese Art hat in El Copé, Panama, offenbar keine durch Chytridiomykose bedingten Rückgänge erfahren, obwohl sie anfällig für *Batrachochytrium-dendrobatidis*-Infektionen sein soll. Abnehmender Trend (Woodhams et al. 2006, Crawford et al. 2010).

Sachatamia orejuela: in Anbetracht der weiten Verbreitung und vermutlich großen Population als nicht gefährdet eingestuft. Die Art ist durch die Ausweitung des Anbaus illegaler Kulturen und durch Wasserverschmutzung durch Chemikalien, die bei deren Anbau verwendet werden, bedroht. In Kolumbien ist sie überall dort, wo sie vorkommt, zahlreich. Aufgrund des anhaltenden Rückgangs der Ausdehnung und Qualität des Lebensraums wird jedoch vermutet, dass die Gesamtpopulation abnimmt.

Sachatamia punctulata: Das Verbreitungsgebiet dieser Art ist auf die Zentralkordillere Kolumbiens beschränkt, ihr Vorkommen umfasst 16.558 km², und ihre Population gilt als stark fragmentiert mit abnehmendem Trend. Ausdehnung und Qualität des Lebensraums nehmen aufgrund von landwirtschaftlichen und bergbaulichen Aktivitäten kontinuierlich ab. Die Art ist daher als gefährdet eingestuft. Sie benötigt ursprüngliche Galeriewälder, um ihre Eier abzulegen, und reagiert sehr empfindlich auf Störungen ihres Lebensraums. Die Art ist daher in ihrem gesamten Verbreitungsgebiet auf Waldreste beschränkt, und zwischen den bekannten Standorten gibt es aufgrund des dortigen unwirtlichen Lebensraums kaum Verbindungen. In einigen Gebieten des Verbreitungsareals wird auch Wasser für kleine Wasserkraftwerke umgeleitet. Es handelt sich um eine seltene Art.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Sachatamia</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂: Rufe aus paariger (<i>S. albomaculata</i> / <i>S. orejuela</i>) oder einzelner (übrige Arten) subgularer Schallblase (Brunner & Guayasamin 2020).
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>S. albomaculata</i>: ♂♂ rufen von den Oberseiten von Blättern und Felsen entlang von Bächen und in der Spritzwasserzone von Wasserfällen; die Rufe bestehen aus einem schnellen, hohen Einzelton („tik“), mit einer Ruflänge von 0,001–0,002 s; die dominante Frequenz liegt bei 6.100–7.100 Hz (Guayasamin et al. 2020). <i>S. electrops</i>: ein hoher „Tic“-Laut für das menschliche Ohr (Aufnahmen nicht verfügbar; Rada et al. 2017b). <i>S. ilex</i>: ♂♂ rufen von der Oberseite von Blättern in der Nähe von Wasserläufen, jeder Ruf ist frequenzmoduliert und besteht aus einem einzigen Ton mit einer Dauer von 0,077–0,086 s, die dominante Frequenz beginnt bei 6.562–6.937 Hz, steigt auf 7.406–7.500 Hz an und fällt dann auf 6.562–6.843 Hz ab (Guayasamin et al. 2020). <i>S. orejuela</i>: Das erfasste ♂ rief in einer tiefen Bachschlucht in 1,5 m Höhe. Der Anzeigeruf ist ein gepulster Ton mit einer Dauer von 191,8 ± 23,8 ms (157–212 ms), der wie ein „Trii“ klingt. Die Anzahl der Pulse pro Ruf betrug 48,2 ± 6,7 (38–58), und die Dauer der Pulse 1,6 ± 0,5 ms (1,6–1,7 ms). Die Pulsrate betrug 254,5 ± 46,0/s (188,7–339,2/s). Die dominante Frequenz des Rufs lag bei 6.700 ± 0,130 Hz (6.550–6.890 Hz). Ein anderes Autorenteam beschreibt neben ähnlichen Rufparametern zur innerartlichen Kommunikation noch ein Winkverhalten der ♂♂ unter Nutzung der Vorder- und Hinterextremitäten sowie ein Kopfwippen, welche im Sekunden- bis Minutentakt ge-

	wechselt wurden. Es wird vermutet, dass der hochfrequente Ruf sowie das motorische Verhalten eine Anpassung sind, um in der Nähe von lauten Wasserfällen zu kommunizieren und so eine ansonsten unzugängliche akustische Nische zu besetzen (Brunner & Guayasamin 2020, Duarte-Marín et al. 2023). <i>S. punctulata</i>: Rufe wurden von Felsen und auf bis zu 4 m hoher Vegetation zwischen 1 und 3 Uhr nachts aufgezeichnet. Der Ruf besteht aus einer Reihe von gepulsten harmonischen Tönen (1–5 Töne) mit $17,6 \pm 4,2$ ms Ruflänge, einem Intervall von $97,2 \pm 16,1$ ms und einer dominanten Frequenz von $5.611,7 \pm 213,9$ Hz, wobei keine Amplitudenmodulation festgestellt wurde. Für das menschliche Ohr klingt der Ruf wie ein „Trii“. Jeder Ton zeigt bis zu $3,74 \pm 1,62$ Pulse bei einer Rate von 220 Pulsen/s (Mendoza-Henao et al. 2021).
Paarung und Eiablagestellen	Sämtliche Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche. <i>S. albomaculata</i>: Eier werden auf den Oberseiten von Blättern oder auf Felsen abgelegt; kurzzeitige mütterliche Brutpflege (Hydratation unmittelbar nach der Eiablage für einige Stunden), längerfristige elterliche Brutpflege nicht vorhanden (Guayasamin et al. 2020). Barria et al. (2023) beschreiben ein Kampfverhalten zwischen ♂♂ sowie eine Fehlpaarung (Amplexus) mit einer männlichen <i>Smilisca sila</i>. <i>S. electrops</i>: in Büschen und Farnen am Rande eines schwach fließenden Baches (ca. 5 m breit), die ♂♂ rufen von den Oberseiten von Blättern und Ästen in einer Höhe von ca. 50–250 cm, die Eiablage findet auf der Oberseite von Blättern statt, ca. 50 cm über dem Wasser (Rada et al. 2017b). <i>S. punctulata</i>: ♂♂ riefen zwischen 20 und 21 Uhr oberhalb einer Höhe von 3 m, um anschließend in der Vegetation hinabzusteigen. Einzelne Exemplare wurden auf Felsen und krautiger, buschiger Vegetation am Rande der Bäche in der Nähe kleiner Wasserfälle im Inneren von Sekundärwäldern beobachtet, Sitzhöhe 0,25–1,7 m über dem 2,5–3,5 m breiten Bach, ♀♀ auf Felsen in geringer Höhe, ♂♂ auf Farnwedeln und anderen Pflanzen (<i>Cyclanthus</i> sp.; Rojas-Morales et al. 2014).
Fortpflanzungs-saison	<i>S. albomaculata</i>: Aktivität besonders während der Regenzeit, Eiablagen bevorzugt auf Blättern. Zu Beginn der Trockenzeit (Dezember 2001 und 2002) Verlagerung des Fortpflanzungsverhaltens und der Eiablageplätze auf Felsen im feuchten Spritzwasserbereich zweier Wasserfälle oder direkt am Río Jaris, Costa Rica, um die Reproduktionsphase während eines Teils der Trockenzeit zu verlängern. Paare im Amplexus fanden sich im Februar 2021 direkt auf den Steinen am Rande eines Baches in der Nähe der Nordgrenze des Braulio-Carillo-Nationalparks in Costa Rica (T. Eisenberg, eigene Beobachtung; Puschendorf et al. 2004). <i>S. ilex</i>: Am 10. November 1999 rief auf der Hacienda La Joya (Nordwestecuador) ein ♂ in der Nähe zweier gravider ♀♀, was auf Fortpflanzungsaktivitäten hindeutet. Beim Kampf hängen die ♂♂ an den Zehenspitzen senkrecht in der Vegetation und greifen sich gegenseitig, die Arme verschränkend, an die Brust. Die ♂♂ können mehrere Minuten bis Stunden in dieser Position hängen und versuchen dabei, die Füße des anderen ♂ wegzuschieben, damit dieses den Halt in der Vegetation verliert. Während dieses Kampfverhaltens geben die beiden ♂♂ leise Rufe von sich (Guayasamin et al. 2006c, Kubicki 2007). <i>S. orejuela</i>: Individuen wurden von Februar bis April 2019 beobachtet, wobei nur ein Tier rufend angetroffen wurde. In Ecuador war diese Art die Einzige unter fünf Glasfroscharten, die sich zwischen Januar und März nicht reproduzierte (Maynard et al. 2020, Brunner & Guayasamin 2020). <i>S. punctulata</i>: ♀♀ mit Eiern im Inneren wurden im Mai 2009 und Februar 2010 gesichtet, ♀♀ enthielten helle, cremefarbene Eier unterschiedlicher Größe; größere Eier hatten einen schwarzen animalen und einen cremefarbenen vegetativen Pol. Als potenzielle Prädatoren wurde ein Laufkäfer (<i>Dyscolus</i> [<i>Dyscolidion</i>] cf. <i>punctatostriatum</i>) beschrieben, der am 22.10.2014 zwischen 22 und 0 Uhr 78 Eier eines Geleges verzehrte (Rojas-Morales et al. 2014, Burbano-Yandi et al. 2018).

Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>S. albomaculata</i>: Im Ovidukt und kurz nach der Eiablage sind die Eier schwarz-weiß. Die Gelege zeichnen sich dadurch aus, dass in der Mitte der Masse oft eine Lücke ohne Eier entsteht (s. <i>S. ilex</i>). Die Gelege bestehen aus 37–81 Eiern. Der Karyotyp ist $2n=20$ (Duellman 1967, Savage 2002, Kubicki 2007). <i>S. electrops</i>: Vier Gelege mit 32–53 Eiern an den Oberseiten von Blättern über Wasserläufen, Eier blasscremefarben (einzige Art der Gattung, alle anderen Arten haben dunkle Eier; Rada et al. 2017b). <i>S. ilex</i>: Gelege bestehen aus 12–25 Eiern. Es wurde beobachtet, dass <i>Drosophila</i>-Arten die Gelege parasitieren. Die braunen Eier werden in einer einzigen Schicht auf der oberen Blattoberfläche abgesetzt. Manchmal hat ein Gelege in der Mitte ein kleines Loch, das an einen Donut erinnert, weil sich das Paar während der Eiablage von der Mitte aus dreht. Eine elterliche Brutpflege ist unbekannt (Kubicki 2007, Hoffmann 2010a).
Eigröße / Larvengröße beim Schlupf	<i>S. albomaculata</i>: Eigröße 2 mm im Durchmesser (Gallerte 4 mm; T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten); Larvengröße: s. Tabelle Haltung und Nachzucht.
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamorphose	Glasfrosch-♀♀ legen ihre Eier auf Substraten außerhalb des Wasser entlang von Bächen ab, nach mehreren Tagen oder Wochen (z. B. > 20 Tage), schlüpfen die Embryonen und fallen ins Wasser, wo sie ihre Entwicklung abschließen (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007). <i>S. punctulata</i>: Über eine individuelle Missbildung in einer Population in Quebrada Soto 2, Dorf Montebello, Gemeinde Norcasia, Departamento Caldas, Kolumbien, berichten Martínez & Botero (2019). Der neben dem Bach gefundene Metamorphling wies eine charakteristische Missbildung der Hintergliedmaßen auf, und eine detaillierte Untersuchung ergab, dass der Frosch eine verkürzte rechte Tibia-Fibula (Hemimelie) und ein knöchernes Dreieck am rechten Oberschenkel (Taumelie) aufwies. Es bleibt zu klären, ob es sich um spontan auftretende Mutationen handelt oder um toxische oder infektiöse Ursachen. Die missgebildeten Individuen machen (bei einem Fund und $n=50$; zwischen Oktober 2016 und November 2017) zwei Prozent der beprobten Population aus, was mit der zu erwartenden Häufigkeit von Missbildungen übereinstimmt.
Angaben zu den Larven	<i>S. albomaculata</i>: Die Kaulquappe wurde von Hoffmann (2010a) ausführlich beschrieben: Die Embryonen im Gosner-Stadium 22 sind hellbraun, die Schlüpflinge im Stadium 25 dunkelgraubraun. Die ventrale Färbung ist aufgrund des durch die Haut sichtbaren gelben Dotters heller. Die Larven gehören zu den am stärksten pigmentierten Centroleniden in Costa Rica. Während die Schlüpflinge ihren Dottersack resorbieren, bleibt die Mundscheibe unvollständig. Weiter entwickelte Kaulquappen (Stadien 25–37) haben die typische dorsoventral komprimierte Körperform, die zusammen mit den Larven von <i>S. ilex</i> und <i>Teratohyla spinosa</i> die am stärksten komprimierten Centroleniden-Larven Costa Ricas sind. Die Mundscheibe ist der von <i>S. ilex</i> sehr ähnlich; sie ist nicht am Rande gekerbt und hat eine einzelne Reihe von 24–40 Randpapillen mit einem deutlich breiten vorderen Labium (Dorsalspalt), ein Merkmal, das auch bei <i>S. ilex</i> vorhanden ist, breiter Dorsalspalt, Papillen oft abgeflacht, unregelmäßig und manchmal fehlend. Der Oberkiefer ist sanft gebogen, der Unterkiefer breit und V-förmig. Die Labialzahnreihenformel ist wahrscheinlich $2(2)/3$, aber den meisten Kaulquappen fehlt die Zahnreihe A1, wenn vorhanden, die A2 ist kurz und besteht meist aus einigen wenigen Zähnen in kurzen Reihen entlang der Seitenränder des Oberkiefers. Auf der Unterlippe sind drei Leisten zu erkennen, die alle oder einige von ihnen Zähne tragen. Ob diese Unregelmäßigkeiten in den Labialzahnreihen aus der Laboraufzucht resultieren oder typisch für die Art sind, ist noch zu klären (Hoffmann 2010a). <i>S. ilex</i>: Beim Schlupf haben die Larven eine dunkle graubraune Rückenfärbung. Der Körper ist im Querschnitt fast kreisförmig und mit einer Länge von etwa 12 mm länger als andere Centroleniden-Larven in Costa Rica. Bei Kaulquappen, die von ihren Dotterreserven leben, sind die Mundscheiben unvollständig. Im weiteren Verlauf der Entwicklung (Gosner-Stadien 28–40) wird der Körper abgeflacht, und es entwickelt sich eine dichte dorsale Pigmentierung, die den Larven einen schwarzbraunen Grundton verleiht. Es besteht auch eine leicht violette Färbung aufgrund der darunter liegenden

vaskularisierten Organe. Die seitliche Körperpigmentierung nimmt nach ventral hin ab, die Färbung des Schwanzes entspricht der des Rückens und nimmt allmählich zur Ventralseite ab. Die Schnauze ist in der Dorsalansicht abgerundet und in der Lateralansicht spitz zulaufend. Die anteroventrale Mundscheibe hat nur an den seitlichen und ventralen Rändern Randpapillen. Die vordere Lippe bildet die Oberlippe und ist gleichmäßig breit, die Mundscheibe ist nicht am Rande gekerbt. Wegen des Fehlens eines vorderen Mundfeldbereichs fehlen die Labialzahnreihen A1 und A2. P1 ist normalerweise vollständig entwickelt, P2 ist kürzer, und P3 hat keine oder nur sehr wenige Zähne (Hoffmann 2010a).

Haltung und Nachzucht von *Sachatamia albomaculata* B/C

Alle weiteren Arten *Sachatamia* spp. **X**, da sie nach heutigem Kenntnisstand – mit Ausnahme von *S. ilex* – bisher nicht in Menschenobhut gehalten wurden, und für *S. ilex* liegen keine Informationen zur Haltung vor. Die Haltungs- und Zuchtparameter sind wahrscheinlich für viele Arten ähnlich.

Thema	Angaben aus den Befragungen zu <i>Sachatamia albomaculata</i>
Haltungsansprüche und Haltungsbedingungen der Adulti und Jungfrösche, technischer und zeitlicher Aufwand	Demnach gaben drei Teilnehmer*innen an, Privathalter zu sein. Alle waren sich sicher, dass die Art korrekt bestimmt ist, wobei die Artbestimmung meist vom Händler oder in Zusammenarbeit mit anderen Spezialisten vorgenommen wurde. Alle gehaltenen Tiere wurden als Nachzuchten ausgewiesen. Die Dauer der Haltung wurde mit > 2–12 Jahren angegeben, meist wurde ein Geschlechterverhältnis von 2,2–6,2 gehalten, alle Teilnehmer*innen strebten dabei Nachzuchterfolge an, diese waren bei allen drei erfolgreich gelungen. Angaben zu speziellen Fragen der Haltung und Nachzucht wurden wie folgt gemacht: Haltungsbedingungen (Zuchttiere): – Luft- und Wassertemperatur: 18–28 °C 20–28 °C 20–25 °C. – Luftfeuchtigkeit: 70–100 % 80–100 % 70–90 %. – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: k. A. LED-Lichtbalken und stundenweise 35-W-Vollspektrumlampen mit UV-Anteil LED-Lichtbalken (alle: 12:12 Stunden). – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 50 x 50 x 50 60 x 60 x 60 75 x 50 x 100 cm. – Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche: 10 % 5 % 0 %. – Bodensubstrat: Schaumstoff kein Substrat, aber viele faustgroße moosbewachsene Flusskieselsteine Filterschwamm, Pinienrinde, Laub. – Einrichtung/Bepflanzung: <i>Philodendron</i> <i>Philodendron</i>, Anthurien, <i>Monstera</i> spp., Vanille, diverse Ranken <i>Philodendron</i>, Anthurien, Bromelien, diverse Ranken. – Wassertiefe: 4 cm 1–2 cm 0 cm. – Anzahl Tiere pro Behälter: k. A. 8 4. – Futter/Fütterungsintervalle: 1–2x/Woche 2x/Woche alle 3 Tage 1–2 x / Woche 2 x / Woche alle 3 Tage. – Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): nicht spezifiziert Repashy Calcium plus Ranarium Rana Vit, Dendrocare. – Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: häufiger und stark zwischen ♂♂ temporär zur Fortpflanzungszeit zwischen ♂♂ keine.
Lebenserwartung in Haltung	Maximalalter der gehaltenen Tiere: ca.10 Jahre > 6 Jahre k. A.
Auslöser (Trigger) für die Fortpflanzung	Auslöser (Reize) für Reproduktion (z. B. Änderungen Temperatur und/oder Luftfeuchtigkeit oder anderer Umgebungsvariablen, technische Vorrichtungen, tierpflegerische Handlungen): feuchtere Haltung und Beregnung (n=2) nicht klar induzierbar, höhere Aktivität in den Wintermonaten, trotz reduzierter Beregnung.

	Erste Nachzucht (NZ) im Jahr: 2011 2018 2022. Häufigkeit der NZ seither: > 30 Gelege > 50 Gelege 2 Gelege. Wo werden die Eier abgelegt (Blätter/Scheiben/Gegenstände)? Blätter, Scheiben Blätter, selten Steine (trotz Angebots) oder Moos Blätter. Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? <i>Philodendron</i> <i>Philodendron/Anthurium</i> (alle: immer Blattoberseiten). Wie ist das Gelege strukturiert? Einzelne Eier, einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): Monolayer Monolayer (ohne zusätzliche Gallerte zwischen den Eiern), manchmal Donut-förmig mit zentraler Aussparung (s. o.) Monolayer. Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: 1 1 1. Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): 2–5 10–12 1–2. Anzahl der Eier/Gelege (Min.–Max.): 20–40 32–60 (n=10) 10–30.
Anzahl der befruchteten Eier pro Gelege (Min.–Max.)	0–35 i. d. R. alle 5–15.
Anzahl der geschlüpften Embryonen pro Gelege (Min.–Max.)	0–35 nahezu alle 5–10.
Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier)	Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier oder < 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %: > 75 % > 75 % < 25 %.
Größe Jungfrösche (frisch metamorphosiert; Min.–Max. [in mm])	8–10 mm 17–18 mm k. A.
Anzahl der metamorphosierten Jungfrösche pro Jahr	k. A. 0–50 5.
Anzahl der Aufzuchtverluste bis zum 3. Monat	k. A. ¹⁵ 1.
Haltungsbedingungen (Larven) / Technische Anforderungen an die Larvenaufzucht	Die allgemeinen Parameter zur Aufzucht der Larven sind oben im Kapitel Allgemeines beschrieben. Die Larven von <i>S. albomaculata</i> sind omnivor. Kleine Frösche können zuerst in kleinen Aufzuchtbehältern untergebracht und mit steigendem Wachstum in größere Terrarien umgesetzt werden (Eisenberg in prep., Papenfuss & Eisenberg in prep.). Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven: 8–10 mm 8–10 mm k. A. Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max.): k. A. 6–11 6–7 Monate. Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf): – Wassertemperatur: 22–28 °C 22–28 °C 20–25 °C.

¹⁵ wegen Gruppenaufzucht vieler Gelege in unübersichtlichem Aquarium nicht messbar, praktisch keine Aufzuchtverluste nach der Metamorphose.

	– Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: Tageslicht 50-W-LED-Strip Tageslicht. – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 40 x 20 x 20 cm 50 x 13 x 29 cm 30 x 20 x 20 cm. – Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: k. A. Lavagranulat oder gar kein Bodengrund, Tonziegel und -blumentöpfe als Verstecke, Javamoos Lavagranulat verschiedene Körnung, Laub, Flusskiesel. – Wassertiefe: 18 cm 17 cm 20 cm. – Anzahl Tiere pro Behälter: 10–50 5–100 5–30. – Filter (Art, Leistung): Luftheber-Schwammfilter Luftheber-Schwammfilter Dennerle Nano Eckfilter, 2 W. – besondere Anforderungen (z. B. Wasserwerte): angesäuert mit Huminsäuren von besonderer Relevanz erscheinen regelmäßige Wasserwechsel (beim Verfasser 1-2x pro Woche), andernfalls erhöhte Sterblichkeit unter den Kaulquappen. Weiterhin ein stärkerer Innenfilter bei größeren Kaulquappen k. A. – Futter der Larven: Spinat, Repashy Fischfutter Spinat, Repashy Fischfutter, Tetra-min Wels-Tabletten Futtertabletten für karnivore und herbivore Fische, gekochte Pilze, Spinat, Salat. – Frequenz der Wasserwechsel: 1 x / Monat 90 % 1-2 x / Woche 50–80 % 1 x / Woche. – Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): 50 % Umkehrosmose (RO)-Wasser: 50 % Leitungswasser 100 % Leitungswasser 90 % RO-Wasser: 10 % Leitungswasser.
Anzahl bzw. Prozentsatz der Nachzuchten, die adult bzw. geschlechtsreif werden	k. A. nach der Metamorphose > 95 % 80 %.
Alter / Größe bei Erreichen der Geschlechtsreife	♂♂: k. A. 10–12 Monate k. A. ♀♀: k. A. 12–15 Monate k. A.
Anzeichen für das Erreichen der Geschlechtsreife	Transabdominal sichtbare Ovarien/Samenleiter Transabdominal sichtbare dunkle Follikel vor der Kloake/Samenleiter, Rufen der ♂♂, ab 16–18 Monate größere KRL der ♀♀ Rufen, Ovarien.
Geschlechterverhältnis der Nachzuchten (♂♂:♀♀)	k. A. keine ausreichende Datenbasis, in einem Fall 6,0 bei n=6 1:1.
Hinweise auf Missbildungen oder Krankheiten	gelegentlich Rachitis keine Missbildungen (n=2).
Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose	Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose (< 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %) oder geschätzt: hoch/niedrig: ~50 % von < 25 % bis > 75 %, Ursache für diese unbefriedigenden Verluste scheinen im Zusammenhang mit einer niedrigen Wasserwechselfrequenz zu liegen. Zwar ließen sich mithilfe wasserchemischer Messtests keine Abweichungen in der Wasserqualität feststellen, aber bei protrahierten Intervallen kam es immer wieder zu sichtbaren Larvenverlusten, insbesondere unter den ältesten Entwicklungsstadien. Mit wöchentlichen Intervallen konnten die Verluste stark reduziert werden > 50–75 % in den ersten Wochen, keine Verluste zu späteren Zeitpunkten.
Sterblichkeit in den ersten Lebensmonaten / -jahren nach Metamorphose	gering gering gering.

Routinemäßige Untersuchung auf Amphibienkrankheiten und Parasiten	nein nein nein.
Quarantäne (Art und Umfang)	nein ja nein. Hierfür eignen sich kleinere, steril eingerichtete Terrarien (z. B. 30 x 60 x 20 cm mit Front- und Deckel-Drahtgaze-Lüftung) mit Rankpflanzen (<i>Philodendron</i> spp.) ohne Bodengrund. Als Wasserreservoir dient ein Wassergraben mit Überlauf. Die Quarantäne sollte mindestens 8 Wochen bis zu 6 Monate betragen. In dieser Zeit wird per PCR auf <i>Batrachochytrium dendrobatidis</i> , <i>Batrachochytrium salamandrivorans</i> , Ranavirus, Chlamydien und Brucellen sowie koproskopisch auf Parasiten untersucht (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht: keine Haltung unproblematisch, durch die o. a. Larvenverluste jedoch eine heikle Art stressanfälliger als andere Glasfrösche. Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung: selten sehr selten sehr selten. Persönliche Einschätzung zur Schwierigkeit der Zucht in Haltung: mittlerer Schwierigkeitsgrad hohes Niveau schwer (im Vergleich mit anderen Glasfröschen). Weitere Anmerkungen: jeweils keine.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	s. Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung; ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt 21 Einträge zwischen 2005 und 2020 als Halter von <i>S. albomaculata</i> an, darunter mindestens drei Zoos und drei Privathalter. Für die meisten Haltungen ist deren Status unklar/unbekannt/erloschen, lediglich ein Zoo in den USA verzeichnet 128 lebende Individuen (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).
Vermehrung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	ja ja ja.
Kommerzielle Nachzucht	nein nein nein.
Befragungen	3 Antworten zu dieser Spezies von Privatzüchter*innen.

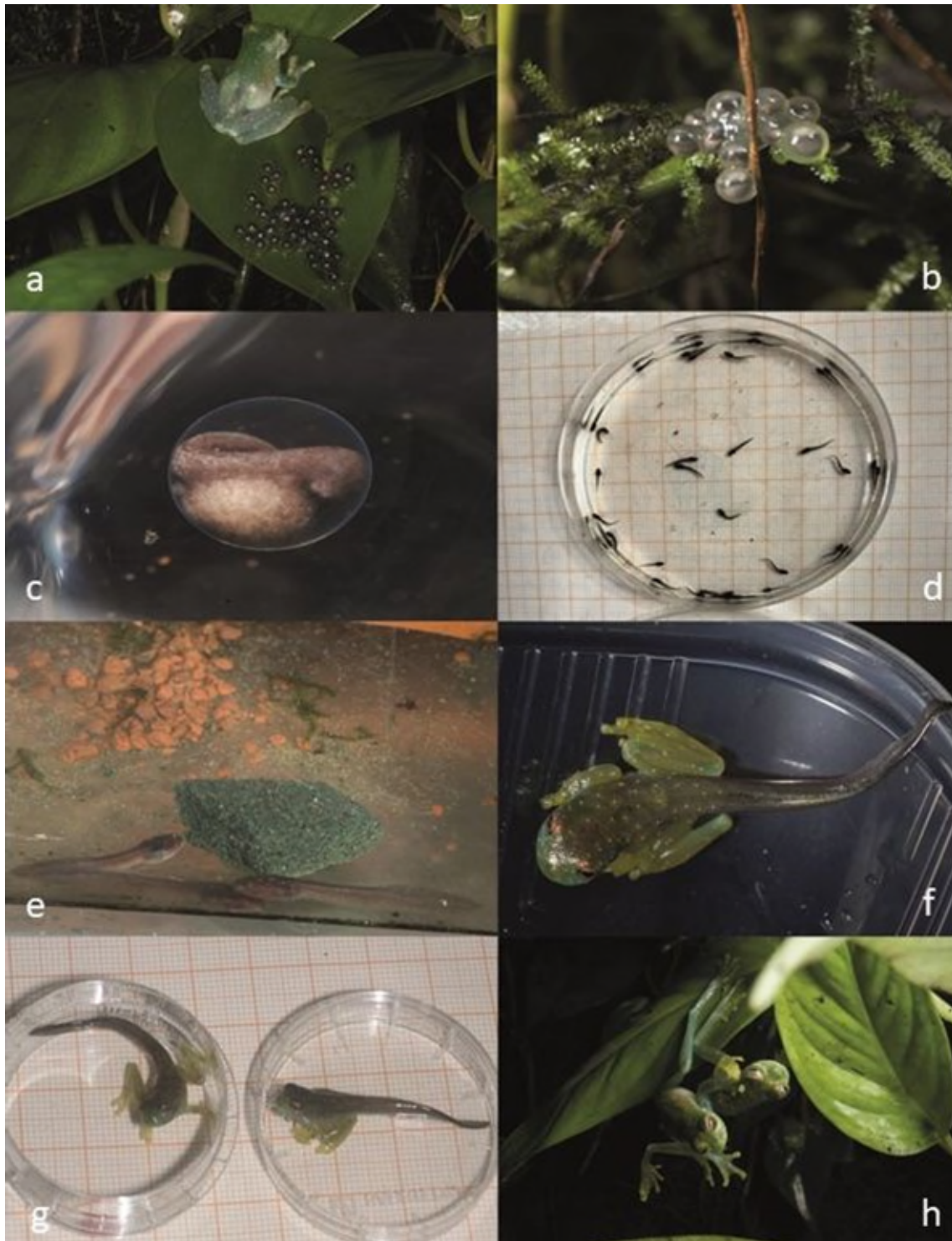


Abb. 56: *Sachatamia albomaculata* Nachzucht

- a Eiablage (T. Eisenberg)
- b Eier werden meist auf Blattoberseiten abgelegt, auf Moos oder Steinen sind sie selten zu finden (T. Eisenberg)
- c Embryonalentwicklung (M. Weber)
- d Frisch geschlüpfte Larven (T. Eisenberg)
- e Kaulquappe am Futter (T. Eisenberg)
- f Jungfrosch, unmittelbar nach der Metamorphose (T. Blees)
- g Metamorphlinge dieser Art sind erheblich größer als viele andere Glasfrosch-Landgänger (T. Eisenberg)
- h Kampf zwischen zwei männlichen Individuen (T. Eisenberg).

Teratohyla Taylor, 1951

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen Handel
<i>Teratohyla adenocheira</i>	(Harvey & Noonan, 2005)			Nein
<i>Teratohyla ameliae</i>	(Cisneros-Heredia & Meza-Ramos, 2007)		Amelia's Glassfrog	Nein
<i>Teratohyla midas</i>	(Lynch & Duellman, 1973)		Midas' Glassfrog, Santa Cecilia Cochran Frog, Centrolène à points jaunes	Nein
<i>Teratohyla pulverata</i>	(Peters, 1873)		Dusty Glassfrog, Chiriqui Glass Frog	Ja
<i>Teratohyla spinosa</i>	(Taylor, 1949)		Dwarf Glassfrog, Spiny Cochran Frog, Minute Spiny Glassfrog; Rana de cristal de Espinosa	Ja ¹⁶

Der Gattungsname *Teratohyla* leitet sich vom griechischen „teras“ ab, was Ungeheuer, Rätsel oder Wunder bedeutet, und dem Wort „hyla“, das traditionell mit Laubfröschen in Verbindung gebracht wird und auf den mythologischen griechischen Jungen Hylas zurückgeht. In phylogenetischer Hinsicht verkörpert diese Gattung die Klade der gemeinsamen Verwandtschaftslinie der beiden Spezies *Centrolenella spinosa* Taylor, 1949 und *Hyla pulverata* Peters, 1873. Die Schwesterngattung ist in diesem Fall unsicher, die Ergebnisse unterschiedlicher genetischer Analysen (ML, Bayes) des mitochondrialen Datensatzes unterstützen eine Klade, bestehend aus den Gattungen *Teratohyla* und *Rulyrana*. Die Topologie der Analyse nukleärer Gene zeigt *Teratohyla* als Schwestertaxon zu einer Klade, die aus den Gattungen *Chimerella*, *Espadarana*, *Cochranella*, *Rulyrana* und *Sachatamia* besteht, allerdings mit nur schwachem Absicherungsniveau.

¹⁶ ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt bis zum Jahr 2021 keine Halter für *T. pulverata* und vier Halter (lediglich eine aktive Haltung in den USA) von *T. spinosa* an (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten)



Abb. 57: *Teratohyla*-Arten

- a *T. midas*, Peru (J. Köhler)
- b *T. midas* (W.E. Duellman. Courtesy of University of Kansas Digital Archive, KUDA 001174)
- c *T. pulverata* (T. Leenders)
- d *T. pulverata* (T. Eisenberg)
- e *T. spinosa* (F. Hulbert)
- f *T. spinosa*, Costa Rica (T. Eisenberg).

Morphologie und Taxonomie

Vertreter der Gattung können anhand folgender Merkmale unterschieden werden:

(1) Humerusdorne bei ausgewachsenen ♂♂ fehlen, (2) Leber bedeckt mit einem durchsichtigen (*T. adenocheira* [teilweise], *T. midas*, *T. spinosa*) oder weißen (*T. pulverata*, *T. amelia*) Leberperitoneum, Verdauungstrakt durchscheinend (*T. spinosa*) oder weiß (*T. adenocheira*, *T. amelia*, *T. midas*, *T. pulverata*), (3) ventrales parietales Peritoneum im vorderen Bereich (anterior) weiß und im hinteren Bereich (posterior) transparent (*T. adenocheira*, *T. midas*, *T. spinosa*) oder vollständig transparent (*T. amelia*, *T. pulverata*), (4) mäßige bis starke Spannhäute

zwischen den Fingern III und IV, (5) Knochen blass- bis dunkelgrün im Leben, (6) Rücken creme-farben, lavendelfarben bis dunkellavendelfarben im Konservierungsmittel, mit oder ohne Flecken, (7) Zahnfortsatz des Vomers vorhanden, mit oder ohne Zähnchen, (8) ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter, ♀♀ legen ihre Eier an den Blattspitzen (*T. pulverata*) oder entlang der Ränder der Blattunterseiten (*T. spinosa*), (9) Präpollex vorstehend (*T. spinosa*) oder nicht vorstehend (*T. adenocheira*, *T. amelia*, *T. midas*, *T. pulverata*). Durch das Vorhandensein eines ventralen parietalen Peritoneums, das anterior weiß und posterior transparent ist, eine Leber, die von einem transparenten Leberperitoneum bedeckt ist, mäßige bis ausgedehnte Spannhäute an den Händen und das Fehlen von Humerusdornen, ähneln *T. adenocheira*, *T. spinosa* und *T. midas* den Arten von *Sachatamia* und *Rulyrana*; *T. spinosa* ist jedoch klein (KRL < 21 mm) und hat einen deutlichen, stacheligen Präpollex, der klar von Finger I getrennt ist, und *T. adenocheira* und *T. midas* haben einen weißen Verdauungstrakt. Die beiden anderen Arten der Gattung *Teratohyla*, *T. pulverata* und *T. amelia*, haben ein vollständig transparentes ventrales parietales Peritoneum und ein weißes hepatisches und viszerale Peritoneum und können verwechselt werden mit *Hyalinobatrachium*, *Vitreorana* und *Chimerella*. Die Arten der Gattung *Hyalinobatrachium* haben hingegen weiße Knochen (Ausnahmen s. Kapitel *Vitreorana*) und eine cremefarbene Dorsalfärbung (lavendelfarben bei *Teratohyla*); die ♂♂ von *Chimerella* haben einen kleinen Humerusdorn (bei *Teratohyla* fehlend), und die Arten der Gattung *Vitreorana* (Ausnahmen s. Kapitel *Vitreorana*) sind auf die Cordillera de la Costa von Venezuela, das Guayana-Schild und den Atlantischen Regenwald Brasiliens beschränkt (*Teratohyla* ist auf Mittelamerika, das pazifische und das Amazonastiefland Südamerikas beschränkt, nur *T. midas* erreicht Französisch-Guayana). Die Klade *Teratohyla* ist eines der wenigen Beispiele innerhalb der Familie Centrolenidae, bei denen die Anhebung der Anden als Ursache für die allopatrische Artbildung angenommen wird. Danach bildete die Ostkordillere zwischen 12,9 und 11,8 Mio. Jahren ein durchgehendes Gebiet, wurde aber wahrscheinlich zu einer wichtigen Barriere für Tieflandarten während des frühen Pliozäns (vor 5,3–3,6 Mio. Jahren). Wenn diese Datierung korrekt ist, haben sich die Schwesternarten von *Teratohyla* über einen langen Zeitraum hinweg unabhängig voneinander entwickelt. Trotz dieser langen Isolation hat sich die allgemeine Morphologie der Schwesternarten (*T. midas* und *T. spinosa*; *T. pulverata* und *T. amelia*) beibehalten. Außerdem bewohnen die Schwesternarten immer noch das Tiefland (< 1.000 m) der tropischen Regenwälder auf den gegenüberliegenden Seiten der Anden, was darauf hindeutet, dass die Nische erhalten geblieben ist. Die Monophylie von *Teratohyla* wird durch die mitochondrialen (Bayes), nukleären (Bayes und ML) und vollständigen (Bayes, ML, MP) Datensätze gestützt (Guayasamin et al. 2009).

Viele Arten dieser Gruppe sind vergleichsweise ähnlich, können jedoch gegenüber anderen Gattungen unterschieden werden (eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung wird empfohlen):

Teratohyla adenocheira: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung und gelben Flecken, Hautdrüsen weiß und über den gesamten Körper verstreut, diese verschmelzen zu weißen Falten an den Lippen, Rückenhaut und Kehle glatt, Ventralhaut schwach areolat, weiße Drüsen unterhalb der Kloake, paarige vergrößerte Warzen und para- und subkloakale Falten fehlen, Arme kurz, Oberarme im Vergleich zu Unterarmen schlank, glatte Hautfalten entlang der postaxialen Kante von Unterarm, Hand und Fuß, Präpollex nicht vergrößert und ohne Stachel, Finger I viel länger als Finger II, Iris gelblich grün, KRL ♂♂ 22,0–23,1 mm, ♀♀ 24,0–27,7 mm, Kopf breiter als Körper, Augen groß und weit auseinanderliegend, Maulregion

in der Dorsalansicht rund, im Profil abgestumpft, Zahnfortsatz des Vomers und Zähnchen vorhanden, untere drei Viertel des Trommelfells und Tympanalring deutlich sichtbar, parietales Peritoneum und Perikard weiß, viszerale Peritonea der Keimdrüsen, Magen und Dickdarm weiß, Harnblase durchscheinend, Leber dreilappig (der hintere Teil des linken Leberlappens ist durch die Ventralhaut sichtbar. Taxonomische Anmerkung: *T. midas* (Schwesternart; Harvey & Noonan 2005, Guayasamin et al. 2020).

Teratohyla ameliae: kleiner Glasfrosch mit einheitlich grüner bis bläulich grüner Rückenfärbung, zahlreiche Melanophoren an allen Fingern und Zehen, Oberlippe weiß, Kehle grünlich, andere ventrale Oberflächen transparent, Rückenhauttextur chagriniert, ventrale und subkloakale Oberflächen gekörnt, ein Paar vergrößerte subkloakale Warzen, kleine, nicht emaillierte Ulnarfalte, niedrige, nicht emaillierte innere Tarsalfalte, verdeckter Präpollex, Finger I länger als Finger II, Iris cremebraun, KRL ♂♂ 18,1–19,3 mm, ♀♀ unbekannt, Maulregion in der Rückenansicht stumpf, im Profil gerundet, Zahnfortsatz des Vomers ohne Zähnchen, Trommelfellring deutlich, dorsolateral ausgerichtet und nach hinten geneigt, vollständig transparentes ventrales parietales Peritoneum, alle viszerale Peritonea (inklusive Herz) mit Iridophoren bedeckt, Leber weiß, knollig (Cisneros-Heredia & Meza-Ramos 2007, Twomey et al. 2014, Guayasamin et al. 2020).

Teratohyla midas: kleiner bis mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung mit oder ohne kleine gelbe Punkte, normalerweise an den oberen Flanken konzentriert, Oberlippe und vordere Ventralseite weiß, hinten transparent, Rückenhaut glatt, ♂♂ mit winzigen Stacheln, die nur unter Vergrößerung (250 x) sichtbar sind, Ventralhaut areolat, ein Paar vergrößerte subkloakale Warzen, Melanophoren bedecken gewöhnlich Finger und Zehen, Ulnar- und Tarsalfalten fehlend, verdeckter Präpollex, Finger I etwas länger als Finger II, Iris silbrig-weiß mit blassgelber Tönung, schwachem braunem Querstreifen und grauen Netzmuster, gelber Ring um die Pupille, KRL ♂♂ 19,0–22,5 mm, ♀♀ 20,9–26,8 mm, Maulregion in Dorsalansicht stumpf, im Profil stumpf bis stumpf gerundet, Vomer mit Zahnfortsatz, der 0–4 Zähnchen trägt (Zähnen bei ♀♀ immer vorhanden), Trommelfell mäßig groß, fast vertikal ausgerichtet, mit leichten seitlichen und hinteren Neigungen, nur der obere Rand des Trommelfellrings ist von Supratympanalfalte verdeckt, weißes parietales Peritoneum, das die vorderen 40–50 % des Bauches bedeckt, weißes Perikard und gastrointestinales Peritoneum, durchscheinende Peritonea an gelappter Leber, Gallen- und Harnblase. Ähnliche Arten: *Nymphargus cariticommatus*, *Nymphargus siren*, *Nymphargus humboldti*, *Rulyrana flavopunctata* (Lynch & Duellman 1973, Twomey et al. 2014, Guayasamin et al. 2020, Gagliardi-Urrutia et al. 2022).

Teratohyla pulverata: mittelgroßer Glasfrosch mit grüner Rückenfärbung mit winzigen (wie pulverartig aufgetragenen) weißen Flecken und Punkten, Oberlippe weiß, kleine weiße Punkte unter dem Auge sichtbar, Rückenhaut chagriniert, ♂♂ mit winzigen Stacheln, die nur unter Vergrößerung (250 x) sichtbar sind, Ventralhaut gekörnt, ohne ein Paar vergrößerter subkloakaler Warzen, Melanophoren bedecken teilweise die Dorsalfläche von Finger IV, fehlen an den Fingern I–III, ulnare, metakarpale, metatarsale und tarsale Falten mit niedrigen, emaillierten Tuberkeln vorhanden, verdeckter Präpollex, Finger I und II etwa gleich lang, Iris grauweiß mit dünnen dunkelgrauen Netzstrichen und winzigen gelben Flecken, gelber bis cremefarbener Ring um die Pupille, KRL ♂♂ 22,0–24,5 mm, ♀♀ 25,3–28,3 mm, Maulregion in der Dorsalansicht abgerundet, im Seitenprofil abfallend, Vomer mit Zahnfortsatz, der zwei bis vier Zähnen trägt, Trommelfell sichtbar, relativ klein, Trommelfellring sichtbar, mit Ausnahme des oberen Randes, der von der Supratympanalfalte bedeckt ist, vollständig transparentes vent-

rales parietales Peritoneum, weiße Leber- und Magen-Darm-Peritonea (Herz, Leber, Verdauungstrakt, Hoden und Gallenblase weiß bedeckt, Harnblase und Nieren transparent). Ähnliche Art: *T. amelia* (Schwesternart; Savage 2002, Kubicki 2007, Guayasamin et al. 2020).

Teratohyla spinosa: kleiner Glasfrosch mit einheitlich grüner Rückenfärbung, Rückenhaut glatt, ohne Stacheln, Ventralhaut glatt bis leicht areolat, fehlendes Paar vergrößerter subkloakaler Warzen, Melanophoren nur auf den Dorsalflächen von Finger IV (manchmal Finger III) und Zehen IV und V, Ulnarfalte niedrig, Tarsalfalten fehlend, Präpollex stachelig (Name *spinosa*), der deutlich von Finger I abgesetzt ist, ausgedehnte Spannhäute zwischen den Fingern III und IV und den Zehen, Finger I etwas länger als Finger II, Iris silbrig-weiß bis gelblich weiß, mit deutlicher schwarzer Netzzeichnung, KRL ♂♂ 18,0–19,7 mm, ♀♀ 19,7–20,7 mm, Maulregion in der Dorsalansicht abgestumpft, im Seitenprofil abgestumpft bis leicht vorstehend, Vomer mit zahnartigen Fortsätzen, die Zähnchen tragen oder fehlen, Trommelfell mit ausgeprägter seitlicher Neigung, oberer Rand des Trommelfellrings von Supratympanalfalte verdeckt, weißes Parietalperitoneum der vorderen 50–60 % des Bauches, weißes Perikard, keine Iridophoren in den Peritonea, die die Därme, den Magen und die Nieren bedecken, durchsichtiges Peritoneum um gelappte Leber, Gallen- und Harnblase. Ähnliche Art: *Sachatamia ilex*. Taxonomische Anmerkung: Typusspezies der Gattung, Schwesternart zur Klade *T. midas* und *T. adenocheira* (Artbildung vermutlich durch Anhebung der Anden) (Savage 2002, Kubicki 2007, Guayasamin et al. 2020).

Verbreitung und Lebensraum

Die Gattung *Teratohyla* kommt im Tiefland Mittelamerikas und im pazifischen und amazonischen Tiefland Südamerikas unterhalb von 1.000 m vor (Guayasamin et al. 2009).

Teratohyla adenocheira: bekannt von der äußersten nordöstlichen Spitze von Santa Cruz, Bolivien, in der Serranía de Huanchaca, Parque Nacional Noel Kempff Mercado. Außerdem ist die Art in Brasilien im nördlichen Mato Grosso, im äußersten südwestlichen Pará an der Grenze zum Mato Grosso und im östlichen Rondônia verbreitet (130–350 m ü. NN). Die Serranía de Huanchaca ist eine Sandstein-Felswand des Brasilianischen Schildes. Mittlere Jahrestemperatur an der Typuslokalität 25–26 °C (jährliche Schwankungen zwischen 3 und 38 °C), im Mittele Jahresniederschlagsmenge 1.400–1.500 mm, Trockenzeit während Juni bis August. Bei der Erstbeschreibung ging man davon aus, dass dieser Frosch wahrscheinlich unberührte aquatische Lebensräume und Primärregenwald mit geschlossenem Kronendach benötigt. Ein Exemplar wurde jedoch im Sekundärwald auf dem Stamm einer Palme gefunden. Einzelne Exemplare wurden auch auf der Vegetation entlang eines sandigen Bachbetts angetroffen, dessen Wasserlauf sich saisonal zu Tümpeln zurückgebildet hatte. Es wird vermutet, dass es sich um einen Bachlaicher mit fossorialen Larven handelt.

Teratohyla amelia: Ostandenausläufer von Zentral-Ecuador (Provinz Pastaza) bis Zentral-Peru, ungefähr zwischen 1–7° südlicher Breite, mit einem isolierten Nachweis in Süd-Peru (nahe Puerto Maldonado, Provinz Tambopata) (349–1.037 m ü. NN). Die Art bewohnt primäre und sekundäre tropische Tieflandregenwälder. Außerhalb der Reproduktionszeit scheint die Art im Kronendach des Waldes zu leben, während der Fortpflanzungszeit nutzt sie möglicherweise temporäre (saisonale) Quellen und Bäche mit fließendem Wasser (Cisneros-Heredia & Meza-Ramos 2007, Twomey et al. 2014).

Teratohyla midas: Amazonasbecken im nordöstlichen Ecuador, östlichen Peru, südlichen Kolumbien (Amazonas und Caquetá), Französisch-Guayana und in Brasilien im westlichen

Rondônia, Amazonas, Amapá und westlichen Acre, vermutlich auch im nördlichen amazonischen Bolivien zu finden (0–600 m ü. NN). Lebensraum in primären und sekundären, auch leicht gestörten tropischen Wäldern (einschließlich saisonal überfluteter Wälder). Die Individuen leben auf Blättern und Ästen (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007, Twomey et al. 2014, Guayasamin et al. 2020).

Teratohyla pulverata: Karibische Abhänge im nördlichen und östlichen Honduras und Nicaragua, pazifische Hänge und Tiefland in Costa Rica und Panama bis zu den Departamentos Chocó und Valle del Cauca in Kolumbien sowie nordwestliches Ecuador, Provinzen Esmeralda und Pichincha, von Meereshöhe bis 960 m ü. NN. Lebensraum in der Ufervegetation in feuchten Primärwäldern des Tieflandes und der Gebirge. Salazar-Saavedra et al. (2017) beschreiben einen eindrücklichen Befall mit vier Fliegenlarven aus der Familie Sarcophagidae (dorsale Myiasis), die auch ventral sichtbar waren.

Teratohyla spinosa: Karibische Abhänge im Nordosten von Honduras, Nicaragua und Costa Rica, pazifische Hänge von Costa Rica, entlang des Tieflands durch das westliche Kolumbien bis zum nördlichen und zentralen pazifischen Tiefland von Ecuador (0–800 m ü. NN). Lebensraum entlang von Bächen in der niedrigen Vegetation des feuchten Primärwaldes im Tiefland. Die Art wird in Büschen und Bäumen am Flussufer beobachtet. Die Art wurde nicht in degradierten Gebieten gefunden.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Teratohyla adenocheira: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-04-13)

Teratohyla ameliae: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2018-03-20)

Teratohyla midas: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2021-04-13)

Teratohyla pulverata: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-04)

Teratohyla spinosa: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed 2019-09-05)

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Mittelamerika

Ökologische Anfälligkeitsbewertung (Environmental Vulnerability Score) Kategorie (Johnson et al. 2015)

Teratohyla pulverata – Mittel (Medium)

Teratohyla spinosa – Mittel (Medium)

Costa Rica

Alle Centrolenidae Costa Ricas sind als LC (Nicht Gefährdet) eingestuft (Chaves et al. 2014).

Französisch-Guayana

La Liste rouge des espèces menacées en France. Faune vertébrée de Guyane – Amphibiens et Reptiles (MNHN, UICN France & Biotope 2018).

Teratohyla midas LC – Least Concern

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Wasser-, Land- und Forstwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschlichen Siedlungen angegeben. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UV-B-Strahlung zu nennen.

Teratohyla adenocheira: in Anbetracht der weiten Verbreitung, der vermutlich großen Population und der verbleibenden geeigneten Lebensräume im gesamten Verbreitungsgebiet der Art wird diese als nicht gefährdet eingestuft. In ihrem Gebiet kommt es aber zu einer Verschlechterung und Fragmentierung des Lebensraums durch menschliche Aktivitäten, insbesondere durch Viehzucht und Landwirtschaft. Ursprünglich schien diese Art selten zu sein, da bei zahlreichen nachfolgenden Besuchen nach der Erstbeschreibung keine Individuen gefunden wurden. Die erneuten Aufzeichnungen aus den Jahren 2009 und 2012 ergaben jedoch eine Ausdehnung der Vorkommen bis nach Brasilien, und das größere Verbreitungsgebiet könnte darauf hindeuten, dass diese Art möglicherweise eine größere Population aufweist als bisher angenommen. In Bolivien ist die Art wahrscheinlich sehr selten. Aufgrund der anhaltenden Verschlechterung der Qualität und Ausdehnung ihres Lebensraums wird davon ausgegangen, dass die Populationen rückläufig sind (Toledo et al. 2009, de Oliveira et al. 2012, Bolivia Red List Assessment Workshop 2019).

Teratohyla amelia: aufgrund der relativ weiten Verbreitung, der Toleranz gegenüber einer gewissen Veränderung des Lebensraums und der vermutlich großen Gesamtpopulation wird die Art als nicht gefährdet eingestuft. Alle bekannten Fundorte in Peru liegen in der Nähe von Straßen, und die Fundorte im Amazonasgebiet entsprechen Sekundärwäldern und überwucherten Kakaoplantagen, sodass ein gewisses Maß an Toleranz gegenüber Störungen bestätigt ist. Es sind keine größeren Bedrohungen für diese Art bekannt, obwohl die Zerstörung des Lebensraums in nahe gelegenen Gebieten durch die Landwirtschaft offensichtlich ist. Die Art ist anhand von weniger als 15 Exemplaren bekannt, und ihr Populationsstatus ist unbekannt. Obwohl es keine Schätzungen über die relative Häufigkeit gibt, scheint die Art auch an den Orten, an denen sie gefunden wurde, selten zu sein. Im Norden Perus (Amazonas) wurde sie bei mehreren Besuchen im Abstand von mindestens einem Jahr nachgewiesen, sodass sie dort im Vergleich zum Süden Perus (Cusco), wo sie eine sehr seltene Art zu sein scheint, häufiger vorkommt (Cisneros-Heredia & Meza-Ramos 2007, Twomey et al. 2014).

Teratohyla midas: aufgrund der weiten Verbreitung, der vermutlich großen Population und der verbleibenden geeigneten Lebensräume im gesamten Verbreitungsgebiet wird die Art als nicht gefährdet eingestuft. Es gibt keine größeren Bedrohungen; es handelt sich um eine weit verbreitete, anpassungsfähige Art, die noch über große Gebiete mit geeignetem Lebensraum verfügt. Der Zustand der Gesamtpopulation wird als stabil angesehen.

Teratohyla pulverata: in Anbetracht der weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population als nicht gefährdet eingestuft. Habitatverluste infolge von Abholzung und Wasserverschmutzung sind lokale Bedrohungen, aber es sind keine größeren Bedrohungen für diese Art beschrieben.

Teratohyla spinosa: aufgrund der weiten Verbreitung und der vermutlich großen Population als nicht gefährdet eingestuft. Die größten Bedrohungen sind die Abholzung der Wälder für die landwirtschaftliche Entwicklung, Holzeinschlag und die Ansiedlung von Menschen sowie die Umweltverschmutzung durch den Einsatz von Herbiziden und Pestiziden. Die Population wird derzeit als stabil angesehen.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Teratohyla</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase.
Geschlechtsreife	Nicht in der Literatur angegeben, vermutlich wie bei anderen Vertretern der Centrolenidae mit 6–12 Monaten.
Rufe	<i>T. ameliae</i>: ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter (neben ihren Gelegen). Die Rufe werden alle 10–30 s ausgestoßen. Jeder Ruf besteht aus einem einzelnen gepulsten Ton, der 0,011–0,014 s dauert; jeder Ruf hat drei bis vier Pulse. Die dominante Frequenz liegt zwischen 4.984–7.085 Hz. <i>T. midas</i>: ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter. Die Rufe werden in Serien ausgestoßen, 16 Rufe wurden in 3 Minuten aufgezeichnet, Rufpausen von 10,2–15,1 s, jeder Ruf ist kurz und besteht aus einem einzigen Ton, der eine Länge von 0,073–0,092 s (bzw. 0,15–0,16 s) aufweist. Die Töne bestehen in der Regel aus drei oder vier gut differenzierten Pulsen. Die vorherrschende Frequenz liegt in der Spitze bei 7.210–7.390 Hz (bzw. 7.030–7.060 Hz; Twomey et al. 2014, Guayasamin et al. 2020). <i>T. pulverata</i>: ♂♂ rufen von der Oberseite der Blätter. Der Ruf besteht aus einem schnellen hohen „tik“, das normalerweise mehrmals mit einer Pause von etwa 1 s zwischen den Rufen wiederholt wird, die dominante Frequenz liegt bei 5.700–6.200 Hz (Kubicki 2007). <i>T. spinosa</i>: ♂♂ rufen von den Oberseiten der Blätter, jeder Ruf (alle 12–35 s) hat in der Regel zwei gepulste Töne (Bereich 1–3 Töne, 5–15 Pulse pro Ton; für das menschliche Ohr als „creep, creep, creep“ beschrieben, gefolgt von einer längeren Pause), die dominante Frequenz liegt bei 6.469–6.937 Hz (bzw. 6.800–7.200 Hz; Guayasamin et al. 2020).
Paarung und Eiablagestellen	Sämtliche Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Waldbäche. <i>T. ameliae</i>: Gelege werden in einer einzigen Schicht auf den Oberseiten von <i>Heliconia</i>-Blättern etwa 80 cm über kleinen Bächen in unberührten immergrünen Tieflandwäldern abgesetzt. <i>T. midas</i>: Die Art wurde das ganze Jahr über auf Blättern von Büschen, Sträuchern und Bäumen entlang kleiner Bäche im Regenwald des Amazonas gefunden, Ablage der Eier an der Oberseite von Blättern entlang von Bächen. Amplexus begannen mit der axillären und nuchalen Position für etwa 150 min. Während dieser Zeit bewegten sich die ♀♀ mit den ♂♂ auf dem Rücken über mehrere Blätter oder Äste und suchten nach potenziellen Stellen für die Eiablage. Sobald die Eiablage begann, machten die ♂♂ kreisende Bewegungen mit ihren Hinterbeinen, bis die ♀♀ alle ihre grünlichen Eizellen abgelegt hatten. Dann verließen die ♂♂ den Ort, und die ♀♀ hoben ihren Bauch zweimal, wobei sie sich rückwärts bewegten, bis sie die Eier bedeckten und in dieser Position für etwa 60 Minuten lang ausharrten („Brüten“, Hydratation). Es wurden insgesamt 25 Gelege in einer im Mitteln Höhe von 2,9 m ± 1,7 (1,1–7,0 m) erfasst. Alle Gelegesubstrate waren Blätter mit einer im Mitteln Größe von 8,0 cm Breite ± 12,1 (2,5–60,0 cm, n= 21) und 20,0 cm Länge ± 25,8 (2,9–103,0 cm, n= 21). Die Gelege enthielten im Durchschnitt 21,6 Eier ± 6,0 (12–38 Eier, n= 21), und sie waren im Durchschnitt 18,8 mm breit ± 19,0 (5,5–31,4 mm, n= 22) und 23,6 mm lang ± 23,1 (8,2–46,9 mm, n= 22). Fünfzehn der 25 Gelege wurden auf Blättern von <i>Selaginella</i> sp. beobachtet, und eine kleinere Anzahl auf anderen Substraten (z. B. Blätter von <i>Heliconia</i> sp., Farne; Diaz-Ricourte et al. 2016, Guayasamin et al. 2020). <i>T. pulverata</i>: Gelege werden auf der Oberseite der Blätter abgelegt, kurzfristige mütterliche Brutpflege (Hydratation) tritt auf. Dadurch verringert sich die mit Dehydrierung, Räubern und Pilzinfektionen verbundene Sterblichkeit. Im Gegensatz zu anderen Glasfroschgelegen ist die Gallertoberfläche anfangs gefurcht und zerklüftet. Die Eier

	haben eine gelblich grüne Färbung und werden in einer einzigen Schicht auf der Oberseite von Blättern abgelegt. Die Färbung bleibt in den ersten fünf Tagen der Entwicklung bestehen, wechselt dann in den nächsten fünf Tagen zu rosa und schließlich zu dunkleren Rottönen während der verbleibenden Entwicklungszeit. Die Anzahl der Eier/Gelege betrug 23–59 Eier (n=62). Die Entwicklung von der Eiablage bis zum Auschlüpfen des letzten Eies dauerte 6–24 Tage. Es bestand eine positive Korrelation zwischen dem Schlupf und den nächtlichen Regenfällen. Die Überlebensrate pro Gelege betrug 85 % bis 4 % (n=59); 42 % der Gelege schlüpften ohne Embryonensterblichkeit. Die Sterblichkeit der Embryonen wurde hauptsächlich verursacht durch Überschwemmungen (5 % oder 128 Eier). Austrocknung verursachte die Sterblichkeit im Juli und August, während Überschwemmungen die Sterblichkeit im September verursachten. Der Schlupf der Embryonen in Gelegen mit hoher Sterblichkeit erfolgte früher als der von Embryonen in Gelegen mit geringer Sterblichkeit, vielleicht als Reaktion auf die Vermeidung von Pilzinfektionen an verrottenden Embryonen oder Prädation (Hawley 2006, Delia et al. 2017b). <i>T. spinosa</i>: Eier werden im Gegensatz zu anderen Vertretern der Gattung auf der Unterseite der Blätter nahe dem Blattrand in 0,5–2,5 m Höhe über dem Wasser und manchmal über dem Ufer abgelegt, kurzfristige mütterliche Betreuung vorhanden (Hydratation). Bei der Eiablage sind die Eier grünlich weiß, die Embryonen sind zunächst gelb und werden im Laufe der Entwicklung dunkler und erreichen beim Schlüpfen eine dunkelgraue, bräunliche oder rötlich braune Farbe. Die Gelege enthalten 15–25 Eier, wobei jedes Ei und die dazugehörige Hülle einen Durchmesser von 5–7 mm haben, Gelege-Abmessungen etwa 21 x 25 x 7 mm. ♂♂ verletzen sich mitunter bei den Revierstreitigkeiten durch den namensgebenden (<i>spinosa</i>) nadelspitzen Präpollex am innersten Finger. Derartige Kratzer sind für viele Wochen sichtbar und verheilen dann, mitunter unter Ausbildung von Narben (Guayasamin et al. 2020, Barría et al. 2024).
Fortpflanzungs-saison	<i>T. pulverata</i> : s. Tabellenzeile Paarung und Eiablagestellen.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>T. midas</i> , <i>T. pulverata</i> , <i>T. spinosa</i> : s. Tabellenzeile Paarung und Eiablagestellen.
Eigröße / Larvengröße beim Schlupf	<i>T. pulverata</i>: Eigröße: 1,5 mm im Durchmesser, Eihülle (Gallerte): 2,5 mm im Durchmesser (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten); Larvengröße: s. a. Tabellenzeile Paarung und Eiablagestellen. <i>T. spinosa</i>: Eigröße: 2,5 mm im Durchmesser, Eihülle (Gallerte): 4–5 mm im Durchmesser (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten); Larvengröße: s. a. Tabellenzeile Paarung und Eiablagestellen.
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamorphose	Glasfrosch-♀♀ legen ihre Eier auf Substraten außerhalb des Wasser entlang von Bächen ab, und nach mehreren Tagen oder Wochen (z. B. > 20 Tage), schlüpfen die Embryonen und fallen ins Wasser, wo sie ihre Entwicklung abschließen (Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007).
Angaben zu den Larven:	<i>T. pulverata</i>: Beim Schlupf (Gosner-Stadium 24–25) haben die Kaulquappen eine dunkelrote Färbung aufgrund der dorsalen sternförmigen Pigmentflecken, der rötlichen Eingeweide und Muskulatur. Junge Larven haben einen fast kreisförmigen, Körperquerschnitt, während spätere Larvenstadien in eine typische flache Form übergehen. Zahnreihenformel: 2/3, A2 in der Mitte weit auseinandergezogen mit breiter Lücke, P3 ist etwas kürzer als die gleich großen P1 und P2. Die Oberkieferscheide bildet einen glatten Bogen und hat eine spitze Zahnung, die Unterkieferscheide ist glatt und V-förmig. Randpapillen sind auf beiden Seiten der Mundscheibe vorhanden, die Papillen sind in einer einzigen Reihe angeordnet, weisen aber eine breite dorsale Lücke auf der Oberlippe auf, Augenstellung dorsal (Hoffmann 2004, Hoffmann 2010). <i>T. spinosa</i>: beim Schlupf im 25. Gosner-Stadium Gesamtlänge etwa 11 mm, Körper länglich, eingedrückt, Mundscheibe ventral, Nasenlöcher und halbmondförmige Au-

gen dorsal, Spirakulum linksseitig, Kloakenöffnung median, Schwanz lang mit abgerundeter Spitze, Schwanzflossensaum reduziert, Mundscheibe vollständig, mittelgroß, mit einer Reihe von Randpapillen (21–45) seitlich und ventral, breite dorsale Lücke über dem Maul, LTRF wahrscheinlich 2/3 (sehr variabel), aber wenn Reihen vorhanden sind, sind die Zahnreihen schwächer und manchmal unregelmäßig (A1 oft nicht erkennbar, A2 in der Regel vorhanden, aber oft nur als Spuren von Zähnen an den seitlichen Enden des Zahnkamms sichtbar), Kieferscheiden robust und gut entwickelt, obere breit gewölbt, untere V-förmig, beide mit scharfen Zacken über ihre gesamte Länge. Körper und Schwanz dorsal graubraun, ventral heller, leuchtend gelbe Dottermasse färbt anfangs die hintere Hälfte des Körpers und bedeckt Leber und Darm, Schwanzmuskulatur meist braun mit Ausnahme eines blassen Bereichs anteroventral, Flossensäume opak mit verstreuten dunklen Flecken (Starrett 1960, Hoffmann 2010a, Guayasamin et al. 2020).

Haltung und Nachzucht von *Teratohyla pulverata* und *T. spinosa* B/B

Alle weiteren Arten *Teratohyla* spp. **X**, da bisher nicht in Menschenobhut gelangt. Haltung- und Zuchtparameter vermutlich bei vielen Arten ähnlich.

Thema	Angaben aus den Befragungen zu <i>Teratohyla pulverata</i> und <i>T. spinosa</i>
Haltungsansprüche und Haltungsbedingungen der Adulti und Jungfrösche, technischer und zeitlicher Aufwand	<i>T. pulverata</i>, <i>T. spinosa</i>: für allgemeine Hinweise zur Haltung s. allgemeines Kapitel Centrolenidae. Spezielle Hinweise zur Gattung <i>Teratohyla</i>: Für eine hygienische Aufzucht hat sich das Entfernen des kompletten Blattes aus dem Terrarium bewährt. Bei beiden Arten gelingt die Inkubation der Gelege relativ einfach in Petrischalen in einer gesättigten Luftfeuchtigkeit bei waagerechter Lagerung. Dabei kann das Gelege am Blatt verbleiben, oder es wird vorsichtig mit den Fingern davon abgelöst. In der Petrischale darf das Gelege nur von etwas Wasser umspült, keinesfalls vollständig bedeckt werden. Einzelne verpilzte Eier, denen meist ein Absterben der Embryonen vorausgegangen ist, lassen sich mit Skalpell, Schere oder Biopsiestanze aus dem Gelegeverbund ausstechen, damit der Pilzbefall nicht auf die sich gut entwickelnden Nachbarerier übergreift. Das befreite verdorbene Ei lässt sich dann mitsamt Gallerte über eine Spritze mit Knopfkanüle absaugen. Während die Haltung beider Arten keine Schwierigkeiten verursacht, gelingt die Induktion der Eiablage und damit die Nachzucht bei <i>T. spinosa</i> etwas schwieriger als bei <i>T. pulverata</i>. Bei Letzterer erfolgt die Eiablage oft spontan. Die Auswertungen der Halterbefragungen ergaben die folgenden Angaben: <i>T. pulverata</i>: Demnach gaben alle vier Teilnehmer*innen an, Privathalter zu sein. Alle Teilnehmer*innen waren sich sicher, dass die Art korrekt bestimmt ist, wobei die Artbestimmung meist vom Züchter in Zusammenarbeit mit anderen Spezialisten oder aufgrund der eigenen Expertise vorgenommen wurde. Mit Ausnahme einer Quelle, deren Tiere vom Importeur als Wildfänge deklariert waren, wurden alle drei übrigen Haltungen als Nachzuchten ausgewiesen. Ein Züchter hielt seine Tiere durchgängig von 1991 bis heute, die anderen seit 2014 und 2018, wobei lediglich eine Haltung 2020 und somit bereits nach zwei Jahren endete, die beiden anderen Züchter setzten die Haltung ebenfalls bis heute fort. Es wurden zumeist Gruppen von 2,2, 2,3 oder 3,3 Tieren gehalten. Alle Halter versuchten die Zucht und erhielten meist ein Jahr nach Beginn der Haltung Gelege, die in der Regel befruchtet waren. Angaben zu speziellen Fragen der Haltung und Nachzucht wurden wie folgt gemacht: Haltungsbedingungen (Zuchttiere): – Luft- und Wassertemperatur (°C): 18–28 20–28 21–26 23 (jeweils n=1), Wasserteil jeweils nicht extra beheizt. – Luftfeuchtigkeit (rel. %): 70–100 (n=4). – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: LED-Lichtbalken (n=2) Leuchtstofflampen (n=2)

und zusätzlich stundenweise 35-W-Vollspektrumlampen mit UV-Anteil (n=1) | Tageslichtlänge 12–13 Stunden (n=4).

– Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 40 x 60 x 60 | 50 x 50 x 50 | 60 x 60 x 60 | 60 x 70 x 70 (jeweils n=1).

– Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche (%): 0–100 (oft als Wassergraben, bei Beregnung komplette Bodenfläche flutbar).

– Bodensubstrat: natürlich (Lehm, Kies), künstlich (Schaumstoff, Bodenmatte, oder kein Substrat, aber viele faustgroße moosbewachsene Flusskieselsteine (jeweils n=1).

– Einrichtung/Bepflanzung: *Philodendron* (n=4), daneben auch andere tropische Pflanzen wie Anthurien, *Monstera* spp., Vanille, Bromelien (*Neoregelia* sp.), diverse Ranken, welche sämtlich epiphytisch auf Kork-, Kokos-, Baumfarnplatten oder Hygrolon®-Gaze wachsen.

– Wassertiefe (cm): 0–4 (n=4).

– Anzahl Tiere pro Behälter: k. A. | 4 | 6 | 6–8 (jeweils n=1).

– Futter/Fütterungsintervalle: verwendete Futtertiere waren Springschwänze, Drosophila, Ofenfischchen, Steppengrillen, Bohnenkäfer und Blattläuse, gefüttert 1–2 x / Woche (n=1) | 2 x / Woche (n=1) | 2–3 x / Woche (n=2).

– Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): ja, nicht spezifiziert (n=3) | Repashy Calcium plus (n=1).

– Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: k. A. (n=1) | keine (n=3).

T. spinosa:

Drei Halter dieser Art beteiligten sich an der Umfrage. Alle waren Privathalter und sehr sicher mit der Artbestimmung aufgrund der zuvor dargelegten Begründungen. Wiederum gab eine Quelle an, als Wildfang deklarierte Tiere bezogen zu haben, die anderen waren Nachzuchten aus der ersten Quelle. Die Haltungen bestanden seit 2017, 2018 und 2021 und jeweils bis zum Zeitpunkt des Abfassens. Es wurden Gruppengrößen von 2,2, 3,3 und 5,3 Tieren angegeben. Alle Halter versuchten die Zucht, und zwei von ihnen waren jeweils zwei und vier Jahre später erfolgreich, bei einem Halter ist die Nachzucht noch nicht gelungen. Die Gelege waren in der Regel vollständig befruchtet.

Angaben zu speziellen Fragen der Haltung und Nachzucht wurden wie folgt gemacht: Haltungsbedingungen (Zuchttiere):

– Luft- und Wassertemperatur (°C): 18–28 | 20–28 | 23, Wasserteil jeweils nicht extra beheizt.

– Luftfeuchtigkeit (rel. %): 70–100 (n=3).

– Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: LED-Lichtbalken (n=2) oder Leuchtstofflampen (n=1), Tageslichtlänge 12–13 Stunden (n=3).

– Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 40 x 60 x 60 | 50 x 50 x 50 | 60 x 70 x 70.

– Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche (%): 0–100 (oft als Wassergraben, bei Beregnung komplette Bodenfläche flutbar).

– Bodensubstrat: künstlich (Schaumstoff, Bodenmatte) oder kein Substrat, aber viele faustgroße moosbewachsene Flusskieselsteine (jeweils n=1).

– Einrichtung/Bepflanzung: *Philodendron* (n=3), daneben auch andere tropische Pflanzen wie Anthurien, *Monstera* spp., Vanille, Bromelien (*Neoregelia* sp.), diverse Ranken, welche sämtlich epiphytisch auf Kork-, Kokos-, Baumfarnplatten oder Hygrolon®-Gaze wachsen.

– Wassertiefe (cm): 0–4 (n=3).

– Anzahl Tiere pro Behälter: k. A. | 4 | 6 | 4–8 (jeweils n=1).

– Futter/Fütterungsintervalle: verwendete Futtertiere waren Springschwänze, Drosophila, Ofenfischchen, Steppengrillen, Bohnenkäfer und Blattläuse, gefüttert 1–2 x / Woche (n=1) | 2 x / Woche (n=1) | 2–3 x / Woche (n=1).

– Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): ja, nicht spezifiziert (n=2) | Repashy Calcium plus (n=1).

	– Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: keine (n=3).
Lebenserwartung in Haltung	Maximalalter der gehaltenen Tiere (in Jahren): <i>T. pulverata</i> : k. A. (n=2) 6 (n=1) 8 (n=1). <i>T. spinosa</i> : k. A. (n=1) 5 (n=1) 8 (n=1).
Auslöser (Trigger) für die Fortpflanzung	<i>T. pulverata</i> : Auslöser (Reize) für Reproduktion (z. B. Änderungen Temperatur und/oder Luftfeuchtigkeit oder anderer Umgebungsvariablen, technische Vorrichtungen, tierpflegerische Handlungen): Regenkammer (mit 2 x 4 h Dauerberegnung und 28 °C Wassertemperatur; n=1) Beregnung, spontane Eiablagen (n=3). Erste Nachzucht (NZ) im Jahr: 1992 (n=1) 2015 (n=1) 2019 (n=1) 2020 (n=1). Häufigkeit der NZ seither (Anzahl Gelege): 2 bis > 50. Wo werden die Eier abgelegt (Blätter/Scheiben/Gegenstände)? Blätter (n=4) Scheiben (n=1). Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? <i>Philodendron</i> , <i>Monstera</i> spp.; Blattoberseite (n=3) Blattunterseite (n=1). Wie ist das Gelege strukturiert? Einzelne Eier, einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): zunächst aneinander, nicht überlappende, aber im Verbund liegende Eier, Monolayer, dann Aufquellen des Geleges zur komplexen Form, die dann vom Blatt herabhängen kann (n=4). Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: 1 (n=4). Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): k. A. (n=1) 1 (n=1) 2–5 (meist spontan; n=2). Anzahl der Eier pro Gelege (Min.–Max.): k. A. 18–19 15–35 7–58 (n=7). <i>T. spinosa</i> : Auslöser (Reize) für Reproduktion (z. B. Änderungen Temperatur und/oder Luftfeuchtigkeit oder anderer Umgebungsvariablen, technische Vorrichtungen, tierpflegerische Handlungen): k. A. Beregnung starke Beregnung, selten spontane Eiablagen. Erste Nachzucht (NZ) im Jahr: k. A. 2020 2021. Häufigkeit der NZ seither (Anzahl Gelege): k. A. > 10 (n=2). Wo werden die Eier abgelegt (Blätter/Scheiben/Gegenstände)? k. A. Blätter (n=2). Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? <i>Philodendron</i> , <i>Monstera</i> spp.; Blattunterseite (n=2). Wie ist das Gelege strukturiert? Einzelne Eier, einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): k. A. komplex zunächst aneinander, nicht überlappende, aber im Verbund liegende Eier, Monolayer, dann Aufquellen des Geleges zur komplexen Form, die dann vom Blatt herabhängen kann. Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: k. A. 1 (n=2). Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): k. A. 2–5 (n=2). Anzahl der Eier/Gelege (Min.–Max.): k. A. 10–20 11–23 (n=6).
Anzahl der befruchteten Eier pro Gelege (Min.–Max.)	<i>T. pulverata</i> : k. A. 18–19 0–35 meist > 95 %, Gelege einzelner ♀ generell nicht befruchtet. <i>T. spinosa</i> : k. A. 0–20 meist > 95 %.
Anzahl der geschlüpften Embryonen pro Gelege (Min.–Max.)	<i>T. pulverata</i> : k. A. 17–19 0–35 meist > 95 %. <i>T. spinosa</i> : k. A. 0–20 meist > 95 %.
Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier)	Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier oder < 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %: <i>T. pulverata</i> : k. A. 0–75 % < 25–100 % i. d. R. > 95 %.

	<i>T. spinosa</i> : k. A. > 50–75 % i. d. R. > 95 %.
Größe Jungfrösche (frisch metamorphosiert; Min.–Max. [in mm])	<i>T. pulverata</i> : k. A. (n=3) 5–8 (n=1). <i>T. spinosa</i> : k. A. (n=2) 5–6 (n=1).
Anzahl der metamorphosierten Jungfrösche pro Jahr	<i>T. pulverata</i> : k. A. (n=2) 20 (n=1) 40–60 (n=1). <i>T. spinosa</i> : k. A. (n=2) 0–50 (n=1).
Anzahl der Aufzuchtverluste bis zum 3. Monat	<i>T. pulverata</i> : k. A. (n=2) gering (n=1) < 1 % (n=1). <i>T. spinosa</i> : k. A. (n=2) < 1 % ¹⁷ (n=1).
Haltungsbedingungen (Larven) / Technische Anforderungen an die Larvenaufzucht	<i>T. pulverata</i>: für allgemeine Hinweise zur Larvenaufzucht s. allgemeines Kapitel Centrolenidae. Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven (in mm): k. A. (n=2) 5–7 (n=1) 7–8 (n=1). Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max. [in Monaten]): k. A. (n=3) 5–8 (n=1). Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf): – Wassertemperatur (in °C): k. A. (n=1) 25 (n=1) 22–28 (n=2). – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: k. A. (n=1) Tageslicht (n=2) 50-W-LED-Strip und Tageslicht (n=1). – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): k. A. (n=1) 40 x 20 x 20 40 x 30 x 30 50 x 13 x 29. – Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: k. A. Sand, grober Kies, Laub 1 cm gereinigter Kies kein Bodengrund, Tonziegel und -blumentöpfe als Verstecke, Javamoos Lava-Granulat verschiedene Körnung, Laub, Flusskiesel. – Wassertiefe (in cm): k. A. 15 17 18. – Anzahl Tiere pro Behälter: k. A. 18 10–50 < 100. – Filter (Art, Leistung): k. A. Luftheber-Schwammfilter (n=3). – besondere Anforderungen (z. B. Wasserwerte): k. A. (n=3) angesäuert mit Huminsäuren (n=1). – Futter der Larven: verschiedene Fischfutter, Spirulinatabletten (n=1) Spinat, Repashy Fischfutter, Tetramin Wels-Tabletten (n=2) Algen, Detritus, Repashy Super Green (n=1). – Frequenz der Wasserwechsel: k. A. 90 % 1 xWoche alle 3–4 Wochen, sonst nur Auffüllen 1 x / Monat. – Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): Leitungswasser/Aqua dest. 1:1 50 % Umkehrosmose (RO)-Wasser: 50 % Leitungswasser 100 % Leitungswasser 100 % Regenwasser. <i>T. spinosa</i>: für allgemeine Hinweise zur Larvenaufzucht s. allgemeines Kapitel Centrolenidae. Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven (in mm): k. A. 5–6 9–11. Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max. [in Monaten]): k. A. (n=2) 3,5–8 (n=1).

¹⁷ wegen Gruppenaufzucht vieler Gelege in unübersichtlichem Aquarium nicht messbar, praktisch keine Aufzuchtverluste nach der Metamorphose.

	Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf): – Wassertemperatur (in °C): k. A. (n=1) 25 (n=1) 22–28 (n=1). – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: k. A. (n=1) Tageslicht (n=1) 50-W-LED-Strip und Tageslicht (n=1). – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): k. A. (n=1) 40 x 20 x 20 50 x 13 x 29. – Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: k. A. (n=1) kein Bodengrund, Tonziegel und -Blumentöpfe als Verstecke, Javamoos Lavagranulat verschiedene Körnung, Laub, Flussskiesel (n=1). – Wassertiefe (in cm): k. A. 17 18. – Anzahl Tiere pro Behälter: k. A. 10–50 < 100. – Filter (Art, Leistung): k. A. (n=1) Luftheber-Schwammfilter (n=2). – besondere Anforderungen (z. B. Wasserwerte): k. A. (n=2) angesäuert mit Huminsäuren (n=1). – Futter der Larven: k. A. (n=1) Spinat, Repashy Fischfutter, Tetramin Wels-Tabletten (n=2). – Frequenz der Wasserwechsel: k. A. 90 % 1 x / Woche 1 x / Monat. – Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): k. A. 50 % RO-Wasser:50 % Leitungswasser 100 % Leitungswasser.
Anzahl bzw. Prozentsatz der Nachzuchten, die adult bzw. geschlechtsreif werden	<i>T. pulverata</i>: k. A. nicht erhoben, da Tiere als Subadulte abgegeben wurden 20 % 99 %. <i>T. spinosa</i>: k. A. (n=2) 99 % (n=1).
Alter / Größe bei Erreichen der Geschlechtsreife	<i>T. pulverata</i>: k. A. (n=2) 25 mm 12–18 Monate. <i>T. spinosa</i>: k. A. (n=2) 8–12 Monate.
Anzeichen für das Erreichen der Geschlechtsreife	<i>T. pulverata</i>: k. A. (n=2) transabdominal sichtbare Ovarien, Samenleiter, Rufen der ♂♂ (n=2). <i>T. spinosa</i>: k. A. (n=1) Ovarien (n=1) transabdominal sichtbare Ovarien, Samenleiter, Rufen der ♂♂ (n=1).
Geschlechterverhältnis der Nachzuchten (♂♂:♀♀)	<i>T. pulverata</i>: k. A. (n=3) ~1:1 (n=1). <i>T. spinosa</i>: k. A. (n=2) ~1:1 (n=1).
Hinweise auf Missbildungen oder Krankheiten	<i>T. pulverata</i>: k. A. keine (n=2) gelegentlich Rachitis. <i>T. spinosa</i>: k. A. (n=1) keine (n=2).
Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose	Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose (< 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75%) oder geschätzt: hoch/niedrig: <i>T. pulverata</i>: 50–75 % 100 % hoch niedrig. <i>T. spinosa</i>: k. A. 25–50 % < 1 %.
Sterblichkeit in den ersten Lebensmonaten / -jahren nach Metamorphose	<i>T. pulverata</i>: k. A. (n=2) gering < 1 %. <i>T. spinosa</i>: k. A. (n=2) < 1 %.
Routinemäßige Untersuchung auf Amphibienkrankheiten und Parasiten	<i>T. pulverata</i>: nein (n=3), jährlich Batrachochytrium dendrobatidis mittels PCR (n=1). <i>T. spinosa</i>: nein (n=3).
Quarantäne (Art und Umfang)	<i>T. pulverata</i>: k. A. (n=1) ja, für 1 (n=1) für 4–6 Monate (n=2). <i>T. spinosa</i>: k. A. (n=1) ja, für 4–6 Monate (n=2).

	Hierfür eignen sich kleinere, steril eingerichtete Terrarien (z. B. 30 x 60 x 20 cm mit Front- und Deckel-Drahtgaze-Lüftung) mit Rankpflanzen (<i>Philodendron</i> spp.) ohne Bodengrund. Als Wasserreservoir dient ein Wassergraben mit Überlauf. Die Quarantäne sollte mindestens 8 Wochen bis zu 6 Monate betragen. In dieser Zeit wird per PCR auf <i>Batrachochytrium dendrobatidis</i>, <i>Batrachochytrium salamandrivorans</i>, Ranavirus, Chlamydien und Brucellen sowie koproskopisch auf Parasiten untersucht (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	<i>T. pulverata</i>: k. A. (n=2) benötigen Heimchen/Grillen, Ofenfische, Bohnenkäfer, Fütterung nur mit Fliegen führt zur Abmagerung (n=2). Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung: selten (n=4). Persönliche Einschätzung zur Schwierigkeit der Zucht in Haltung: k. A. (n=2) keine (n=1) bzw. mittlere Schwierigkeit (n=1). Weitere Anmerkungen: k. A. (n=4). <i>T. spinosa</i>: k. A. (n=1) benötigen Heimchen/Grillen, Ofenfische, Bohnenkäfer, Fütterung nur mit Fliegen führt zur Abmagerung (n=1). Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung: selten (n=2) sehr selten (n=1). Persönliche Einschätzung zur Schwierigkeit der Zucht in Haltung: mittlere Schwierigkeit (n=3). Weitere Anmerkungen: k. A. (n=3).
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	<i>T. pulverata</i>: s. Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung; ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt keine Einträge zwischen 2005 und 2022 als Halter von <i>T. pulverata</i> an (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten). <i>T. spinosa</i>: s. Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung; ein Auszug aus der Zoological Information Management Software (ZIMS) vom 16.11.2023 führt vier Einträge zwischen 2008 und 2021 als Halter von <i>T. spinosa</i> an (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).
Vermehrung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	<i>T. pulverata</i>: ja (n=2). <i>T. spinosa</i>: ja (n=2).
Kommerzielle Nachzucht	<i>T. pulverata</i>: nein (n=4). <i>T. spinosa</i>: nein (n=3).
Befragungen	<i>T. pulverata</i>: 4 Antworten von Privatzüchter*innen zu dieser Spezies. <i>T. spinosa</i>: 3 Antworten von Privatzüchter*innen zu dieser Spezies.

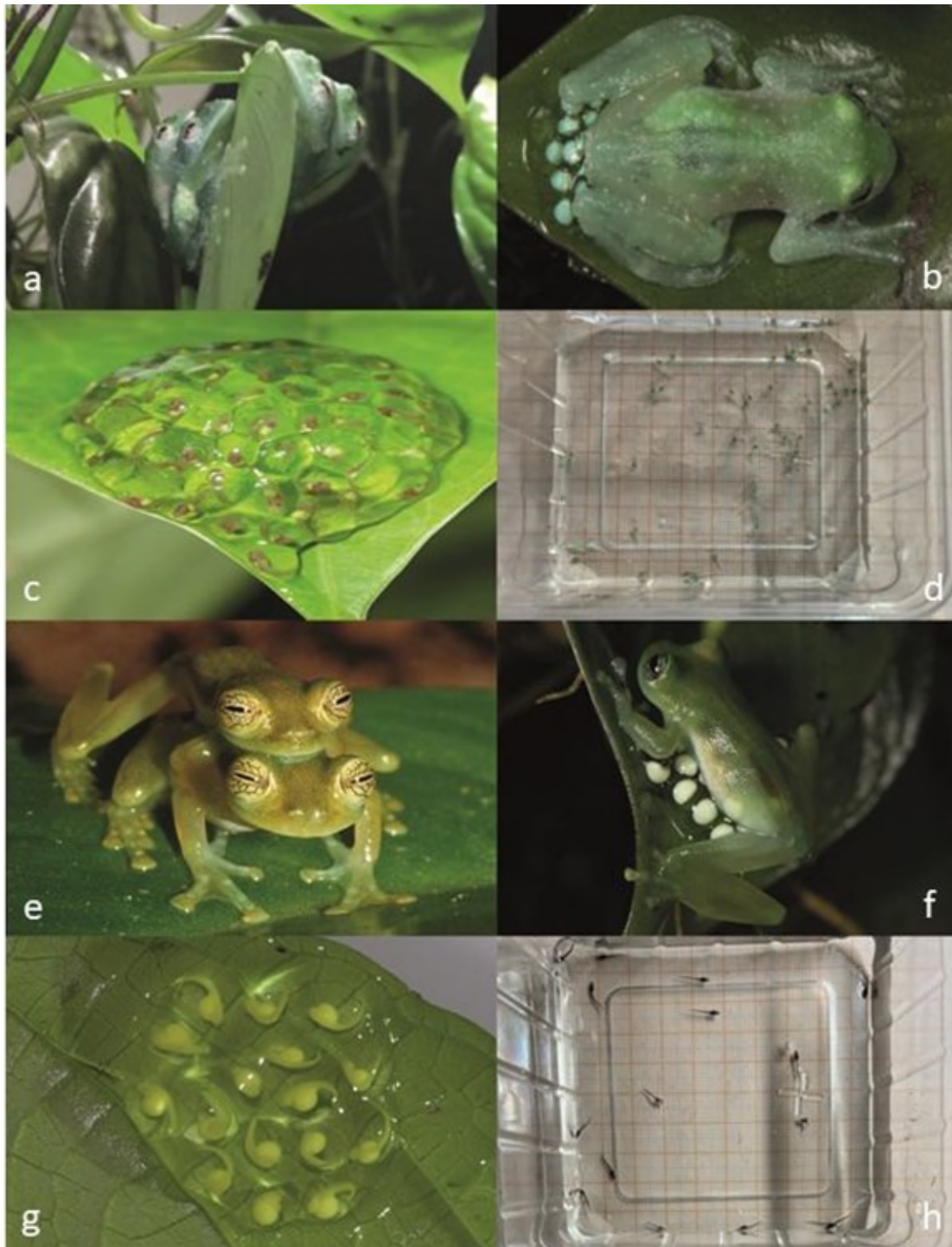


Abb. 58: *Teratohyla* Zucht

- a *T. pulverata*, 2 Paare im Amplexus Terrarienaufnahme (T. Eisenberg)
- b *T. pulverata* im Terrarium des Verfassers, ♀ nach der Eiablage bei der kurzzeitigen Brutpflege („Brüten“, um das Gelege mit Feuchtigkeit zu versorgen). Beachte die dorsal durch die Haut sichtbaren Eifollikel im linken Ovar für das folgende Gelege (T. Eisenberg)
- c *T. pulverata*, Gelege mit sichtbaren Larven (T. Leenders)
- d *T. pulverata*, Kaulquappen (T. Eisenberg)
- e *T. spinosa* (K.-H. Jungfer)
- f *T. spinosa*, bei der kurzfristigen Brutpflege durch das Weibchen (T. Eisenberg)
- g *T. spinosa*, Costa Rica, Gelege (J. Sens)
- h *T. spinosa*, Kaulquappen (T. Eisenberg).

Vitreorana Guayasamin, Castroviejo-Fisher, Trueb, Ayarzagüena, Rada & Vilà, 2009

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt / dokumentiert im internationalen im Handel
<i>Vitreorana antisthenesi</i>	(Goin, 1963)		Aragua Glass Frog	Ja
<i>Vitreorana assuh</i>	Zucchetti, Rojas-Padilla, Dias, Solé, Orrico & Castroviejo-Fisher, 2023			Nein
<i>Vitreorana baliomma</i>	Pontes, Caramaschi & Pombal, 2014			Nein
<i>Vitreorana castroviejoi</i>	(Ayarzagüena & Señaris, 1997)		Ranita de Cristal de Castroviejo	Nein
<i>Vitreorana eurygnatha</i>	(Lutz, 1925)		RíoGlass Frog Ra-de-vidro, perereca-de-vidro, pererequinha-verde de ventre transparente com focinho curto	Nein
<i>Vitreorana franciscana</i>	Santana, Barros, Pontes & Feio, 2015			Nein
<i>Vitreorana gorzulae</i>	(Ayarzagüena, 1992)		Bolivar Giant Glass Frog Ranita de cristal de Gorzula	Nein
<i>Vitreorana helenae</i>	(Ayarzagüena, 1992)		Venezuela Cochran Frog	Nein
<i>Vitreorana parvula</i>	(Boulenger, 1895)		Lages Glass Frog perereca-de-vidro	Nein
<i>Vitreorana ritae</i>	(Lutz, 1952)		Rita's Glassfrog Rana de Cristal de Rita, perereca-de-vidro, Rana de cristal de puntos negros	Nein



Abb. 59: *Vitreorana*-Arten

- a *V. antisthenesi*, Palmichal, Kolumbien (César Barrio Amorós/Fundación AndígenA)
- b *V. castroviejo* (César Barrio Amorós/Fundación AndígenA)
- c *V. gorzulae* (César Barrio Amorós/Fundación AndígenA)
- d *V. helenae*, Chivatón, Kolumbien (César Barrio Amorós/Fundación AndígenA)
- e *V. parvula* (A. Kwet)
- f *V. parvula*, rufendes ♂ im Freiland (A. Kwet).

Morphologie und Taxonomie

Die Gattung *Vitreorana* ist durch folgende Merkmale gekennzeichnet:

In der umfassenden Revision der Centrolenidae (Guayasamin et al. 2009) wurde die Gattung *Vitreorana* auf Basis morphologischer und molekularer Daten neu beschrieben und für monophyletisch befunden. Die der Unterfamilie Centroleninae und dem Stamm Cochranellini zugehörige Gattung beinhaltet zum gegenwärtigen Zeitpunkt elf Arten. Die meisten *Vitreorana* spp. zeichnen sich durch die Kombination eines vollständig transparenten ventralen parietal-

len Peritoneums und dem Fehlen von Humerusdornen, eines weißen viszeralen Bauchfellüberzugs über der Leber (weißes hepatisches Peritoneum; nur teilweise verhüllt bei *V. ritae*) und einem ebensolchen über dem Magen-Darm-Trakt (weißes gastrointestinales Peritoneum; opak bei *V. eurygnatha*) aus. Allerdings sind diese Merkmale nicht gattungsspezifisch, sondern sie sind auch bei Vertretern der Gattungen *Hyalinobatrachium*, *Chimerella* und einigen Arten der Gattung *Teratohyla* vorhanden. Alle *Vitreorana* spp. haben grüne Knochen, lavendelfarbene Rückenfärbung im Konservierungsmittel und legen ihre Eier meistens auf Blattoberseiten ab (Ausnahmen *V. eurygnatha* und *V. parvula*, die die Eier auf Ober- und Unterseiten ablegen). Bei *Hyalinobatrachium* spp. sind die Knochen meistens weiß (grün bei *H. mesai* und *H. taylori*), konservierte Exemplare sind oberseits cremefarben, und Eiablagen erfolgen immer auf Blattunterseiten. Obwohl *Chimerella mariaelenae* der Art *V. gorzulae* ähnelt, sind beide Spezies nicht näher verwandt. *Vitreorana* unterscheidet sich von *Teratohyla* durch eine andere geografische Verbreitung.

Die Arten dieser Gruppe können anhand der folgenden Kombination von Merkmalen identifiziert werden (obwohl eine molekulare Identifizierung für die eindeutige Artbestimmung empfohlen wird):

Vitreorana antisthenesi: mittelgroße Art (KRL ♂♂ 21,4–27 mm), Maulregion im Profil stumpf, Netzmuster der Iris lila- bis lavendelfarben, grüne Grundfarbe mit gelben Flecken, weißes Peritoneum auf Magen-Darm-Trakt.

Vitreorana assuh: größte Art der Gattung, KRL 30,9 mm (♂♂) und 34,1 mm (♀♀), morphologisch ähnlich zu *V. franciscana*, allerdings Zähnnchen auf dem Vomer vorhanden, emaillierte Iridophoren auf dem Perikard, Peritoneum auf Leber und Harnblase.

Vitreorana baliomma: kleine schlanke, dorsal blattgrüne Glasfroschart mit kleinen weißen Flecken und einer Kopf-Rumpf-Länge von 16,4–21,2 mm; ♀♀ mit $20,55 \pm 0,8$ mm im Schnitt etwas größer als ♂♂ ($18,18 \pm 0,6$ mm). Ventralseite transparent, hellgrün, Organe von weißem Peritoneum (Iridophoren) bedeckt, Harnblase unbedeckt (i. Ggs. zu syntopen *Vitreorana* spp.). Hände und Füße gelbgrün. Glatte Haut, Maulregion in der Aufsicht abgestumpft, im Profil abgerundet. Kopf breiter als lang, einzelne subgulare Schallblase, horizontale Pupille, rundes Tympanum. Finger III > IV > I > II. Schwach ausgebildete Brunftschwien bei ♂♂ an Finger I. Nach Konservierung cremefarben, lavendelfarbene Melanophoren in der Iris (i. Ggs. schwarz bis lavendelfarbenes Netzmuster bei *V. eurygnatha* und *V. parvula*).

Vitreorana castroviejoi: grüne Grundfarbe mit gelben Sprenkeln, weißes Peritoneum auf Magen-Darm-Trakt, gelappte Leber.

Vitreorana eurygnatha: kleiner, glatthäutiger Glasfrosch (KRL 17–23 mm). Maul abgerundet, Oberlippenfalte nicht vorhanden, Nasenöffnungen weit rostral, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, Augen prominent, nach vorne zeigend, Tympanum fast ganz oder teilweise verborgen, einzelne subgulare Schallblase, große Finger- und Zehenscheiben.

Vitreorana franciscana: KRL 21,9–24,1 mm, blattgrüne Grundfarbe mit gelblichen Verschattungen, Hände und Füße gelblich, schlanker Körper, Maulregion von dorsal leicht eiförmig, Iris hellbraun mit schwarzem Netzwerk, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, äußere Tarsal- und Ulnarkämme mit niedrigen, kleinen, verdickten Tuberkeln, Kloakalregion umrandet von Tuberkeln, weißes Peritoneum auf Herz, Leber, Harnblase, Nieren und Hoden, bulböse Leber, durchsichtiges Peritoneum auf Magen-Darm-Trakt, keine Oberarmhaken bei adulten ♂♂.

Vitreorana gorzulae: kleiner dunkelgrüner Glasfrosch (je nach Population uniform oder mit winzigen blassen Flecken), KRL ♂♂ 19,2–22,5 mm, ♀♀ 20,9–22,0 mm, Maulregion in Dorsalsicht trunziert, Iris silbrig kupferfarben mit dunkelbraunem bis schwarzem Retikulum, kleines Tympanum, keine Zähne auf dem Vomer vorhanden, parietales Peritoneum bis auf eine kleine weiße Stelle transparent, weißes Peritoneum auf Herz, dreigelappter Leber und übrigen Viszera, durchsichtiges Peritoneum auf Harnblase, Hände und Füße grün bis blaugrün, Finger- und Zehenspitzen gelb. ♂♂ tragen Oberarmhaken.

Vitreorana helenae: morphologisch ähnlich zu *V. ritae*, Iridophoren verdecken parietales Peritoneum im vorderen Drittel, weißes Peritoneum auf Magen-Darm-Trakt.

Vitreorana parvula: kleine bis mittelgroße *Vitreorana*-Spezies (KRL 17–25,8 mm), graubraun genetzte Dorsalzeichnung mit weißen Sprenkeln, Dorsalhaut glatt oder schwach granuliert, Finger- und Zehenscheiben trunziert, größer als Tympanum, drüsenreiches Gewebe an Innenseite des Fingers I, deutliche Unterarmfalte, Maulregion in der Dorsalsicht rund und im Profil spatelförmig-trunziert, die Kopflänge entspricht der -breite, Oberlippe mit einer Hautfalte, Augen vorwärts ausgerichtet (latero-dorsal angeordnet), Tympanum klein, oberseits verdeckt, Durchmesser ca. $\frac{1}{2}$ – $\frac{1}{3}$ des Augendurchmessers, ♂♂ mit einzelner subgularer Schallblase, Bauch glatt mit transparenter Ventralseite (parietales Peritoneum) mit sichtbaren, aber weiß bedeckten Bauchorganen, Leber bulbös. Taxonomische Anmerkung: *V. uranoscopa* wurde unlängst in die Synonymie von *V. parvula* überführt (Zucchetti & Castroviejo-Fisher 2024).

Vitreorana ritae: kleiner Glasfrosch (KRL 19 mm), großer Kopf, Maulregion abgerundet und abgestumpft, Zähne auf dem Vomer vorhanden, große Augen (Durchmesser [1 mm] hat dieselbe Länge wie Distanz Maulspitze bis Auge), frontal ausgerichtet, oberes Augenlid schwarz, Tympanum sehr klein (fast $\frac{1}{4}$ des Augendurchmessers), kurze Leiste vom hinteren Augenwinkel reicht bis oberhalb des Tympanums. Fingers ohne Zwischenhäute, Fingerscheiben sehr groß (1 mm), Beine sehr lang und breit, glatte Haut, Farbe in Alkohol blassgelb mit schwarzen Punkten auf Kopf und Beckenregion. Taxonomische Anmerkung: die einst von Guaysamin et al. (2009) synonymisierte *V. oyampiensis* wird anderen Autoren zufolge weiterhin als eigenständige Art und nicht als Synonym gesehen (Fouquet et al. 2019), was jedoch einer abschließenden Revision bedarf.

Verbreitung und Lebensraum

Vertreter der Gattung kommen bis zu einer Höhenverbreitung von 1.900 m in der Cordillera de la Costa, Venezuela (*V. antisthenesi*, *V. castroviejo*), dem Guayana-Schild (*V. gorzulae*, *V. helenae*, *V. ritae*) und dem amazonischen Kolumbien und Ecuador (*V. ritae*) sowie in den Atlantischen Wäldern von Brasilien (*V. assuh*, *V. baliomma*) und Argentinien (*V. eurygnatha*, *V. parvula*) vor.

Vitreorana antisthenesi: Diese Art ist aus Primär- und Sekundärwäldern (Nebel- und Galeriewälder) am Nordhang und in den zentralen Regionen der Cordillera de la Costa (Bundesstaaten Aragua und Carabobo), Cerro Azul (Bundesstaat Cojedes) und der Serranía del Interior (Bundesstaat Yaracuy) im Norden Venezuelas zwischen fast Meereshöhe und 1.200 m ü. NN bekannt.

Vitreorana assuh: Lediglich von der Typuslokalität bekannt; ein Bach im Serra das Lontras National Park, südöstlicher Bundesstaat Bahia, Brasilien, zentraler Korridor des Atlantischen Waldes, 450 m ü. NN Höhenverbreitung.

Vitreorana baliomma: Brasilien, nördliche Atlantische Regenwälder. Es wurden 10 unterschiedliche Lokalitäten in den Staaten Bahia, Minas Gerais, Sergipe und Alagoas dokumentiert; die Art toleriert veränderte Habitats und wurde auch in fragmentierten Sekundärwäldern und Kakaopflanzungen nachgewiesen. Während der Fortpflanzungszeit in der Randvegetation nahe Bächen zwischen 98–620 m ü. NN. In geeigneten Habitats recht häufig nachgewiesene Spezies.

Vitreorana castroviejoi: Venezuela, Sucre: Cerro El Humo und Quellgebiet des Río Tacarigua (Nordhang der Paria-Halbinsel) und Macuro, im Osten dieses Berggebiets auf 580–800 m ü. NN, ggfs. auch höher.

Vitreorana eurygnatha: Brasilien, in den Bundesstaaten Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Río de Janeiro, Santa Catarina und São Paulo, von Meereshöhe bis 1.700 m ü. NN.

Vitreorana franciscana: südöstliches Brasilien (São Francisco River, Serra da Canastra National Park, Vargem Bonita, Minas Gerais): 850–900 m ü. NN.

Vitreorana gorzulae: Guyana; Venezuela, evtl. auch Brasilien (Roraima), 450–1.850 m ü. NN.

Vitreorana helenae: Venezuela: Quebrada de Jaspe (San Ignacio de Yuruan) und Salto Karuay in Bolívar, im östlichen Venezuela. Außerdem bekannt aus Guyana: Kaieteur National Park sowie aus Brasilien: Pacaraima; möglicherweise weiterverbreitet. Höhenverbreitung 440–1.000 m ü. NN.

Vitreorana parvula: nordöstliches Argentinien (Misiones), östliches Brasilien (Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Paraná, Río de Janeiro, Río Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo [Lages, Urubici und São Bento do Sul in der Serra do Mar und Planalto]), möglicherweise auch in Paraguay. Höhenverbreitung Meereshöhe bis 1.500 m ü. NN. Das regionale Klima in den Araukarienwäldern ist subtropisch und schließt auch Frost und Schnee im Winter mit ein.

Vitreorana rita: bekannt von zwei Lokalisationen des amazonischen Tieflandes (unterhalb von 300 m ü. NN) der Orellana-Provinz, im östlichen Ecuador, Kolumbien (Amazonas), Peru (Loreto) Bolivien (Roman, Pando), östlichen Surinam, Französisch-Guayana, Brasilien (Roraima und Amapá südlich bis zum äußersten Westen [Amazonas und Gemeinden Cotriguaçu und Sinop, Mato Grosso] sowie östlich bis Amapá und Zentral-Pará), möglicherweise auch im südlichen Guyana und angrenzenden Venezuela. Meereshöhe bis 300 m ü. NN. Der inzwischen verloren gegangene Holotypus wurde zum Ende der Regenzeit (April oder Juni 1950) in der hohen Río Solimões Region gesammelt. Es liegen Angaben vor, dass die Fundstelle im gerodeten Wald einer Lichtung glich, die von Bäumen und Lianen eng begrenzt war.

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Vitreorana antisthenesi: Gefährdet – VU (Vulnerable B1ab(iii), assessed February 10, 2020);

Vitreorana assuh: Nicht evaluiert (NE)

Vitreorana baliomma: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed April 09, 2021)

Vitreorana castroviejoi: Stark Gefährdet – EN (Endangered B1ab(ii,iii), assessed November 13, 2019)

Vitreorana eurygnatha: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed April 09, 2021)

Vitreorana franciscana: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed January 01, 2022)

Vitreorana gorzulae: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed June 26, 2020)

Vitreorana helenae: Gefährdet – VU (Vulnerable B1ab(iii), assessed June 29, 2020);

Vitreorana parvula: Gefährdet – VU (Vulnerable B1ab(iii), assessed April 09, 2021);

Vitreorana ritae: Nicht Gefährdet – LC (Least Concern, assessed April 13, 2021)

Rote Liste-Status in den Herkunftsgebieten

Argentinien

Vitreorana parvula: Unbekannt (Insuficientemente conocida).

Brasilien

Vitreorana eurygnatha: Potenziell gefährdet (regional: Minas Gerais State Red List: Not Listed. Sao Paulo State Red List: Not listed. Río de Janeiro State Red List: Presumably threatened).

Vitreorana parvula: Nicht gelistet (regional: Río Grande do Sul: Vulnerable, Paraná: Data Deficient, São Paulo: Probably endangered, Río de Janeiro: Endangered).

Französisch-Guayana

Vitreorana ritae: Nicht Gefährdet (LC).

Venezuela

Vitreorana castroviejoi: Gering gefährdet (NT).

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohungen sind mit möglichen Habitatverlusten durch Landwirtschaft, Abholzung, Brandrodung und menschlichen Siedlungen angegeben (*V. antisthenesi*). Das Gros der Fläche des brasilianischen Atlantischen Regenwaldes wurde stark abgeholzt und fragmentiert. Trotzdem scheinen Populationen von *V. baliomma* tolerant gegenüber anthropogenen Aktivitäten zu sein, denn der Holotypus wurde in einer Kakaopflanzung mit übrig gebliebenen, schattenspendenden Bäumen gefunden. Als weitere mögliche Gefährdungsursachen sind lokale Ausbringungen von Pestiziden, Düngern und Umweltverschmutzung, Krankheiten, Klimawandel und erhöhte UVB-Strahlung genannt (*V. baliomma*). Weiterhin bleiben Kenntnisse über Populationstrends oder schädigende Einflüsse mitunter rudimentär, z. B. haben sich Städte im natürlichen Verbreitungsgebiet ausgedehnt, sodass weite Teile nicht unter besonderem Schutz stehen.

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Vitreorana</i> spp.
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	<i>V. eurygnatha</i>, <i>V. parvula</i>: Brunftschwielen drüsenreich an der Basis des Fingers I. <i>V. baliomma</i>: Brunftschwielen mit oberflächlichen Drüsen am Rand von Finger I. Alle ♂♂: Rufe aus einzelner subgularer Schallblase, Wolff'sche Gänge auf Ventralseite sichtbar.
Geschlechtsreife	keine Angaben in der diesbezüglichen Literatur zu finden
Rufe	Alle Arten: Axillarer Amplexus in der Vegetation oberhalb kleiner Wald-Bäche. <i>V. baliomma</i>: ♂♂ rufen auf Blattoberseiten in 0,3–4 m Höhe. Rufe einzelner ♂ oder Chöre von bis zu 6 ♂♂; zwei unterschiedliche Ruftypen: A. gewöhnlicher Ruf: normal als Sequenz, aber auch unabhängig; mit ansteigender Amplitude, Dominanzfrequenz 4.694–5.081 Hz (immer sieben wiederholte Segmente: Puls, spezifische Amplitudenmodulation in einer Rate von 35,3–37,8 Pulsen/s, Dauer 185–198 ms. B. folgt Typ A, 217–249 ms, 4 oder 5 Pulse, 98–116 ms, Dominanzfrequenz 4.694–5.038 Hz. Die Zahl der rufenden Frösche ist positiv korreliert mit der Luftfeuchtigkeit. <i>V. eurygnatha</i>: lebt und reproduziert sich innerhalb der Wälder in kleinen Bächen (1–2 m breit). ♂♂ rufen nachts auf niedriger Vegetation oder Büschen, sporadischer Anzeigeruf (Rufdauer 0,04–0,1 s). Adulte Frösche sind regelmäßig in niedriger Dichte zu finden (1–2 Individuen pro Bach-Linearmeter). <i>V. franciscana</i>: ♂♂ rufen von 18–2 Uhr von Blattoberseiten in einer Höhe von 0,5–1,5 m, Anzeigeruf besteht aus 6–8 gepulsten Noten ($7 \pm 1,4$), Ruflänge 2,9–3,5 s, Dominanzfrequenz 4.136,6–4.490 Hz. <i>V. gorzulae</i>: saisonale Fortpflanzung, ♂♂ rufen von Blattoberseiten, Anzeigeruf (nur auf kurze Distanz zu hören) mit einzelner gepulster Note („chirp“), 3–7 Pulse / Ruf, Ruflänge 0,02–0,05 s, Dominanzfrequenz 4.416,97–5.157,48 Hz. <i>V. parvula</i>: Der Anzeigeruf hat eine Ruflänge von 0,013–0,084 s bei 1–5 Pulsen/Note, Rufintervalle betrugen 0,194–37,2 s, die Spitze der Dominanzfrequenz lag bei 3.962,1–5.062,5 Hz (Haga et al. 2014). Die Reproduktionsbiologie gleicht mutmaßlich derjenigen der übrigen Gattungsvertreter.
Paarung und Eiablagestellen	<i>V. baliomma</i>: ♀♀ umkreisen rufendes ♂ und springen auf es zu, Paar im Amplexus wandert über Blattober- und -unterseiten, vermutlich wählt das ♀ den optimalen Eiablageort, das Paar dreht sich dabei auf dem Blatt oft um 180 oder 360°. Es wird ein gelatinöses Gelege (13,1–43,2 mm im Durchmesser) oberhalb des Wassers auf Blattober- oder -unterseiten abgelegt. Dazu werden besonders große Blätter genutzt. Direkt nach der Eiablage kann das ♀ eine kurzzeitige Brutpflege ausführen (hinteres Körperende wird wiederholt über dem Gelege platziert; Dauer im Mittel 110 min). Dieses Verhalten mag die Befruchtung und Befeuchtung des Geleges optimieren. <i>V. eurygnatha</i>, <i>V. franciscana</i>: Eier werden auf über dem Wasser hängende Blattoberseiten abgelegt. <i>V. gorzulae</i>: Gelege werden auf moosbewachsenen Ästen oder zwischen zwei Blättern abgelegt, welche 1,5–2,0 m über dem Wasser hängen. Keine Brutpflege durch ♂♂. <i>V. ritae</i>: Es liegen keine Angaben zu Habitatbedürfnissen, Reproduktionsbiologie, Rufen und Kaulquappen vor.
Fortpflanzungs-saison	<i>V. baliomma</i>: Fortpflanzungsverhalten und Rufen abhängig von Niederschlagsintensität und Luftfeuchtigkeit, besonders zwischen Mai und August. <i>V. eurygnatha</i>: Fortpflanzung während der Regenzeit von August bis Januar. <i>V. franciscana</i>: Fortpflanzung während der Regenzeit von August bis Dezember.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	<i>V. baliomma</i>: 7–22. <i>V. eurygnatha</i>: wenige Eier, die auf Blattoberseiten abgelegt werden. <i>V. franciscana</i>: 42–53 Eier/Gelege.

	<i>V. gorzulae</i> : Gelege mit 15–22 Eiern.
Eigröße / Larven- größe beim Schlupf	<i>V. baliomma</i> : $2,18 \pm 0,23$ mm im Durchmesser.
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamor- phose	keine Daten aus der Literatur verfügbar.
Angaben zu den Larven	<i>V. baliomma</i>: Die Kaulquappen sind fossorial (angepasst, um sich stellenweise in das Bodensubstrat einzugraben). <i>V. eurygnatha</i>: anteroventrale Mundscheibe mit einer Reihe marginaler Papillen ohne Zähne, Körper ovoid, muskulöser Schwanz, Augen und Nasenlöcher dorsal, Kaulquappen graben sich mitunter strömungsnah im Bachbett ein (Leite Pezzuti et al. 2024). <i>V. parvula</i>: Larve (als <i>V. uranoscopa</i> beschrieben) im Leben mit rotem Körper und dorsal grünlichen Tönen sowie einem feinen Netz aus goldenen Punkten, besonders in der Gegend des Spirakulums. Bauch und Schwanzmuskulatur rötlich, Flossen durchsichtig, dorsal stärker pigmentiert (Leite Pezzuti et al. 2024).

Haltung und Nachzucht von *Vitreorana antisthenesi* B/B

Alle weiteren Arten *Vitreorana* spp. **X**, da bisher nicht in Menschenobhut gelangt. Haltung- und Zuchtparameter vermutlich bei vielen Arten ähnlich.



Abb. 60: *Vitreorana* spp., Fortpflanzung

- a *V. antisthenesi*, Amplexus (K.-H. Jungfer)
- b *V. antisthenesi*, Paar mit Eigelege (K.-H. Jungfer)
- c *V. parvula*, Paarung (A. Kwet)
- f *V. parvula*, Bewachung des Geleges (A. Kwet).

Thema	Angaben aus den Befragungen zu <i>Vitreorana antisthenesi</i>
Haltungsansprüche und Haltungsbedingungen der Adulti und Jungfrösche, technischer und zeitlicher Aufwand	Die Auswertungen der Halterbefragungen (zwei Züchter von <i>Vitreorana antisthenesi</i>) ergaben die folgenden Angaben: Haltungsbedingungen (Zuchttiere): – Geschlechterverhältnis 1,1 (n=1) k. A. – Luft- und Wassertemperatur (°C): 18–28 22–25. – Luftfeuchtigkeit (rel. %): 70–100 (n=2). – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: Tageslichtlänge 12 h (n=2). – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 38 x 50 x 50 50 x 50 x 50 cm. – Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche (%): 10–80. – Bodensubstrat: organisch (Presskork) anorganisch (Schaumstoff). – Einrichtung/Bepflanzung: <i>Philodendron</i> kleine <i>Aglaonema</i>. – Wassertiefe (cm): 4 8. – Anzahl Tiere pro Behälter: anfangs 2, später maximal 2 ♂♂. – Futter/Fütterungsintervalle: 2 x / Woche (n=2). – Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): ja, aber nicht spezifiziert Korvimin ZVT. – Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: nein ♂♂ kämpfen gegeneinander.
Lebenserwartung in Haltung	Maximalalter der gehaltenen Tiere (in Jahren): 4 4.
Auslöser (Trigger) für die Fortpflanzung	Auslöser (Reize) für Reproduktion (z. B. Änderungen Temperatur und/oder Luftfeuchtigkeit oder anderer Umgebungsvariablen, technische Vorrichtungen, tierpflegerische Handlungen): Beregnung „fließendes“ Wasser durch Innenfilter. Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? Blätter Blätter und Scheiben, <i>Philodendron</i>-Blätter waren die meistgenutzten Ablageorte, wobei die Gelege auf der Blattoberseite abgelegt wurden. Wie ist das Gelege strukturiert? Einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): Einschichtige Gelege, selten teilweise in zwei Schichten (n=2). Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: 1 (n=2). Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): 2–3 5–6. Anzahl der Eier pro Gelege (Min.–Max.): 20–30 35–42.
Anzahl der befruchteten Eier pro Gelege (Min.–Max.)	0–30 30–40.
Anzahl der geschlüpften Embryonen pro Gelege (Min.–Max.)	0–20 10–15.
Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier)	Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier) oder < 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %: k. A. 25–50 %.
Größe Jungfrösche (frisch metamorphosiert; Min.–Max. [in mm])	5–7 mm (n=1).
Anzahl der metamorphosierten Jungfrösche pro Jahr	ca. 10 (n=1).

Anzahl der Aufzuchtverluste bis zum 3. Monat	wenige (n=1).
Haltungsbedingungen (Larven) / Technische Anforderungen an die Larvenaufzucht	für allgemeine Hinweise zur Larvenaufzucht s. oben (Kapitel Allgemeines). Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven (in mm): ca. 7 mm (n=1). Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max. [in Monaten]): 4–5 Monate (n=1). Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf): kleines Aquarium, Steine aus Bach und etwas Mulm (n=1). – Wassertemperatur (in °C): 22–28 22–25. – Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: indirekt durch Tageslicht 12 h Beleuchtung. – Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 40 x 20 x 20 38 x 50 x 50 (Terrarium Adulti). – Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: k. A. s. Adulti. – Wassertiefe (in cm): 18 s. Adulti. – Anzahl Tiere pro Behälter: 10–50 5–10. – Filter (Art, Leistung): Luftheber-Schwammfilter Schwamm-Innenfilter und Membranpumpe. – besondere Anforderungen (z. B. Wasserwerte): angesäuert mit Huminsäuren k. A. – Futter der Larven: Spinat, Repashy Fischfutter Super Green Tabi Min (spärlich), tote Futtertiere, v. a. Stubenfliegen. – Frequenz der Wasserwechsel: alle 2 Wochen 1 x / Monat. – Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): 100 % abgestandenes Leitungswasser 50 % Umkehrosmose (RO)-Wasser: 50 % Leitungswasser.
Anzahl bzw. Prozentsatz der Nachzuchten, die adult bzw. geschlechtsreif werden	10 % ca. 80 %.
Alter / Größe bei Erreichen der Geschlechtsreife	♂♂: 23–24 mm, ♀♀: 25–26 mm (n=1).
Anzeichen für das Erreichen der Geschlechtsreife	Ovarien/Samenleiter ♂♂: Rufe, ♀♀: Eier im Ovar.
Geschlechterverhältnis der Nachzuchten (♂♂:♀♀)	k. A. (n=2).
Hinweise auf Missbildungen oder Krankheiten	k. A. keine.
Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose	hoch (> 75 %) hoch.
Sterblichkeit in den ersten Lebensmonaten/-jahren nach Metamorphose	Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose (< 25 %; 25–50 %; > 50–75 %; > 75 %) oder geschätzt: hoch/niedrig: k. A. wenige.
Routinemäßige Untersuchung auf Amphibienkrankheiten und Parasiten	nein (n=2).

Quarantäne (Art und Umfang)	nein ja, für 3 Monate.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	ineffiziente Larvenaufzucht lange Entwicklungszeit.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Einschätzung zur Häufigkeit der Haltung: sehr selten (n=1). Persönliche Einschätzung zur Schwierigkeit der Zucht in Haltung: schwierig nicht ganz einfach: hohe Verpilzungsrate der Eier und relativ wenige Larven kommen zur Metamorphose.
Vermehrung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	ja (n=2).
Kommerzielle Nachzucht	nein (n=2).
Befragungen	Zwei Teilnehmer*innen beteiligten sich an der Umfrage zu <i>V. antisthenesi</i> , beide Privathalter. Beide Teilnehmer*innen waren sich aufgrund eigener Kenntnisse und der neuesten Literatur sehr sicher, dass die Art korrekt bestimmt ist. Beide Haltungen wiesen die gepflegten Tiere als Wildfänge aus. Die Dauer der Haltung betrug vier und acht Jahre, beide Haltungen liefen 2005 und 2009 aus. Beide Halter gaben an, Nachzuchterfolge anzustreben, was jeweils ein Jahr nach Beginn der Haltung auch gelang. Die Frequenz der Nachzucht wurde mit insgesamt ungefähr zehnmal bzw. 5–6 Gelegen/Jahr angegeben.

Hylidae

Agalychnis lemur (Boulenger, 1882)

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Agalychnis lemur</i>	(Boulenger, 1882)	Lemur-Laubfrosch, Lemurfrosch	Lemur leaf frog	ja



Abb. 61: *Agalychnis lemur* (alle Fotos T. Eisenberg)

- a Tagfärbung
- b adultes Männchen bei Nacht, aufgenommen in Guayacán, nahe Siquirres, Costa Rica
- c adultes Tier mit beginnender Nachtfärbung im Verbreitungsgebiet in Guayacán, nahe Siquirres, Costa Rica
- d Tarnung.

Morphologie und Taxonomie

Mittelgroßer grüner Laubfrosch (Metachrose: Rückenflächen tagsüber blass- bis apfelgrün, nachts rot-, lavendel- oder orangebraun in verschiedenen Schattierungen, manchmal oder phasenweise mit dunkelroten Flecken und Punkten), Rückenhauttextur glatt, Bauch cremeweiß, Flanken gelb bis orange, Unterarm oberseits dunkelgelb, Bauchhaut gekörnt, vordere und hintere Oberschenkelflächen orange, Finger mit kleinen Scheiben, Ellbogenfalte schwach ausgeprägt, vom Ellbogen bis zur Spitze von Fingers IV verlaufend, Zehen ohne Spannhäute (höchstens eine geringgradig ausgeprägte Spannhaut zwischen den Zehen III und IV), Zehe V mit leichtem Außenrand, Tarsalfalte fehlend, gelegentlich ein einzelner winziger Tuberkel an der Ferse, ausgewachsene ♂♂ mit einzelner, kaum dehnbarer innerer medianer subgularer

Schallblase mit zwei länglichen, paarigen Stimmschlitzen und einer bräunlichen, nicht dornigen Brunftschiwiele an der Basis jedes Daumens, Iris silbrig-weiß (tagsüber) oder grau (aktiv) mit peripherem dünnem schwarzem Ring, Pupille vertikal schlitzförmig, KRL ♂♂ 30–41 mm, ♀♀ 39–53 mm, Kopf so breit wie lang, Augen groß und vorgewölbt, unteres Augenlid ohne Netzstruktur, Maulregion in Dorsalansicht kurz und stumpf, im Profil vertikal abfallend, Trommelfell deutlich ausgeprägt und mäßig groß (ca. die Hälfte des Augendurchmessers). Hautpeptide mit antibakterieller Wirkung sowie gegen Tumorwachstum und Diabetes mellitus wurden beschrieben. *A. lemur* unterscheidet sich von den anderen grünen Laubfröschen Costa Ricas durch eine vertikale Pupille und das Fehlen von Spannhäuten (Duellman 2001, Savage 2002, Kubicki 2004, Leenders 2016, AmphibiaWeb 2024).

Verbreitung und Lebensraum

Die Art kommt in Costa Rica, Panama und Kolumbien vor. Sie war einst auf der karibischen Seite von der Nähe von Tilarán, Provinz Guanacaste, Costa Rica, bis in den Westen Panamas verbreitet; die vereinzelt Nachweise an der Pazifikseite stammen aus dem Nordwesten Costa Ricas sowie aus dem Südwesten, der Mitte und dem äußersten Osten Panamas im Darién-Gebiet, wo sie sich geringfügig über die Grenze nach Kolumbien erstreckt (440–1.600 m ü. NN). Lebensraum an Hanglagen in feuchten Tiefland- und montanen Primär- und Sekundärwäldern, aber immer in der Nähe von Flüssen. Sie kommt bis zum Kronenbereich vor, von wo aus die Rufe zu hören sind (Costa Rica Red List Assessment Workshop September 2019). *A. lemur* ist ein nachtaktiver Laubfrosch, der fast das ganze Jahr über aktiv ist. Er schläft tagsüber an den Unterseiten der Blätter und wird erst nach Einbruch der Dunkelheit aktiv. Er springt nur selten, sondern klettert mit seinen dünnen, kaum bemuskelten Extremitäten meist langsam auf Blättern oder Zweigen (ähnlich der nächtlichen langsamen Fortbewegungsweise madagassischer Lemuren). Der Frosch nähert sich seiner Beute langsam und stürzt sich aus einer Entfernung von etwa 50–60 mm auf sie, während er sich weiterhin mit den Füßen an Ästen und Blättern festhält. Exemplare aus Costa Rica sollen etwas kleiner als solche aus Panama sein (Duellman 2001, Savage 2002, Solís et al. 2008).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2023 (CoP19 Proposal 35). Damit stehen jetzt folgende *Agalychnis*-Arten auf CITES-Anhang II: *Agalychnis annae*, *A. callidryas*, *A. lemur* [mit einer Exportquote von 0 wild gefangenen Exemplaren pro Jahr für Handelszwecke], *A. moreletii*, *A. saltator*, *A. spurrelli*, *A. taylori* (in Species+ geführt als Unterart von *A. callidryas*) und *A. terranova*.

In Panama wurde die Ausstellung von Exportlizenzen für alle Wildfänge (W) für kommerzielle Zwecke (T) ausgesetzt.

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Besonders geschützt.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Vom Aussterben bedroht – CR (Critically Endangered A2ace, assessed 09 September 2019).

Gefährdungsfaktoren

Einst galt die Art als recht häufig in Costa Rica, aber die meisten Teilpopulationen verschwanden in den späten 1980er und frühen 1990er Jahren. Ab 2019 ist die Art mit Sicherheit nur noch aus wenigen Gebieten in Costa Rica gemeldet: Fila Asunción, 15 km südwestlich von

Limón in Veraguas (ein verlassener Bauernhof), in einem bewaldeten Gebiet in der Nähe des Parque Nacional Barbilla, bei Siquirres in der Provinz Limón (B. Kubicki & S. Salazar pers. Mitt. September 2019 [sämtliche pers. Mitt. zitiert in IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2020]) und aus La Alegría in Guayacán in der Provinz Limón (García-Rodríguez et al. 2012). Die Art wurde aus einem weiteren Gebiet in Costa Rica gemeldet: Cedral, in der Nähe von Miramar, allerdings bleibt dieser Nachweis unbestätigt (F. Bolaños pers. Mitt. September 2019). Fila Asunción ist der einzige Ort, von dem bekannt ist, dass er eine große reproduzierende Population beherbergt (Costa Rica Red List Assessment Workshop September 2019). Im Jahr 2003 wurde die Art absichtlich an einem historischen Standort in Siquirres wieder angesiedelt. Dazu wurden ca. 75 Kaulquappen von einem anderen Standort ca. 30 km entfernt (Luftlinie) eingeführt. Die Art besiedelt nun andere benachbarte Grundstücke, die alle in ihrem historischen Verbreitungsgebiet liegen (B. Kubicki pers. Mitt. September 2019). Alle anderen bisher bekannten costa-ricanischen Subpopulationen gelten als verschwunden, einschließlich derjenigen in Monteverde, San Ramón, Parque Nacional Braulio Carrillo und Parque Nacional Tapantí. In weiten Teilen ihres Verbreitungsgebiets hat sich die Art nicht wieder erholt und wurde in den letzten Jahren weder in der Cordillera Central noch in der Cordillera de Tilarán nachgewiesen (Costa Rica Red List Assessment Workshop September 2019). In Panama war die Art früher in den niedrigeren Lagen recht häufig, aber der starke Rückgang hat ihr Verbreitungsgebiet auf einige wenige Standorte im Westen Panamas (Hertz et al. 2012) und vereinzelte Nachweise aus Zentralpanama reduziert. In der Reserva Forestal Fortuna, Chiriquí, wurde ein erheblicher Rückgang festgestellt (keine Nachweise von diesem Standort seit 1999) und in El Copé, Coclé, sind die Bestände der Art seit 2004 zurückgegangen, obwohl die Art weiterhin in sehr geringer Zahl dort vorkam (Lips et al. 2006). In Kolumbien ist die Art entweder sehr selten, sehr schwer zu entdecken, oder die Population ist sehr klein (G.F. Medina-Rangel pers. Mitt. Februar 2019). Bei Erhebungen zwischen 2012 und 2016 in Unguía, Chocó, wurden bei einer Expedition im Juli 2014 nur zwei Individuen gesichtet. Der Status der kolumbianischen Teilpopulationen bleibt unbekannt. Insgesamt geht man davon aus, dass die Population aufgrund einer Kombination aus anhaltendem Rückgang von Ausmaß und Qualität des Lebensraums sowie durch Krankheiten dezimiert wurde. Es ist anzunehmen, dass die verbleibende Population seit 1998 (26 Jahre / drei Generationen) einen Rückgang von 80–95 % erlitten hat, der auf dem Verschwinden der westlichen und zentralen panamaischen Populationen, wahrscheinlich aufgrund von Chytridiomykose, beruht (Lips et al. 2006, Hertz et al. 2012, Gratwicke et al. 2016). Studien von Woodhams et al. (2006) ergaben jedoch, dass diese Art unter den untersuchten Arten eine der resistentesten gegen Infektionen war, was möglicherweise ihre anhaltende Persistenz bei niedrigeren Zahlen erklärt. Das Ranavirus stellt eine weitere potenzielle Bedrohung dar, da infizierte Individuen in Siquirres dokumentiert wurden; die Auswirkungen dieses Virus sind jedoch nach wie vor unbekannt (S. Whitfield & H. Zumbado-Ulate pers. Mitt. September 2019). Der allgemeine Verlust und die Fragmentierung von Lebensräumen ist nach wie vor eine Bedrohung im gesamten Verbreitungsgebiet dieser Art, und dies gilt insbesondere für Costa Rica, wo die Abholzung durch Landbesetzer das Vorkommen in Fila Asunción bedroht, eine der wenigen bestätigten verbleibenden Subpopulationen des Landes. Eine andere Teilpopulation in Siquirres steht derzeit unter dem Schutz eines privaten Landbesitzers; sollten sich die Besitzverhältnisse jedoch in Zukunft ändern, könnte die Sicherheit dieser Teilpopulation gefährdet sein (Costa Rica Red List Workshop September 2019). Die anderen historischen Stätten in Costa Rica sind für Landwirtschaft und Viehzucht abgeholzt worden (Costa

Rica Red List Workshop September 2019). Abholzung und illegaler Bergbau sind die Hauptbedrohungen in dem Gebiet, in dem die Art in Kolumbien registriert wurde (G.F. Medina-Rangel pers. Mitt. Februar 2019).

Etwa 37 % des geschätzten Verbreitungsgebiets dieser Art befinden sich innerhalb von Schutzgebieten (Urbina-Cardona & Loyola 2008). Innerhalb Costa Ricas umfasste das frühere Verbreitungsgebiet mehrere Nationalparks und andere Schutzgebiete; keine der derzeit verbleibenden Teilpopulationen befindet sich jedoch in Nationalparks, sondern in privaten Gebieten und einem indigenen Reservat (G. Chaves pers. Mitt. 2007, 2019). Das Aufstellen von Wasserfässern im Wald hat diese Art erfolgreich zur Fortpflanzung angezogen (B. Kubicki pers. Mitt. August 2010). Sie kommt in mindestens sechs panamaischen Schutzgebieten vor und gilt im nationalen Amphibienschutz-Aktionsplan Panamas als eine Art mit hoher Priorität für die Erhaltung (ANAM 2011). Im Jahr 2001 begannen zwei erfolgreiche Zuchtprogramme in Menschenobhut: 1) der Atlanta Botanical Garden, der seither Individuen an 19 US-Zoos weitergegeben hat, die die Zucht in den USA fortsetzen (Gratwicke et al. 2016) und 2) das Manchester Museum, das einige Exemplare an den Bristol Zoo und Norden's Ark zur Sicherung der Populationen transferiert hat (M. O'Donnell pers. Mitt. September 2019). Für die beiden noch existierenden Teilpopulationen in Costa Rica findet ein laufendes Monitoring statt (G. Chaves pers. Mitt. September 2019). Eine partielle ex-situ-Population dieser Art wird im El Valle Amphibian Conservation Center in Panama gehalten (Gratwicke et al. 2016).

Für die verbleibenden Teilpopulationen in Costa Rica ist ein verbesserter Habitatschutz erforderlich (Costa Rica Rote Liste Workshop September 2019). Die Ursachen für die Rückgänge an mehreren historischen Standorten wurden evaluiert (H. Zumbado-Ulate & J. Rodríguez pers. Mitt. September 2019), und Wiederansiedlungen an Standorten mit geeignetem Lebensraum sollten in Betracht gezogen werden (V. Acosta pers. Mitt. September 2019).

Die Art ist im internationalen Heimtierhandel erhältlich, vermutlich aus Nachzuchten. Es ist nicht bekannt, ob noch Individuen aus der freien Wildbahn gesammelt werden (Costa Rica Rote Liste Workshop September 2019, IUCN SSC Amphibian Specialist Group 2020). In Deutschland waren in den letzten Jahren sowohl Tiere aus der Zucht des Manchester Museums als auch Farmzuchten aus Kanada (Understory Enterprises) verfügbar, es wird angenommen, dass beide Zuchtlinien aus derselben Quelle aus dem Costa Rican Amphibian Research Center von Brian Kubicki in Guayacán, Nähe Siquirres, Costa Rica stammen (T. Eisenberg, unveröffentlichte Daten).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Agalychnis lemur</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	adulte ♂♂ kleiner als ♀♀, Rufe der ♂♂ aus einzelner subgularer Schallblase.
Geschlechtsreife	Die Geschlechtsreife (Adultgröße) wird mit einem Jahr angegeben. Die ♂♂ zeigen aber bereits ab dem siebten Monat Brunftschwielen während der Fortpflanzungszeit (Kubicki 2004, Eisenberg & Kaesling 2012).
Rufe	Die Anzeigerufe bestehen aus einem sehr kurzen „Tick“ oder „Chick“, das alle 25 Sekunden wiederholt und von der Blattoberseite emittiert wird (Ruflänge 190–200 ms, 39–41 Pulse/s, Dominanzfrequenz 800–3.100 Hz). Die Art ist territorial und gibt einen Begegnungsruf von 2–4 Pulsen ab, wenn ein anderes ♂ in der Nähe ist. Es kann auch ein Befreiungsruf erzeugt werden. Die ♂♂ sind bei der Verteidigung ihres Territoriums

	aggressiv, wobei die ansässigen ♂♂ eindringende ♂♂ und unempfindliche ♀♀ umklammern und versuchen, sie von der Sitzwarte zu stoßen (Jungfer & Weygoldt 1994, Savage 2002, Leenders 2016).
Paarung und Eiablagestellen	Wie bei den anderen Vertretern der Gattung klebt auch <i>A. lemur</i> seine Gelege an über dem Wasser hängende Blätter. Die Eier werden normalerweise auf Blattober- und -unterseiten oder Zweigen über kleinen Teichen, Sümpfen, langsam fließenden Bächen oder temporären Gewässern abgelegt, und die Larven beenden nach dem Schlupf die weitere Entwicklung bis zur Metamorphose im Gewässer unter dem Eiablageort. Der Schlupf erfolgt 7–14 Tage nach der Befruchtung. Die Embryonen sind hellgrün und fallen ins Wasser oder werden durch Regen dorthin gespült (Savage 2002, Gomez-Mestre et al. 2008, Leenders 2016).
Fortpflanzungs-saison	Die Fortpflanzungszeit konzentriert sich auf die regenreichen Monate zwischen April und Juli (Savage 2002, Gomez-Mestre et al. 2008).
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	In Menschenobhut bestanden die Gelege aus 15–30 grünen bis cremefarbenen Eiern; am Río Blanco, Limón, Costa Rica, bestanden die im Feld gelegten Gelege aus 22,5 +/- 2,1 Eiern (n=4). Die ♀♀ können 1–3 Gelege in einer Nacht produzieren oder Gelege in verschiedenen Nächten ablegen. Die Eimassen werden einlagig oder zweilagig abgelegt, wobei die Gelege 7,1 +/- 0,3 mm dick sind (van Eijsden 1977, Jungfer & Weygoldt 1994, Savage 2002, Gomez-Mestre et al. 2008).
Eigröße / Larven-größe beim Schlupf	Die Eier haben einen Durchmesser von 3,0–3,5 mm und befinden sich in gallertartigen Hüllen mit einem Durchmesser von 5–6 mm (Savage 2002, Gomez-Mestre et al. 2008).
Entwicklungsdauer von der Eiablage bis zur Metamorphose	Die Metamorphose findet 69–98 Tage nach der Befruchtung statt, wenn sich das erste grüne Pigment entwickelt. Metamorphosierte Tiere zeigen ebenfalls Metachrose (Farbwechsel zwischen Tag und Nacht), ihnen fehlt jedoch die orange oder gelbe Flankenfärbung, Größe der Metamorphlinge 25–27 mm (Savage 2002).
Angaben zu den Larven:	Mäßig große Kaulquappe, wobei die Larven im Gosner-Stadium 30 eine Gesamtlänge von etwa 42 mm erreichen (Gosner 1960). Der Körper ist eiförmig, mit einem mäßig großen Schwanz mit reduzierten Schwanzflossen und einer spitz auslaufenden Spitze. Die Augen sind dorsolateral und nach hinten gerichtet. Spirakulum linksseitig latero-ventral, Kloake rechtsseitig. Mundscheibe klein, Ober- und Unterkieferscheide bezahnt sowie 2/3 Reihen von Zähnchen, A2 mit leichter medianer Lücke, 2–3 Reihen oraler Papillen lateral und ventral. Körperfarbe grau-violett, später olivbraun, Bauch cremegelb bis rosafarben, Schwanzmuskulatur mit dunklen Flecken, Iris goldfarben. Die Larven nehmen abgeraspelte Algen auf oder filtrieren an der Oberfläche (Savage 2002).

Haltung und Nachzucht B/C



Abb. 62: Nachzucht von *Agalychnis lemur* (alle Fotos T. Eisenberg)

- a Zuchtanlage
- b Vorderansicht eines Zuchtterrariums
- c „falscher“ Amplexus zwischen zwei Männchen
- d zwei Gelege. Beachte jeweils einige unbefruchtete Eier pro Gelege (weiß)
- e frisch geschlüpfte Larven
- f Kaulquappen mit Hinterbeinknospen
- g Metamorphling
- h Adulte Lemur-Laubfrösche (Männchen links, Weibchen Mitte und rechts).

Thema	Angaben aus den Befragungen zu <i>Agalychnis lemur</i>
Haltungsansprüche und Haltungsbedingungen der Adulti und Jungfrösche, technischer und zeitlicher Aufwand	Für die Haltung von <i>A. lemur</i> eignen sich geräumige Regenwaldterrarien mit Tages-temperaturen von 24–26 °C bei einer nächtlichen Abkühlung auf 18–20 °C. Die relative Luftfeuchtigkeit sollte tagsüber bei über 70 % liegen, nachts steigt diese auf nahezu 100 % an. Als Terrariengröße verwendet der Verfasser gut belüftete Behälter mit Abmessungen von 60 x 60 x 100 cm (L x B x H). In beheizten Wohnräumen reichen in der Regel ein bis zwei Leuchtstofflampen oder LED-Lichtbalken zur Beleuchtung aus. Im Winter ist je Behälter eine 35-W-Vollspektrumlampe mit UV-Anteil (Lucky Reptile BrightSun) stundenweise zugeschaltet. In den hiesigen Sommermonaten werden auch höhere Temperaturen vertragen, jedoch sollten diese nicht über längere Zeiträume herrschen und von ausreichender Feuchtigkeit begleitet sein. Nach dem Sprühen dürfen die Frösche allerdings nicht dauerhaft im Nassen sitzen, als Faustregel sollten tagsüber die Blätter nach etwa zwei Stunden wieder abgetrocknet sein. Eigene Beobachtungen im Habitat der Art im Costa Rican Amphibian Research Center (https://cramphibian.com) in der Nähe von Guayacán, Costa Rica, ergaben auch dort punktuell Temperaturen von 29 °C. Lemur-Laubfrösche waren dort nachts an Waldtümpeln zu finden und schliefen auch tagsüber in deren Nähe an der Unterseite beschatteter Blätter. Man sollte dieser Froschart daher ebenfalls ausreichend große Blattpflanzen (z. B. verschiedene <i>Philodendron</i> spp. und <i>Monstera</i> spp.) wie bei den größeren <i>Agalychnis</i>-Arten anbieten. Die Jungfrösche haben beim Landgang abhängig von der Größe der Kaulquappen eine KRL von 19–27 mm. Die kleinen Frösche fressen erstmals nach zwei bis drei Tagen, nachdem ihr Schwanzrest vollständig resorbiert ist. Sie bewältigen in der Futterpalette anfangs Mikro-Heimchen, Bohnenkäfer, Erbsen-Blattläuse und große Fruchtfliegen, nachfolgend werden zusätzlich kleine Heimchen und Grillen gefüttert. Die Futterinsekten müssen gut genährt sein und sollten vor jeder Verfütterung jeweils mit einem gut haftenden Mineralstoff-Vitamin-Supplement eingestäubt werden. Die klimatischen Bedingungen im Aufzuchtterrarium sind identisch mit denen bei den Elterntieren. Die Anzahl der Jungtiere pro Behälter sollte nicht zu groß sein, um Überbesatz, schlechte Hygienebedingungen und dadurch bedingte Verluste zu vermeiden. Die Überwachbarkeit und Sicherstellung der Futteraufnahme gestaltet sich bei kleineren Aufzuchtterrarien leichter (Jungfer & Weygoldt 1994, Proy 2000, Eisenberg 2003b, Eisenberg 2004b, 2006, Eisenberg 2019, Eisenberg & Kaesling 2012). Die Auswertungen der Befragungen ergaben die folgenden Angaben: Elf Teilnehmer*innen beteiligten sich an der Abfrage, darunter jeweils ein Zoo, ein kommerzieller Züchter und neun Privathalter. Alle Teilnehmer*innen waren sich sehr sicher, dass die Art korrekt bestimmt ist, wobei die Artbestimmung meist vom Züchter, in Zusammenarbeit mit anderen Spezialisten oder aufgrund der eigenen Expertise oder der neuesten Literatur vorgenommen wurde. Mit Ausnahme zweier Quellen, von denen eine ihre Tiere als importierte kanadische sogenannte „Farmzuchten“ erhielt, wurden alle gehaltenen Tiere als Nachzuchten ausgewiesen, einmal erfolgte keine Angabe. Zwei Züchter halten ihre Tiere durchgängig seit 2003 und 2004, zwei weitere seit 2014 und 2015, die anderen sind seit den Jahren 2019–2021 zu dieser Haltung gekommen. Vier Halter waren bislang noch nicht erfolgreich mit der Nachzucht, wenngleich alle Halter grundsätzliche Nachzucht-Ambitionen angaben. Zwei von diesen Haltungen erlitten Totalverluste, einmal fehlte ein ♀ zur Nachzucht, und in einer recht jungen Haltung hat sich die Nachzucht noch nicht ergeben. Bei den übrigen Züchtern stellten sich Nachzuchterfolge meist innerhalb von ein bis drei Jahren nach Beginn der Haltung ein. Wo sich die Nachzucht bereits etablieren ließ, erfolgte diese wiederkehrend oder sogar regelmäßig (n=7 [2–3x pro Jahr, n=2; jährlich oder fast jährlich, n=2; regelmäßig, n=1 und insgesamt zweimal, n=1]). Drei der sieben Züchter gaben an, die regelmäßige Nachzucht mindestens bis zur F2-Generation geschafft zu haben, Gruppengröße und Geschlechterverhältnis variierten – je nach Behältergröße – zwischen kleineren (0,3 2,0 2,1 2,2 2,3) und größeren (2,4 6,2 3,2,3 5,4 5,5) Gruppen, einmal gab es keine Angabe.

Angaben zu speziellen Fragen der Haltung und Nachzucht wurden wie folgt gemacht:
Haltungsbedingungen (Zuchttiere):

- Luft- und Wassertemperatur: tagsüber: 18–29 °C, nachts: 18–23 °C, Wasser: 21–25 °C. Während in einigen Haltungen durchweg sehr niedrige Temperaturen angegeben wurden, bei denen auch tagsüber lediglich 20–22 °C erreicht wurden (n=2), schöpften mehr Halter den oberen Bereich (23–29 °C) aus (n=9). Eine Relevanz für die Zuchterfolge ergab sich daraus nicht, wie auch eine Haltung mit Nachtwerten über 22 °C keinen Einfluss auf den Erfolg der Nachzucht zu haben schien. Die Wasserteile wurden nicht extra beheizt.
- Luftfeuchtigkeit (rel. %): Es wurden Bereiche von 50–70 (n=3) sowie > 70–100 (n=7; einmal k. A.) angegeben. Nachts und bei Beregnung wurden mitunter höhere Werte erreicht, ohne dass sich aus den trockeneren Haltungen ein Einfluss auf den Reproduktionserfolg ergab.
- Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: Die Beleuchtungsdauer entsprach meist einem 12-h-Tag-Nacht-Rhythmus (n=9, je 1x 9 h und 14 h). Wenn Leuchtmittel angegeben wurden, waren überwiegend (Mehrfachnennungen möglich) LED-Lichtbalken (n=5), gefolgt von Leuchtstofflampen (n=2) und zusätzlich stundenweise Vollspektrumlampen (n=3) im Einsatz. Lampen mit UV-Anteil (n=5) wurden in etwa der Hälfte der Haltungen betrieben, eine Notwendigkeit von UV-Licht für die Zucht war nicht abzuleiten.
- Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): Meist waren Terrarien mit Kantenlängen bis zu 60 cm im Einsatz (n=6), die übrigen Haltungen nutzten größere Behälter, bei welchen mindestens eine der Kantenlängen zwischen 80–140 cm lag (n=5). Selbst in den kleineren Abmessungen (45 x 45 x 60 cm) konnte die Art erfolgreich nachgezüchtet werden.
- Anteil von Wasserteil an der Gesamtfläche (%): 0–100 (oft als Wassergraben, bei Beregnung komplette Bodenfläche flutbar), manchmal bestand der Wasserteil aus einer Schale (n=3) oder einem künstlichen Bachlauf (n=1).
- Bodensubstrat: entweder organisch: Flussskies (n=3), Xaxim- oder Korkplatten, teilweise bestückt mit Laub und Moos (n=3) oder kein Substrat (n=7; Mehrfachnennungen möglich), teilweise wurde explizit eine bessere Hygiene ohne Bodengrund erwähnt.
- Einrichtung/Bepflanzung: *Philodendron* (n=11), daneben auch andere tropische Pflanzen wie Anthurien, *Monstera* spp., Vanille, Bromelien (*Neoregelia* sp.), diverse andere Ranken, Moose und Farne, welche sämtlich epiphytisch auf Kork-, Kokos-, Baumfarnplatten oder Hygrodon®-Gaze wachen.
- Wassertiefe (cm): 0–5 (n=5) | 6–10 (n=3) | 50 (n=1) | k. A. (n=2).
- Anzahl Tiere pro Behälter: 2–10.
- Futter/Fütterungsintervalle: als Futtertiere wurden Steppengrillen, Heimchen, Bohnenkäfer, *Drosophila* genannt/jede Nacht (n=1) | 2 x / Woche (n=7) | 3 x / Woche (n=7; Mehrfachnennungen möglich) | tägliche Fütterung der Jungfrösche (n=2).
- Supplementierung (Mineralstoffe/Vitamine): ja (n=10) | nein (n=1; Tiere sind verendet) | nicht spezifiziert (n=4), daneben waren folgende Produkte vertreten: Repashy Calcium plus, Repashy Supervit, Repashy Vit A, Korvamin ZVT, Herpetal Amphib.
- Aggressionen zwischen mehreren ♂♂ oder ♀♀: temporär zur Fortpflanzungszeit zwischen ♂♂ (n=6) bzw. keine Aggressionen (n=5).

Lebenserwartung in Haltung (Jahre)	11 (n=1) 8 (n=2) ca. 6 (n=1) mehr als 4 (n=1) k. A. (n=6).
Auslöser (Trigger) für die Fortpflanzung	Eine besondere Bedeutung kommt der Nachzucht dieser vom Aussterben bedrohten Froschart zu. Zur Zucht sollten nur gut genährte Tiere gelangen, die eine vorbereitende Trockenperiode zur Zyklussteuerung und so zur Laichbildung durchlaufen haben. Um die Tiere zu stimulieren, deckt man die Lüftungsflächen mit Glasscheiben auf ein Minimum ab, sodass die Luftfeuchtigkeit fast bis zur Sättigungsgrenze ansteigt. In die Bodenwanne des Terrariums werden ein Aquarienheizstab und eine Teichpumpe eingesetzt und der gesamte Bodenteil etwa 10–15 cm hoch geflutet. An die Teichpumpe kann über einen Aquarienschlauch ein perforiertes Plastikrohr angeschlossen

werden, das mit Saugnäpfen von innen an der Deckscheibe befestigt wird. Dieser interne Wasserkreislauf simuliert die Regenzeit, optimalerweise bei Bestehen eines Tiefdruckgebiets. Meistens finden sich bereits in der ersten Nacht Paare im Amplexus zusammen. Man kann die Zuchtgruppe auch in ein eigens dafür eingerichtetes „Regenkammer“-Terrarium umsetzen, in dem man ausschließlich Zuchtversuche durchführt. Die Beregnung kann man bereits ein bis zwei Stunden vor Einbruch der Dunkelheit anstellen und dann weitere zwei Stunden regnen lassen. Durch die verschlossenen Lüftungen bleibt die Inneneinrichtung während der zweiten Nachthälfte feucht. Die Paare laichen meistens in den Folgenächten an über der Wasseroberfläche hängenden Blättern ab. In verschiedenen Fällen fanden sich auch Gelege an blanken sowie mit Kork oder Xaxim beklebten Seitenscheiben. Die Eier werden an die Blätter angeklebt, nachdem das Paar zuvor einige Minuten im auf 25 °C temperierten Wasser zugebracht hat. Dies geschieht in der Regel erst in der zweiten Nachthälfte. Wenn nicht abgelaicht wurde, werden die Zuchtversuche nach einigen Tagen abgebrochen. Eine Trennung der Geschlechter erfolgt durch das Wiederherstellen der trockeneren Haltungsbedingungen von selbst. Auch wenn erfahrene Zuchttiere unter den angegebenen Bedingungen bisweilen spontan ablaichen, so sind junge geschlechtsreife Tiere trotz einer Paarungsumklammerung oft selbst durch intensives Beregnen nicht zur Eiablage zu bringen. Im natürlichen Lebensraum kommt es nach ausgiebigen Regenfällen oft zu einem Temperaturabfall um mehrere Grad, und durch diese Abkühlung wird offenbar die Ovulation ausgelöst, also das Heranreifen der dotterreichen Follikel an den Eierstöcken. Am besten gelingt dies, wenn man die gut genährten Zuchttiere für 3–7 Tage einer Kühlperiode von 17–19 °C aussetzt. Man kann dies nachstellen, indem man die Zuchtgruppe in einem kleinen Aquarium mit niedrigem Wasserstand und etlichen *Philodendron*-Ranken als Sitzwarte in einen ungeheizten Raum stellt. Die Tiere werden unter diesen niedrigen Temperaturen auch nachts nicht aktiv, sondern ruhen die ganze Zeit über in Schlafposition. Nach dieser Vorstimulation, die nur angewendet werden sollte, wenn die Tiere bei früheren Zuchtversuchen nicht spontan Eier gelegt haben, werden die Tiere nun sehr intensiv beregnet. Man kann sogar – wenn man die Regenkammer auch erst mit kaltem Wasser füllt und dann erst den Regelheizer in Betrieb nimmt – diesen Temperaturanstieg kontinuierlich nachempfinden. Nach ein bis zwei Nächten Beregnung mit 25 °C warmem Wasser rufen die ♂♂, und es folgt die Paarung und Eiablage der mittlerweile im Amplexus befindlichen Tiere, indem Eier in Ballen klarer Gallerte an Blätter geklebt werden. Männliche Lemur-Laubfrösche können während der Fortpflanzungszeit untereinander, aber auch gegenüber nicht laichbereiten ♀♀ ein Territorial- und Aggressionsverhalten zeigen, bei dem rangniedere Tiere umklammert oder abgedrängt werden. Wenn dieses Verhalten länger andauert, sollte man gestresste Tiere gegebenenfalls umsetzen oder von Anfang an nur ein ♂ pro Zuchtgruppe halten. Letzteres kann sich allerdings negativ auf eine gegenseitige Stimulation der ♂♂ auswirken (Jungfer & Weygoldt 1994, Proy 2000, Eisenberg 2003b, Eisenberg 2004b, Eisenberg 2006, Eisenberg 2019, Eisenberg & Kaesling 2012).

Halterangaben:

Auslöser (Reize) für Reproduktion (z. B. Änderungen Temperatur und/oder Luftfeuchtigkeit oder anderer Umgebungsvariablen, technische Vorrichtungen, tierpflegerische Handlungen): Kühlperiode von 2–7 Tagen bei 17–19 °C, dann kalte Beregnung, dann Beregnung für bis zu fünf Tage bei 22–25 °C (n=4) | vorausgehend trockenere Haltung ohne Beregnung für ca. vier Wochen (Wasserquelle verfügbar!), großzügige Fütterung, danach Beregnung (n=1) | vorausgehend trockenere Haltung, dann häufigeres Sprühen bei Bestehen eines Tiefdruckgebiets (n=1) | starke Beregnung in der Regenkammer (n=1) | k. A. (n=4).

Erste Nachzucht (NZ) im Jahr: 2004 (n=1) | 2006 (n=1) | 2015 (n=1) | 2018 (n=1) | 2022 (n=2) | 2023 (n=1) | k. A. (n=4).

Häufigkeit der NZ seither (Anzahl Gelege): regelmäßig (n=1) | (fast) jährlich (n=2) | insgesamt zweimal (n=1) | 2–3 x Jahr (n=2) | k. A. (n=5).

Wo werden die Eier abgelegt (Blätter/Scheiben/Gegenstände)? Blätter (n=3) | i. d. R. Blätter, selten Scheiben, Blumentopfaußenseite oder Wände (n=4) | k. A. (n=4).

Auf welche Unterlage werden die Eier abgelegt (Pflanzenart, Moos, Steine) und wo

	genau (Blattoberseite, -unterseite, -spitze)? <i>Philodendron</i>, <i>Monstera</i> spp.; Blattunterseite (n=3) beide Seiten (n=2) k. A. (n=6). Wie ist das Gelege strukturiert? Einzelne Eier, einfache Schicht (Monolayer), komplexes Gelege, Sonstiges (wie?): nach Aufquellen des Geleges komplexe Form, kann vom Blatt herabhängen (n=6) Monolayer (n=1) k. A. (n=4). Anzahl der Gelege pro ♀ bei einer Eiablage: 1 (n=3) 1–3 (n=3) k. A. (n=5). Anzahl der Gelege/♀/Jahr (Min.–Max.): 0–2 (n=2) 2–3 (n=3) 2–4 (n=1) k. A. (n=5). Anzahl der Eier/Gelege (Min.–Max.): 5–20 8–30 10–20 10–23 10–30 10–50 10–52 (für 17 Gelege, Mittelwert 18,8; jeweils n=1) k. A. (n=4).
Anzahl der befruchteten Eier pro Gelege (Min.–Max.)	80–100 % (n=1) 0–100 % (n=1) 0–100 % (Mittelwert aus 11 Gelegen: 68,1 %; n=1) 10–100 % (n=1) 10–23 Eier (n=1) fast keine (n=1) k. A. (n=5).
Anzahl der geschlüpften Embryonen pro Gelege (Min.–Max.)	80–100 % (n=1) 50–80 % (n=1) 0–53 (aus 11 Gelegen; n=1) 4–15 (n=1) 7–23 (n=1) 22 (n=1) 0–55 (n=1) k. A. (n=4).
Schlupfrate (Anzahl geschlüpfte Larven / Anzahl Eier)	0–95,6 % (Mittelwert aus 11 Gelegen: 39,5 %; n=1) 50–75 % (n=1) 73 % (n=1) > 75 % (n=4) k. A. (n=4).
Größe Jungfrösche (frisch metamorphosiert; Min.–Max.; in mm)	10–15 (n=1) 12–15 (n=1) 15–20 (n=3) 15–25 (n=1) k. A. (n=5).
Anzahl der metamorphosierten Jungfrösche pro Jahr	0–50 (n=1) 10–50 (n=1) 13 (n=1) 35 (n=1) 50–100 (n=1) 28–153 (n=1) k. A. (n=5).
Anzahl der Aufzuchtverluste bis zum 3. Monat	< 5 % (n=4) 0–10 % (n=1) 0–30 % (n=1) k. A. (n=5).
Haltungsbedingungen (Larven) / Technische Anforderungen an die Larvenaufzucht	Die Gelegeinkubation und Kaulquappenaufzucht gestalten sich ähnlich unproblematisch wie für die größeren Gattungsvertreter beschrieben. Je nachdem, ob man das Blatt mit dem Gelege abgeschnitten hat oder nicht, gelingt die Aufzucht unter gleichförmigen Bedingungen sowohl bei den Elterntieren als auch in einem separaten Aquarium. Die separate Aufzucht bietet einige Vorteile, z. B. sind keine Elterntiere mehr zugegen, die durch das Laufen über das Gelege Pilzinfektionen oder dessen Absturz ins Wasser verursachen können. Weiterhin kann auf diese Weise die Übertragung unentdeckter Parasiten der Elterntiere auf die Nachzuchten recht wirkungsvoll verhindert werden. Nicht selten kann es aber vorkommen, dass ein sich entwickelndes Gelege im Terrarium der Zuchttiere unentdeckt bleibt und sich plötzlich Larven im Wasserteil befinden. Die Inkubation der Gelege bis zum Schlupf der Larven erfolgt in einem kleinen Aquarium mit niedrigem Wasserstand und Sprudelstein (Luftausströmer). Das Blatt inklusive Gelege kann mit einer Wäscheklammer an die Außenseite einer halbierten Plastikflasche einige Zentimeter über der Wasseroberfläche angehängt oder – von etwas Wasser umspült – waagrecht in einer Petrischale inkubiert werden. Die Lufttemperatur sollte ca. 24 °C betragen und eine hohe Luftfeuchtigkeit herrschen. Fallen die Gelege nach der Ablage ins Wasser, so entwickeln sich die Eier nicht. Die am Blatt abgelegten Laichklumpen zeigen, wenn sie befruchtet sind, nach zwei bis drei Tagen eine Entwicklung. Zu dieser Zeit lässt sich der Embryo in jedem Ei als anfangs stabförmiges Gebilde erkennen. Nicht befruchtete Gelege sowie einzelne unbefruchtete Eier innerhalb eines Laichklumpens zeigen mit fortschreitender Inkubation keine Entwicklung – in diesen lässt sich oft ein Pilzbefall (<i>Saprolegnien</i>) feststellen, der Dotter setzt sich ab und die Gallerte trübt ein. Zwar entwickeln sich auch unmittelbar benachbarte Eier

manchmal problemlos weiter, das Entfernen solcher verpilzten Eier mit einem großlumigen Strohalm oder einer Biopsiestanze ist allerdings sicherer. Das Anwenden von pilzhemmenden Mitteln am Gelege bringt meist keinen Erfolg, weil der Pilz eher die Folge eines zuvor abgestorbenen Embryos ist. Die sich im Gelege entwickelnden Kaulquappen haben zunächst noch deutlich sichtbare Außenkiemen, die den Eimembranen innen anliegen und mit denen die Larve den ins Ei diffundierten Sauerstoff aufnimmt. Nach dem Schlupf bilden sie sich jedoch sehr schnell zurück, und die Atmung funktioniert nachfolgend zunächst über Innenkiemen, dann immer stärker über die sich ausbildenden Lungen.

Drei ♀♀ legten in einer Nacht fünf Gelege mit insgesamt 58 Eiern ab, von denen die Mehrzahl nach acht Tagen schlüpfte. Die schnellste Entwicklung bei 24–25 °C Wassertemperatur verlief in 70 Tagen. Die Größen der Gelege variierten beim Verfasser zwischen 10 und 52 Eiern, abgelegt in ein bis drei Gelegen eines Paares innerhalb einer Nacht. Andere Autoren schildern eine Entwicklung der Larven im Ei über 7–14 Tage, die Metamorphose erreichten die Jungfrösche nach 69–98 Tagen mit 21,5–24 mm Länge. Sobald die Kaulquappen Vorderbeine haben, stellen sie die Nahrungsaufnahme ein, bis der Schwanzrest vollständig resorbiert und der Umbau der Maulregion abgeschlossen ist. Bereits in diesem Stadium steigen sie an senkrechten Flächen aus dem Wasser, die Quappenpools müssen also abgedeckt werden. Bei der Metamorphose zeigen die jungen *A. lemur* schon die grünliche Färbung. Im Aquarium sind die Ausfälle bei ausreichend Wasservolumen, -qualität und Fütterung gering (Jungfer & Weygoldt 1994, Proy 2000, Eisenberg 2003b, Eisenberg 2004b, Eisenberg 2006, Eisenberg 2019, Eisenberg & Kaesling 2012).

Halterangaben:

Gesamtlänge frisch geschlüpfter Larven (in mm): geschätzt 4–5 (n=3) | 10 (n=2) | 10–13 (n=1) | k. A. (n=5).

Dauer der Larvalperiode (Eiablage bis Metamorphose; Min.–Max. [in Monaten]): 1–1,5 (n=1) | 1,5–2 (n=4) | i. d. R. 2–4 (Metamorphose zwischen erster und letzter Larve; n=1) | 3–10 (n=1) | k. A. (n=4).

Besondere Bedingungen und Anforderungen für die Larvenaufzucht (auch Technik und täglicher Zeitbedarf; Aufzählungen): sehr einfach in Glasaquarien ohne Bodengrund, täglich 10 Minuten Zeitbedarf, Becken mit Belüftungspumpe und Sprudelstein, Heizstab, temperiertes Leitungswasser ca. 24 °C, tägliche Fütterung mit Fischfutter, sporadisch mit Salat und Gemüse, wöchentlicher Wasserwechsel, täglicher Teilwasserwechsel und Anbieten von Futter guter Qualität sind essentiell, aber die Art ist generell einfach zu halten, nach dem Wachstum mindestens 1 l Wasser/Kaulquappe, Zusatz von Seemandelbaumblättern oder Quappentee zum Wasser (Tannine stabilisieren die Wasserqualität), je nach Anzahl der Larven täglich 20–60 Minuten Zeitbedarf, Kalziumzusatz zum Wasser | k. A. (n=4).

– Wassertemperatur (in °C): um 24 | ca. 24 tagsüber, 22 nachts | 25 | 23–25 (jeweils n=1) | 20–29 (n=2) | k. A. (n=4).

– Beleuchtung/Art/Tag-Nacht-Zyklus: Tageslicht (n=4) | 9 h Beleuchtung (n=1) | 12 h Beleuchtung (n=1) | 50-W-LED-Strip (12 h) und Tageslicht (n=1) | k. A. (n=4).

– Behältergröße (Länge x Breite x Höhe in cm): 25 x 30 x 20 | 45 x 30 x 15 | 60 x 30 x 30 | 40 l pro 30 Larven | 30 x 22 x 17 | 20 x 50 x 10 | 50 x 13 x 29 (jeweils n=1) | k. A. (n=4).

– Bodengrund/Einrichtung/Pflanzen: keine Einrichtung und Pflanzen (n=5) | Eichen- und Buchenlaub (n=1) | Java-Moos und schwimmende Wasserpflanzen, Seemandelbaumblätter (n=1) | k. A. (n=4).

– Wassertiefe (in cm): 7–10 | 10 | 12 | 18 | 25 (jeweils n=1) | 20 (n=2) | k. A. (n=4).

– Anzahl Tiere pro Behälter: 10 | 40 l Wasser pro 20–30 Larven (jeweils n=1) | 20 (n=2) | bis 50 (n=3) | k. A. (n=4).

– Filter (Art, Leistung): mechanischer Filter nur nachts, um Futterreste zu entfernen (n=1) | kein Filter (n=3) | Luftheber-Schwammfilter (n=3) | k. A. (n=4).

– Leitungswasser mit einigen Erlenzapfen (n=2) | keine (n=4) | Härte des Leitungswassers ca. 12 °dH (n=1) | tägliche Teilwasserwechsel (n=1) | k. A. (n=4).

	– Futter der Larven: Fischflockenfutter (n=3) rote Mückenlarven (n=1) getrocknete Wasserflöhe (n=1) Vipababy Futter und Mischung aus Spirulina, Blütenpollen, Fischfutter und Brennesselpulver (n=1) abwechslungsreiches Futter, bestehend aus Aronia-Pulver, Moringa-Pulver, Brennesselpulver, Fischflocken, Pleco-Tabletten/Waffeln, Kalzium-Pulver, Spirulina-Pulver, alles gemischt (n=1) Tetramin, Diskusfutter, Spirulina-Tabs (n=1) Repashy Super Green (n=1) k. A. (n=4). – Frequenz der Wasserwechsel: täglich (n=1) täglich ¼ bis ½ (n=1) jeden 2. Tag 50 % (n=1) wöchentlich (n=3) Teilwasserwechsel (½) einmal alle zwei Wochen (n=1) k. A. (n=4). – Art des Wassers (Regen-, Leitungs-, RO- etc.): Leitungswasser (n=6) RO-Wasser mit Mineralstoffen (n=1) k. A. (n=4).
Anzahl bzw. Prozentsatz der Nachzuchten, die adult bzw. geschlechtsreif werden	nicht bekannt, da meistens vorher abgegeben (n=1) 70–100 (n=1) > 90 % (n=3) k. A. (n=6).
Alter / Größe bei Erreichen der Geschlechtsreife	♂♂ 30 mm; ♀♀ 35–40 mm (n=3) ca. 1 Jahr für ♂♂, 1–2 Jahre für ♀♀ (n=1) ca. 1,5 Jahre für ♂♂, fast 2 Jahre für ♀♀ (n=1) k. A. (n=6).
Anzeichen für das Erreichen der Geschlechtsreife	Rufen und Brunftschwielen der ♂♂ und der größere Habitus der ♀♀ (n=2) Rufen der ♂♂, Amplexus (n=1) Rufen der ♂♂, Wachstum stagniert, Geschlechtsdimorphismus (n=1) Rufen der ♂♂, Eier im Bauch der ♀♀ erkennbar (n=1) k. A. (n=6).
Geschlechterverhältnis der Nachzuchten	unbekannt (n=1) 50/50 (♂♂:♀♀; n=3) 60/40 (♂♂:♀♀; n=1) k. A. (n=6).
Hinweise auf Missbildungen oder Krankheiten	keine Hinweise (n=3) keine Missbildungen, aber hohe Anfälligkeit für Parasiten, insbesondere Helminthen (<i>Strongyloides</i> sp.; n=2) Larvenverluste vermutlich durch Pilzinfektion oder bakterielle Infektion; Chytridpilz negativ (n=1) zwei Kaulquappen mit verzögerter Entwicklung, vor Metamorphose gestorben (n=1) k. A. (n=4).
Sterblichkeit der Larven bis zur Metamorphose	< 5 % (n=2) niedrige Mortalität (n=1) < 25 % (n=1) 10–50 % (n=1) 0–100 % (n=1) sehr hoch (n=1) k. A. (n=4).
Sterblichkeit in den ersten Lebensmonaten / -jahren nach Metamorphose	keine (n=1) < 5 % (n=3) 0–10 % (n=1) 0–30 % (n=1) k. A. (n=5).
Routinemäßige Untersuchung auf Amphibienkrankheiten und Parasiten	nein (n=3) Parasiten 4 x jährlich, andere Amphibienerkrankungen nur bei Eingang (n=1) regelmäßige mikroskopische Kotuntersuchungen (n=2) gelegentliche mikroskopische Kotuntersuchungen (n=1) zweimalige Kotkontrolle jeder neuen Gruppe und mindestens 2 <i>Bd</i> -Tests (n=1) tägliche Kontrolle auf Auffälligkeiten (n=1) k. A. (n=3).
Quarantäne (Art und Umfang)	bisher keine Neuzugänge (n=1) separate Quarantäne für zwei Wochen (n=1) drei

	Wochen (n=1) mindestens vier Wochen (n=4) mindestens vier bis sechs Monate ¹⁸ gemäß Eisenberg (2003a, 2004a; n=1) k. A. (n=3).
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Zuchtversuche in Regenkammer haben zum Amplexus geführt, aber nicht zum Ablai-chen, vorher Temperatur auf < 20 °C gebracht, vermutlich war die Laichbildung beim ♀ noch nicht weit genug fortgeschritten, weitere Zuchtversuche stehen aus (n=1) der erste Versuch der Larvenaufzucht war leider nicht erfolgreich, die Larven sind alle nach und nach gestorben (n=1) eventuell sollte die Beckengröße der Anzahl der Frösche angepasst werden, um eine bessere Futteraufnahme zu gewährleisten. Nach Eindruck dieses Halters wurden Futtertiere schlecht gefunden, wenn das Becken zu groß ist. Weiterhin folgte die Empfehlung, dass Bohnenkäfer als Einstiegsfutter sehr gut geeignet sind, um damit die Frösche dann auch an andere Futtertiere wie Grillen oder Heimchen gewöhnen zu können (n=1) k. A. (n=7).
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	(relativ, sehr) selten (n=5) oft gehalten, aber nicht oft gezüchtet. Ich denke, dass viele Leute nicht versuchen, die Frösche zu züchten oder sie verlieren, weil sie das Terrarium nicht oft genug reinigen (n=1) k. A. (n=5).
Vermehrung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	ja (n=3) nein (n=3) k. A. (n=5).
Kommerzielle Nachzucht	ja (n=1) nein (n=10).
Befragungen	176 Personen wurden angeschrieben und erinnert; weiterhin als Verteiler an die DGHT AG Anuren sowie als Befragung in Instagram-Gruppe „Glass Frog Breeding COOP“ (3.600 Mitglieder) und WhatsApp-Gruppe „Dendrobatens Germany“ (201 Mitglieder): 11 Antworten zu dieser Spezies (UK, Italien, Belgien, Tschechien, jeweils n=1, Deutschland, n=7, darunter Teilnehmer des <i>A. lemur</i> -Zuchtprogramms von Citizen Conservation, n=5).

Für *Agalychnis lemur* gibt es ein EAZA-Zuchtbuch (ESB) für die in Zoos gehaltenen Frösche, das seit 2024 von Kristofer Forsater in Nordens Ark (Schweden) geführt wird (EAZA 2024).

Die ex-situ-Zucht von *A. lemur* findet in menschlicher Obhut schon viele Jahre erfolgreich in Europa, aber z. B. auch im Botanischen Garten Atlanta statt, wo ein Erhaltungszuchtprojekt für die Art besteht und *A. lemur* regelmäßig als Flaggschiffart für vom Aussterben bedrohte Amphibien präsentiert wird. In Panama wird die Art im El Valle Amphibian Conservation Center in Rahmen eines ex-situ-Zuchtprogramms vermehrt.

Seit 2018 wird die Art im Rahmen von Citizen Conservation von Zoos und Privatpersonen gehalten und gezüchtet, derzeit sind 9 Privathalter mit 52 Tieren an diesem Zuchtprogramm beteiligt, für welches der Verfasser die Gründerpopulation bereitgestellt hat (Eisenberg 2019).

¹⁸ Hierfür eignen sich kleinere, steril eingerichtete Terrarien (z. B. 30 x 60 x 20 cm) mit Front- und Deckel-Draht-gaze-Lüftung und Rankpflanzen (*Philodendron* spp.) ohne Bodengrund. Als Wasserreservoir dient ein Wassergraben mit Überlauf. Die Quarantäne sollte mindestens acht Wochen bis zu sechs Monate betragen. In dieser Zeit wird per PCR auf *Batrachochytrium dendrobatidis*, *Batrachochytrium salamandrivorans*, Ranavi-rus, Chlamydien und Brucellen sowie koproskopisch auf Parasiten untersucht (T. Eisenberg, unveröffent-lichte Daten).

Zitierte und weiterführende Publikationen

- ANAM (2011): Plan de accion para la conservacion de los anfibios en Panama. Panama City (Autoridad Nacional del Ambiente): 28 pp.
- Boulenger, G.A. (1882): Catalogue of the Batrachia Salientia s. Ecaudata in the Collection of the British Museum. Second Edition. London (Taylor & Francis): 503 pp.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – Inclusion of *Agalychnis lemur* in Appendix II. CITES CoP19, Proposal 35: 14 pp.
- Citizen Conservation (2022): Citizen Conservation – aktuelle Bestandsentwicklung 1/2022. <https://citizen-conservation.org/news/halbjahresbilanz-2022-1/> (Letzter Zugriff: 20.06.2022).
- Duellman, W.E. (2001): The Hylid Frogs of Middle America. 2nd edition. Ithaca, New York, USA (Society for the Study of Amphibians and Reptiles; Contributions to Herpetology 18): 1250 pp.
- EAZA (2024): EAZA Ex-situ Programme overview April 2024. <https://www.eaza.net/assets/Uploads/CCC/Other/April-2024.pdf> (Letzter Zugriff: 20.05.2024).
- Eisenberg, T. (2003a): Wie sollte eine fachgerechte Quarantäne durchgeführt werden? Reptilia 8(1), Heft 39: 66-71.
- Eisenberg, T. (2003b): Erfahrungen bei der Pflege und Nachzucht des Rotaugenlaubfrosches *Agalychnis callidryas* (Cope, 1862). elaphe N. F. 11(3): 23-32.
- Eisenberg, T. (2004a): Prophylaxe statt Therapie – Haltungsbedingte Erkrankungen bei Terrarientieren vermeiden. Reptilia 9(1), Heft 45: 16-25.
- Eisenberg, T. (2004b): Der Rotaugenlaubfrosch *Agalychnis callidryas*. Münster (NTV Verlag): 64 pp.
- Eisenberg, T. (2006): Haltung und Vermehrung von Morelets Laubfrosch, *Agalychnis moreletii* (Duméril, 1853). Reptilia 11(6), Heft 62: 63-70.
- Eisenberg, T. & J. Kaesling (2012): Rotaugenlaubfrösche: Die Gattungen *Agalychnis* und *Cruziohyla*. Münster (NTV Verlag): 192 pp.
- Eisenberg, T. (2019): Citizen Conservation #Amphibians: Basic Information and Husbandry Guidelines for *Agalychnis lemur*, Lemur Leaf Frog. <https://citizen-conservation.org/knowledge/downloads/?lang=en> (downloaded 20.01.2024).
- Garcia-Rodriguez, A., G. Chaves, C. Benavides-Varela & R. Puschendorf (2012): Where are the survivors? Tracking relictual populations of endangered frogs in Costa Rica. Diversity and Distributions 18(2): 204-212.
- Gomez-Mestre, I., J.J. Wiens & K.M. Warkentin (2008): Evolution of adaptive plasticity: risk-sensitive hatching in neotropical leaf-breeding treefrogs. Ecological Monographs 78(2): 205-224.
- Gosner, K.L. (1960): A simplified table for staging anuran embryos and larvae with notes on identification. Herpetologica 16(3): 183-190.
- Gratwicke, B., H. Ross, A. Batista, G. Chaves, A.J. Crawford, L. Elizondo, A. Estrada, M. Evans, D. Garelle, J. Guerrel, A. Hertz, M. Hughey, C.A. Jaramillo, B. Klocke, M. Mandica, D. Medina, C.L. Richards-Zawacki, M.J. Ryan, A. Sosa-Bartuano, J. Voyles, B. Walker, D.C. Woodhams & R. Ibáñez (2016): Evaluating the probability of avoiding disease-related extinctions of Panamanian amphibians through captive-breeding programs. Animal Conservation 19(4): 324-336.
- Hertz, A., S. Lotzkat, A. Carrizo, M. Ponce, G. Köhler & B. Streit (2012): Field notes on findings of threatened amphibian species in the central mountain range of western Panama. Amphibian and Reptile Conservation 6(2): 9-30.
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2020): *Agalychnis lemur*. The IUCN Red List of Threatened Species 2020: e.T55855A3033153.

- Jungfer, K.-H. & P. Weygoldt (1994): The reproductive biology of the Leaf frog *Phyllomedusa lemur* Boulenger, 1882, and a comparison with other members of the Phyllomedusinae (Anura: Hylidae). *Revue française d'aquariologie* 21(1-2): 57-64.
- Kubicki, B. (2004). Leaf Frogs of Costa Rica/Ranas de Hoja de Costa Rica. Instituto Nacional de Biodiversidad (San José, Costa Rica): 117 pp.
- Leenders, T. (2016): Amphibians of Costa Rica, A Field Guide. Zona Tropical Publications. Ithaca (Cornell University Press): 512 pp.
- Lips, K.R., F. Brem, R. Brenes, J.D. Reeve, R.A. Alford, J. Voyles, C. Carey, L. Livo, A.P. Pessier & J.P. Collins (2006): Emerging infectious disease and the loss of biodiversity in a Neotropical amphibian community. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 103(9): 3165-3170.
- Mebert, K. (2011): *Agalychnis lemur* (Boulenger, 1882). *elaphe* 2011 (4): 72-73.
- Petchey, A., A. Gray, C. Andrén, T. Skelton, B. Kubicki, C. Allen & R. Jehle (2014): Characterisation of 9 polymorphic microsatellite markers for the Critically Endangered lemur leaf frog *Agalychnis lemur*. *Conservation Genetics Resources* 6: 971-973.
- Proy, C. (2000): Unterschiedliche Temperaturverläufe und künstliche Beregnung zur Stimulierung der Paarung bei zwei Greiffröschen (*Phyllomedusa lemur* und *Agalychnis annae*). *Herpetofauna* 22(128): 29-34.
- Savage, J. M. (2002): The Amphibians and Reptiles of Costa Rica: A Herpetofauna between Two Continents, between Two Seas. Chicago (University of Chicago Press): 954 pp.
- Scheele, B.C., M. Hollanders, E.P. Hoffmann, D.A. Newell, D.B. Lindenmayer, M. McFadden, D.J. Gilbert & L.F. Grogan (2021): Conservation translocations for amphibian species threatened by chytrid fungus: A review, conceptual framework, and recommendations. *Conservation Science and Practice* 3(11): e524.
- Skelton, T. (2012): *Agalychnis lemur*. Amphibian Ark (AARK Ex situ Management Guidelines): 5 pp. <https://www.amphibianark.org/husbandry-documents/> (Letzter Zugriff: 21.01.2024).
- Solís, F., R. Ibáñez, J. Savage, C. Jaramillo, Q. Fuenmayor, B. Kubicki, A. Pounds, G. Chaves, K.-H. Jungfer & K. Lips (2008): *Hylomantis lemur*. The IUCN Red List of Threatened Species 2008: e.T55855A11381418.
- Urbina-Cardona, N.J. & R.D. Loyola (2008): Applying Niche-Based Models to Predict Endangered-Hylid Potential Distributions: Are Neotropical Protected Areas Effective Enough? *Tropical Conservation Science* 1(4): 417-445.
- van Eijsden, E.H.T. (1977): Notities over *Phyllomedusa lemur*. *Lacerta* 35(12): 175-181.
- Voyles, J., D.C. Woodhams, V. Saenz, A.Q. Byrne, R. Perez, G. Rios-Sotelo, M.J. Ryan, M.C. Bletz, F.A. Sobell, S. McLetchie, L. Reinert, E.B. Rosenblum, L.A. Rollins-Smith, R. Ibáñez, J.M. Ray, E.J. Griffith, H. Ross & C.L. Richards-Zawacki (2018): Shifts in disease dynamics in a tropical amphibian assemblage are not due to pathogen attenuation. *Science* 359(6383): 1517-1519.
- Woodhams, D.C., J. Voyles, K.R. Lips, C. Carey & L.A. Rollins-Smith (2006): Predicted disease susceptibility in a Panamanian amphibian assemblage based on skin peptide defenses. *Journal of Wildlife Diseases* 42(2): 207-218.

Tobias Eisenberg (15.08.2024)

Caudata – Schwanzlurche

Salamandridae

Laotriton laoensis (Stuart & Papenfuss, 2002)

Art	Erstbeschreibung	Trivialname Deutsch	Trivialname International	Bekannt im Handel
<i>Laotriton laoensis</i>	(Stuart & Papenfuss, 2002)	Laos-Warzenmolch	Laos warty newt	ja

Abb. 63: *Laotriton laoensis* (alle Fotos P. Bachhausen)

- a adultes ♀
- b ♂ Bauchzeichnung
- c Jungtiere 3 Monate nach der Metamorphose
- d Eier in Serie, Eiablage zwischen langblättriges Laub. Blatt auf einer Seite entfernt
- e F2 Nachzucht, Beginn der Metamorphose
- f Eier, Entwicklungsstand ca. 2 Wochen nach Ablage.

Morphologie und Taxonomie

Laotriton (Dubois & Raffaëlli 2009) ist eine monotypische Gattung, die den Laos-Warzenmolch seit 2009 als einzigen Vertreter der Gattung morphologisch (Stuart & Papenfuss 2002) und molekularbiologisch (Zhang et al. 2008) von der Gattung *Paramesotriton* abgrenzt. In 2002 wurde die Art als *Paramesotriton laoensis* beschrieben.

Es handelt sich um einen sehr großen Molch mit einer Gesamtlänge von 170–190 mm. Die ♀♀ erreichen bis zu 230 mm (Bachhausen 2007), wobei etwa die Hälfte auf den Schwanz entfällt. Der Schwanz der ♀♀ ist verhältnismäßig länger als jener der ♂♂.

Der Körper erscheint insgesamt kräftig. Der Kopf ist breit und stumpf. Der Rücken weist zwei warzige Lateralleisten und eine Medialleiste auf. Die Grundfarbe ist schwarz. Entlang der drei Rückenleisten, im Bereich der Parotoiden, auf der Kopfoberseite und auf den Vorderbeinen zeigen die Tiere eine charakteristische Färbung in meist intensivem Schwefelgelb (zuweilen auch bräunlich oder leicht orange).

Die gelbe Zeichnung ist individuell verschieden und kann bei adulten Tieren als Erkennungsmerkmal herangezogen werden. Zuweilen kann das Gelb die gesamte Rückenfläche einnehmen. Am Kopf treten die Parotoiden deutlich hervor und sind ebenfalls gelb gefärbt. Der Bauch ist schwarz mit großen, leuchtend orangenen unregelmäßig angeordnete Flecken. Das erste Drittel der unteren Kante des Schwanzes und die Kloake sind ebenfalls orangerot. Die Rückenhaut weist neben den warzigen Leisten noch zahlreiche zusätzliche Warzen auf, die an den Flanken schwächer ausgebildet sind und am Bauch fehlen.

Der Geschlechtsdimorphismus ist in der Fortpflanzungsperiode besonders deutlich ausgeprägt. Die ♂♂ zeigen dann ein silberblaues Band an den Schwanzseiten, das aus zahlreichen Flecken besteht. Die silberblaue Zeichnung ist in der übrigen Zeit zwar verblasst, aber als graue Zeichnung weiterhin erkennbar. Neben dem längeren Schwanz zeigt das ♀ auch eine etwas in die Länge gezogene Kloake, während die des ♂ flach halbkugelförmig ist. Die weibliche Kloake stülpt sich in der Laichzeit kegelförmig bis zu ca. 10 mm vor.

Die Iris des Auges von *L. laoensis* ist vollkommen schwarz.

Die Jungtiere zeigen schon in der Metamorphose deutliche gelb/orange Rückenlinien. Die Färbung der Bauchzeichnung bildet sich in den ersten Monaten nach der Metamorphose heraus.

Verbreitung und Lebensraum

Terra typica: Laos, Saysamboun Sonderzone, in Gumpen des Houay Sang Kat Baches (18° 52' 49" N 103° 06' 32" E; 1160 m) am Fuß des Phou Sang Kat Berges, Provinz Xieng Khouang.

Weitere Vorkommen wurden in Houay Pa Tin und in der Provinz Phoukhout von Xieng Khouang in der Nähe von Ban Nyot Phae im Norden des Landes auf einer Höhe von 1.450–1.500 m gefunden (Bachhausen & Espallargas 2008). Insgesamt sind die Vorkommensgebiete klein und umfassen nach den derzeitigen Daten eine Fläche von nur 556 km² (Raffaëlli 2007).

L. laoensis ist ein spezialisierter Fließwasserbewohner der in langsam strömenden 1–4 m breiten Bächen um 1.500 m vorkommt. Diese sind relativ kühl (16–20 °C) und teilweise kaum beschattet. Die Bäche bilden einige Kolke. Die Wassertemperatur betrug im August 19 °C. (Bachhausen & Espallargas 2008). Die Gewässer weisen viele kleine Wasserfälle auf und werden als vegetationslos beschrieben, besitzen allerdings eine teilweise ins Wasser hängende Ufervegetation. Ihr Boden ist von Sand, Geröll und größeren Felsbrocken bedeckt. Die adulten Tiere sind vor allem in den tiefen Kolken (teilweise mehr als 1,5 m) zu finden, wo die Strömung

abnimmt. Die Jungtiere gehen nach der Metamorphose zunächst an Land, entfernen sich aber höchstens wenige Meter vom Ufer.

Individuen der Gattung *Laotriton* sind im Gegensatz zu den Vertretern der nächstverwandten Gattung *Paramesotriton* nicht territorial. Sie sind im Habitat auch tagaktiv. Es wurde bisher keine innerartliche Aggressivität beobachtet (Raffaelli 2007).

Schutzstatus und Gefährdungsfaktoren

CITES-Anhang II seit 2022 (CoP19 Proposal 36), mit einer jährlichen Exportquote von 0 für Wildfänge zu kommerziellen Zwecken.

Verordnung (EG) Nr. 338/97 Anhang B.

Nationaler Schutzstatus in Deutschland nach BNatSchG/BArtSchV: Besonders geschützt.

Im Landesgesetz von Laos zum Schutz von Wildtieren und Gewässern seit 2008 in Kategorie I eingeordnet, d. h. der Fang für den Handel ist seither vollständig verboten.

Gefährdungskategorie in der Roten Liste der IUCN

Stark Gefährdet – EN (Endangered B1ab(iii,v), assessed October 16, 2013).

Gefährdungsfaktoren

Die Hauptbedrohung für diese Art ist, trotz gesetzlicher Schutzmaßnahmen, der Fang für den internationalen Heimtierhandel, die medizinische Verwendung und den lokalen Verzehr (Phimmachak et al. 2012; Rowley & Stuart 2014). Da die Molche tagaktiv und auf dem Rücken auffällig hell gefärbt sind und auf dem Grund von flachen und klaren Gewässern leben, können sie dort – insbesondere während der Fortpflanzungszeit – schnell, einfach und in großer Zahl abgesammelt werden (Stuart & Papenfuss 2002, Phimmachak et al. 2012). Es ist durchaus möglich, alle geschlechtsreifen Exemplare innerhalb weniger Tage an einem Standort einzusammeln, weshalb sie manchmal sogar als „Hunderte“ von Exemplaren oder kiloweise verkauft wurden (S. Phimmachak & B. L. Stuart pers. Beob. Mitte Oktober 2013). Neue Straßen, die innerhalb des bekannten Verbreitungsgebiets der Art gebaut werden, erleichtern das Erreichen weiterer Gewässer und auch den schnellen Abtransport der gefangenen Tiere. Auch der Verlust und die Veränderung von Lebensräumen sind eine Bedrohung für die Art. Obwohl diese Molche sich wahrscheinlich an kleinere menschengemachte Veränderungen des Lebensraums anpassen können, leiden sie unter den schwerwiegenden Veränderungen der Wasserqualität oder des Wasserflusses in den Bächen und unter intensivem Abbrennen von Grasland in der Nähe der Bäche, d. h. dem Lebensraum der Jungtiere (Phimmachak et al. 2012).

Reproduktionsdaten

Thema	Angaben zur Reproduktion von <i>Laotriton laoensis</i>
Sekundäre Geschlechtsmerkmale	Während der Paarungszeit deutliche Geschlechtsunterschiede: Bei ♂♂ stärkere Seitenkanten und höheren Schwanzsaum als bei ♀♀. ♂♂ haben eine geschwollene Kloake und einen silberweiß irisierenden Streifen auf dem Schwanz.
Fortpflanzungsweise	Ovipar, innere Befruchtung.
Geschlechtsreife	In Menschenobhut ♂♂ 3–4 Jahre, ♀♀ 4–5 Jahre, im natürlichen Lebensraum wahrscheinlich länger.

Paarung und Eiablagestellen	Einzel, oder bevorzugt in kleinen Serien, zwischen langen Blättern der Unterwasservegetation.
Fortpflanzungs-saison	Winter bei Wassertemperaturen von 16–18 °C.
Anzahl Eier / Gelege, Anzahl Gelege / Jahr	Etwa 100–300 Eier/Jahr.
Eigröße / Schlupfgröße	Die Eier haben einen inneren Durchmesser von etwa 2,5–3 mm; mit Gallerthülle von 3,5 x 5 mm. Schlupfgröße ca. 1,2–1,5 cm Gesamtlänge.
Entwicklungsdauer	4–5 Wochen bei 18–20 °C. Zeit bis zur Metamorphose 3–6 Monate, abhängig von den Haltungsbedingungen.
Geschlechtsbestimmung	Bei Jungtieren zunächst nicht möglich, bei semiadulten Tieren immer noch sehr schwierig. Während der Paarungszeit jedoch sehr einfach, ansonsten bei genauerer Betrachtung gut möglich.
Spermien-speicherung	Nicht bekannt.

Haltung und Nachzucht B/B

Thema	Angaben für <i>Laotriton laoensis</i>
Trigger (Reize) für die Reproduktion	Zur Fortpflanzung ist im Spätherbst eine Temperaturabsenkung auf 15–16 °C erforderlich. Ein erneuter Anstieg der Temperatur löst ab 16–18 °C die Eiablage aus.
Haltungsansprüche	Aquatile Haltung mit jahreszeitlich angepassten Temperaturen zwischen 15 und 25 °C. Aquariengröße: ab 100 x 40 cm, Wassertiefe: 30–50 cm.
Allgemeine Besonderheiten, Schwierigkeiten bei Haltung und Zucht	Adulte Tiere können als Paare oder in Gruppen in ausreichend großen Aquarien (Mindestmaße z. B. 100 x 40 x 40 cm) gehalten werden. Mehrere Versteckmöglichkeiten und zumindest ein kleiner Landteil sind erforderlich. Zur Eiablage müssen Pflanzen mit langblättrigen Strukturen oder vergleichbare Kunststoffstreifen angeboten werden. Regelmäßiger, großzügiger Wasserwechsel und Auffüllen mit kühlerem Wasser trägt zur Paarungsbereitschaft bei. Neu in den Bestand aufgenommene Tiere könnten Träger des Salamanderpilzes Bsal sein. Bei der Übernahme und bei der Weitervermittlung sollte hierauf untersucht werden.
Anforderung und Aufwand bei Aufzucht der Jungtiere	Die Eier sollten aus dem Behälter der Elterntiere entfernt werden, da diese sowohl Eier wie auch Larven der eigenen Art fressen. Für die Aufzucht der Larven sind sehr hygienische Bedingungen erforderlich; sie erfolgt bei Temperaturen von ca. 19 °C. Die Aufzucht der frisch metamorphosierten Tiere bedarf ebenfalls größter Aufmerksamkeit bezüglich Hygiene und Angebot verschiedener Feuchtigkeitsbereiche.
Lebenserwartung in Haltung	Da die Art erst seit 2002 bekannt ist, kann die Lebenserwartung nur geschätzt werden. Sie liegt vermutlich bei über 30 Jahren. Erfolgreich reproduzierende Tiere mit einem Alter von mindestens 23 Jahren sind bekannt.
Häufigkeit der Zucht in Privathand und in Zoos	Wenige Privathalter – seit 2007 regelmäßige Nachzuchten; bis zur F3 Generation. Wurde bzw. wird auch in einigen Zoos gehalten und gezüchtet, die erste Zoo-Nachzucht erfolgte wohl 2016 im Zoo in Newquay (Graf et al. 2024).
Bewertung der Zuchtschwierigkeiten	Problemlos bei erfahrenen Züchtern. Hoher Hygienestandard bei Larven und Jungtaufzucht.
Sterblichkeit in den	Bei optimalen Haltungsbedingungen gering, jedoch hohe Verluste bei suboptimaler

ersten Lebensjah- ren	Haltung!
Fortpflanzung in Menschenobhut bis zur F2-Generation	Wiederholte Nachzuchterfolge bis F3 Generation sind dokumentiert (Bachhausen 2017).
Kommerzielle Nachzucht / Ratching	Kein kommerzieller Züchter in der EU bekannt.
Befragungen	16 private Züchter.

Zitierte und weiterführende Publikationen

- Bachhausen, P. (2006): Laos-Warzenmolch *Laotriton laoensis*. <http://www.salamanderseiten.de/paramesotriton/laoensis/laoensis.htm> (Letzter Zugriff: 11.10.2023).
- Bachhausen, P. (2007): „Edelmolche“ der Gattung *Paramesotriton* – der Vietnamesische und der Laos Warzenmolch. *Reptilia* 12(4): 56-63.
- Bachhausen, P. (2008): Haltung und Nachzucht des Laos Warzenmolches (*Paramesotriton laoensis*). *Amphibia* 7(2): 8-10.
- Bachhausen, P. (2009): Haltung und Nachzucht des Laos Warzenmolches – *Paramesotriton* syn: *Paramesotriton*) *laoensis*. Teil 2. *Amphibia* 8(2): 5-9.
- Bachhausen, P. (2013): *Laotriton laoensis* (Stuart & Papenfuss, 2002) – Laos-Warzenmolch. In: Schultschik, G. & W.-R. Grosse (Hrsg.): *Threatened Newts and Salamanders of the World – Captive Care Management / Gefährdete Molch- und Salamanderarten der Welt – Richtlinien für Erhaltungszuchten*. Mannheim (Supplement zu Salamandra). *Mertensiella* 20: 178 pp.
- Bachhausen, P. (2017): Conservation Breeding of the Laos Warty Newt (*Laotriton laoensis*) until the F3-Generation. *Der Zoologische Garten* 86(1-6): 4-17.
- Bachhausen, P. & G. Espallargas (2008): Nachzucht des Vietnamesischen und des Laos Warzenmolches. *Reptilia* 13(2): 51-60.
- CITES (2022): Consideration of proposals for amendment of Appendices I and II – To list *Laotriton laoensis*, endemic to the Lao People's Democratic Republic, in CITES Appendix II. CITES CoP19, Proposal 36: 18 pp.
- Dubois A. & J. Raffaëlli (2009): A new ergotaxonomy of the family Salamandridae Goldfuss, 1820 (*Amphibia*, *Urodela*). *Alytes* 26(1-4): 1-85.
- Graf, R., J. Pfeleiderer, M. Fritsche et al. (2024): Zootierliste. Laos-Warzenmolch. <https://www.zootierliste.de> (Letzter Zugriff: 02.10.2024).
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group (2014) *Laotriton laoensis*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T59461A47152908.
- Laking, A.E., H.N. Ngo, F. Pasmans, A. Martel & T.T. Nguyen (2017): *Batrachochytrium salamandri-vorans* is the predominant chytrid fungus in Vietnamese salamanders. *Scientific Reports* 7(44443): 1-5.
- Pasmans, F., S. Bogaerts, H. Janssen & M. Sparreboom (2014): Molche und Salamander –halten und züchten. Münster (Natur und Tier): 248 pp.
- Phimmachak, S., B.L. Stuart & N. Sivongxay (2012): Distribution, natural history, and conservation of the Lao Newt (*Laotriton laoensis*) (Caudata: Salamandridae). *Journal of Herpetology* 46(1): 120-128.
- Raffaëlli J. (2013): *Les Urodèles du Monde*. Deuxième édition. Plumelec (Penclén édition): 472 pp.

- Rowley, J.J.L. & B. Stuart (2014): Amphibian Conservation in Vietnam, Laos, and Cambodia. *Amphibian Biology* 11(1): 264-280.
- Stuart B.L. & T.J. Papenfuss (2002): A new salamander of the genus *Paramesotriton* (Caudata: Salamandridae) from Laos. *Journal of Herpetology* 36(2): 145-148.
- Zhang, P., T.J. Papenfuss, M.H. Wake, L. Qu & D.B. Wake (2008): Phylogeny and biogeography of the family Salamandridae (Amphibia: Caudata) inferred from complete mitochondrial genomes. *Molecular and Phylogenetic Evolution* 49(2):586-597.

Paul Bachhausen (14.10.2023).

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1:	<i>Physignathus cocincinus</i>	20
Abb. 2:	Adultes trächtiges ♀ von <i>Cyrtodactylus jeyporensis</i>	43
Abb. 3:	<i>Tarentola chazaliae</i>	50
Abb. 4:	Nachzucht von <i>Tarentola chazaliae</i>	58
Abb. 5:	<i>Phrynosoma</i> spp. – einige lebendgebärende (ovovivipare) Arten.....	74
Abb. 6:	<i>Phrynosoma</i> spp. – weitere lebendgebärende (ovovivipare) Arten	75
Abb. 7:	<i>Phrynosoma</i> spp. Terrarienhaltung	84
Abb. 8:	<i>Phrynosoma</i> spp. Freilandhaltung im Südwesten Deutschlands.	85
Abb. 9:	<i>Phrynosoma</i> spp. – einige eierlegende (ovipare) Arten.....	89
Abb. 10:	<i>Phrynosoma</i> spp. – weitere eierlegende (ovipare) Arten	90
Abb. 11:	Nachzucht von <i>Phrynosoma modestum</i> und <i>P. platyrhinos</i>	103
Abb. 12:	<i>Tiliqua adelaidensis</i>	146
Abb. 13:	Zucht von <i>Tiliqua adelaidensis</i>	153
Abb. 14:	Unterscheidungsmerkmale der beiden <i>Chelus</i> -Arten	160
Abb. 15:	Festhalten von großen, kräftigen Schildkröten.....	178
Abb. 16:	Handhabung von Weichschildkröten	179
Abb. 17:	<i>Macrochelys temminckii</i>	181
Abb. 18:	Unterscheidungsmerkmale der <i>Chelydra</i> -Arten	194
Abb. 19:	Jungtiere verschiedener <i>Chelydra</i> spp.	202
Abb. 20:	adulte megacephale <i>Graptemys</i> spp.....	214
Abb. 21:	Nachzucht der megacephalen <i>Graptemys</i> spp.	224
Abb. 22:	<i>Batagur kachuga</i> Zucht	236
Abb. 23:	Importierte <i>Cuora galbinifrons</i> aus dem Zoohandel in Deutschland in den 1990er-Jahren.....	243
Abb. 24:	<i>Rhinoclemmys</i> -Arten	255
Abb. 25:	Geografische Variation des Kopfmusters bei <i>Rhinoclemmys melanosterna</i>	256
Abb. 26:	<i>Rhinoclemmys</i> Zucht.....	265
Abb. 27:	<i>Claudius angustatus</i>	290
Abb. 28:	Nordamerikanische Schlammschildkröten	307
Abb. 29:	Mittelamerikanische Schlammschildkröten.....	308
Abb. 30:	Schlammschildkröten aus tropischen Gebieten.....	309
Abb. 31:	Unterscheidungsmerkmale der <i>Staurotypus</i> -Arten	343
Abb. 32:	adulte <i>Sternotherus</i> spp.	356

Abb. 33:	<i>Sternotherus</i> -Zucht.....	365
Abb. 34:	Merkmale der <i>Apalone</i> -Arten	376
Abb. 35:	Zucht von <i>Apalone</i> spp.	387
Abb. 36:	<i>Nilssonia leithii</i>	400
Abb. 37:	Ventralansicht eines ♀ von <i>Hyalinobatrachium fleischmanni</i>	406
Abb. 38:	Mundfeld einer Kaulquappe am Beispiel von <i>Scinax perereca</i> (Hylidae)	407
Abb. 39:	Fotos einer Aquarienanlage für die Nachzucht von Glasfröschen.....	411
Abb. 40:	<i>Celsiella vozmediano</i> i, Peninsula de Paria, Sucre, Venezuela	435
Abb. 41:	<i>Centrolene</i> -Arten	441
Abb. 42:	<i>Chimerella</i> -Arten	480
Abb. 43:	<i>Cochranella</i> -Arten	487
Abb. 44:	<i>Cochranella granulosa</i> , Nachzucht in Menschenobhut.	509
Abb. 45:	<i>Espadarana</i> -Arten	512
Abb. 46:	<i>Espadarana prosoblepon</i> Nachzucht.....	525
Abb. 47:	<i>Hyalinobatrachium</i> -Arten.....	529
Abb. 48:	<i>Hyalinobatrachium</i> -Arten II.....	530
Abb. 49:	Nachzucht von <i>Hyalinobatrachium fleischmanni</i>	559
Abb. 50:	Nachzucht von <i>Hyalinobatrachium valerioi</i>	560
Abb. 51:	<i>Ikakogi tayrona</i>	570
Abb. 52:	<i>Nymphargus</i> -Arten	577
Abb. 53:	<i>Nymphargus</i> -Arten II	578
Abb. 54:	<i>Rulyrana</i> -Merkmale.....	610
Abb. 55:	<i>Sachatamia</i> -Arten	620
Abb. 56:	<i>Sachatamia albomaculata</i> Nachzucht	632
Abb. 57:	<i>Teratohyla</i> -Arten	634
Abb. 58:	<i>Teratohyla</i> Zucht	648
Abb. 59:	<i>Vitreorana</i> -Arten	650
Abb. 60:	<i>Vitreorana</i> spp., Fortpflanzung	656
Abb. 61:	<i>Agalychnis lemur</i>	660
Abb. 62:	Nachzucht von <i>Agalychnis lemur</i>	665
Abb. 63:	<i>Laotriton laoensis</i>	675

Abkürzungsverzeichnis

Stichwort	Erklärung
a	Annum (Jahr, Jahre)
BArtSchV	Bundesartenschutzverordnung – Verordnung zum Schutz wildlebender Tier- und Pflanzenarten, vom 16. Februar 2005 (BGBl. I S. 258, 896), die zuletzt durch Artikel 10 des Gesetzes vom 21. Januar 2013 (BGBl. I S. 95) geändert worden ist.
BfN	Bundesamt für Naturschutz
BGBl	Bundesgesetzblatt
BMEL	Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft, Herausgeber der Gutachten zu Mindestanforderungen für die Haltung verschiedener Tierarten
BMUV	Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz, nukleare Sicherheit und Verbraucherschutz
BNatschG	Bundesnaturschutzgesetz (Gesetz über Naturschutz und Landschaftspflege) – in Kraft getreten am 01.03.2010, zuletzt geändert durch Gesetz vom 18.08.2021 (BGBl. I S. 3908) m.W.v. 31.08.2021
CB	Synonym verwendet für ein Nachzuchttier, wörtlich „Captive Bred“
CL	Carapax-Länge, Länge des Rückenpanzers (Stockmaß, für Schildkröten)
DGHT	Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde
EAZA	European Association of Zoos and Aquaria
F1, F2	Erste bzw. zweite Nachzuchtgeneration (F = Filialgeneration)
GL	Gesamtlänge, d. h. von Maulspitze bis Schwanzende (=KRL + SL)
IUCN	International Union for Conservation of Nature. Auf Deutsch meist mit Internationale Union zur Bewahrung der Natur oder Weltnaturschutzunion umschrieben
KRL	Kopf-Rumpf-Länge
NZ	Nachzucht
RLF	Relative Luftfeuchte
s.l.	Sensu lato, „im weiteren Sinn“, steht hinter dem Artnamen, wenn eine Artengruppe gemeint ist
s.str.	Sensu stricto, „im engeren Sinn“, steht hinter dem Artnamen, wenn genau diese Art aus einer Artengruppe gemeint ist

SD	Sex Determination (deutscher Ausdruck „Geschlechtsfixierung“, eher ungebräuchlich) – TSD: Temperaturabhängige Geschlechtsfixierung, GSD: Genetische Geschlechtsfixierung
SL	Schwanzlänge
SVL	Snout-Vent Length, Kopf-Rumpf-Länge
TL	Total Length, Gesamtlänge
VDA	Verband Deutscher Vereine für Aquarien- und Terrarienkunde

Züchtbarkeitsrelevante CITES-Herkunftscodes

CITES-Herkunftscode	Erklärung
C	„Captive bred“ (UNEP-WCMC 2024): Exemplare, die in kontrollierter Umgebung geboren oder geschlüpft sind und die Kriterien für die Herkunft „C“ gemäß CITES Res. Conf. 10.16 erfüllen, sowie Teile davon. Dieser Herkunftscodes ist nicht mit dem deutschen Begriff NZ (Nachzucht) zu verwechseln
F	„Captive born“; ein in kontrollierter Umgebung geborenes/geschlüpftes Exemplar, welches die Bedingungen für „C“ (s. o.) gemäß CITES Res. Conf. 10.16 nicht erfüllt. Nicht mit dem umgangssprachlichen „Gefarmt“ zu verwechseln
I	„Beschlagnahmt“, im Original „Confiscated or seized specimens“
O	„Vorerwerb“ bzw. „Pre-convention“; das Exemplar wurde vor Unterschutzstellung durch CITES erworben
R	„Ranched“; wild entnommene Eier, Larven oder juvenile Tiere werden in kontrollierter Umgebung aufgezogen. In der Regel wird ein Teil der Adulti wieder zurückgeführt
W	Wildfangtier

Glossar

Stichwort	Erklärung
♂; ♂♂	Ein männliches Tier; mehrere männliche Tiere.
♀; ♀♀	Ein weibliches Tier; mehrere weibliche Tiere.
1,2,3	Gruppenzusammensetzung: erste Stelle Anzahl ♂♂; zweite Stelle Anzahl ♀♀; dritte Stelle Anzahl Jungtiere, bei denen das Geschlecht noch nicht erkennbar ist.
Adult; Adultus	Erwachsen bzw. geschlechtsreif; erwachsenes Exemplar.
Ästivation	Sommerruhe.
allochthone Art	Durch den Menschen eingeführte gebietsfremde Lebewesen.
allopatrisch	In sich nicht-überschneidenden Verbreitungsgebieten lebend, d. h. eine Begegnung in freier Natur ist ausgeschlossen.
Amplexus	Zustand der Umklammerung der ♀♀ von Froschlurchen (und wenigen Schwanzlurchen) durch die ♂♂ während der Paarungszeit.
animaler Pol	Eientwicklung: Der animale Pol der Eizelle: besteht aus sich schnell teilenden Zellen (daher die Namensgebung: „lebendig, animalisch“), siehe auch vegetativer Pol.
anterolateral	vorne und seitwärts gelegen
Antivenin/ Anti-venom	Gegengift, speziell für die Behandlung von Bissverletzungen durch giftige Tiere entwickeltes Immuneserum.
aquatil	Auch „aquatisch“ – im Wasser lebend (semi-aquatil: halb-aquatil, d. h. am Wasser, bzw. teilweise im Wasser lebend).
arboricol	Auf Bäumen lebend.
arciferal	Arciferal bezeichnet eine Morphologie des Brustgürtels von Fröschen. Zur vergleichenden Anatomie siehe Hildebrand & Goslow (2004).
areolat (Hautoberfläche)	Mit kleinen erhabenen Wärzchen versehen.
Areole	Zentrum des Schildes vom Schildkrötenkrötenpanzer, darum herum werden die Zuwachsringe angesetzt.
Artengruppe	Einander sehr ähnliche, nicht leicht unterscheidbare, meist nahe verwandte Arten.
Aufzucht	Großziehen von Jungtieren in menschlicher Obhut bis zum Adultstadium (nicht gleichzusetzen mit Zucht, s. u.).

Stichwort	Erklärung
autochthone Art	Indigene biologische Art, die seit langem und ohne menschlichen Eingriff in einem Gebiet lebt.
Beckenkissen	Spezialisierte Struktur im Beckenbereich zur Aufnahme von Wasser aus der Umgebung.
Biopsiestanze	Hilfsmittel zur präzisen Entnahme kleiner Proben – hier: zur Entnahme einzelner nicht entwicklungsfähiger Eier aus einem Frosch-Eigelege.
Biotoppräferenz	Bevorzugung eines bestimmten Lebensraumtyps.
bulbös	knollig
Bsal, Bd	Die Hautpilze <i>Batrachochytrium salamandrivorans</i> (abgekürzt <i>Bsal</i> , verantwortlich für die so genannte Salamanderpest) und <i>Batrachochytrium dendrobatidis</i> (abgekürzt <i>Bd</i>) können schwere, u.U. seuchenartige Erkrankungen bei Amphibien verursachen. Um eine weitere Ausbreitung möglichst zu verhindern, sollten beim Umgang mit lebenden Tieren die in den beiden Dokumenten von Citizen Conservation / DGHT (2020) beschriebenen Maßnahmen unbedingt beachtet werden.
Canthalkamm	Schnauzenkante, d. h. der mehr oder weniger scharfe, seitliche Vorsprung der Schnauze von ihrer Spitze bis zur Stirn.
Carapax	Rückenpanzer bei Schildkröten.
carnivor	Nimmt überwiegend oder ausschließlich tierische Nahrung auf.
chagriniert	Lederartig genarbt, auf der Oberfläche mit feinen, dicht aneinander liegenden Erhöhungen und Vertiefungen versehen.
Chaparral	Hartlaubvegetation, die saisonale Dürre verträgt. Sie besteht aus kleinen Bäumen, verholzten Gräsern und ölhaltigen, xerophytischen Sträuchern.
Chorioallantois	Die Chorioallantois ist eine stark vaskularisierte Membran, die in den Eiern bestimmter Amnioten wie Vögeln und Reptilien vorkommt und dem Austausch von Gasen (Sauerstoff bzw. Kohlendioxyd), dem Calciumtransport aus der Eischale zum Embryo und der Aufnahme von Wasser und Elektrolyten dient.
Chromatophore	Pigmentzelle oder Farbstoffzelle in der Haut.
Chytridiomykose	Die Chytridiomykose ist eine Pilzerkrankung (Mykose) bei Amphibien. Erreger sind der Chytridpilz (<i>Batrachochytrium dendrobatidis</i>) und <i>Batrachochytrium salamandrivorans</i> .
CONABIO	Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad in Mexiko. Zuständig z. B. für das Führen der Liste der invasiven Arten.

Stichwort	Erklärung
Costalknoten	Deutlich vorstehende, oft abweichend gefärbte, drüsige Erhebungen auf den Rippen bestimmter Molcharten.
Crista medialis	Innere Knochenleiste (am Oberarmknochen bei manchen Glasfröschen)
Dentikel	Zähnchen, d. h. eine kleine zahn- oder borstenähnliche Struktur. Zahnmerkmal: Zacken an den Zähnen von Dinosauriern, Eidechsen, Haien und Säugetieren.
distal	weiter von der Körpermitte entfernt liegend (Gegensatz: proximal).
Dominanzfrequenz	Die Dominanzfrequenz beschreibt bei welcher Frequenz die Hauptenergie des Rufes [bei Froschlurchen] liegt. Sie ist abhängig von der Temperatur. Die Dominanzfrequenz ist arttypisch und kann, bei vergleichbaren Aufnahmebedingungen, als taxonomisches Merkmal zur Bestimmung der Art beitragen (Durate-Marín et al. 2023).
dorsoanterior	Vorderer Rückenbereich.
dorsal	Rückenseitig.
emarginat	mit einer eingekerbten Spitze
Embryonale Diapause	Entwicklungsruhe, häufig direkt nach der Eiablage, wenn die Bedingungen für die Entwicklung noch nicht optimal sind, z. B. aufgrund eines geringen Sauerstoffgehalts im Boden.
Endoskopie	Untersuchung von im Körperinneren liegenden Organen mit Hilfe von Sonden mit Optik.
Epiphyt	Aufsitzerpflanze, eine Pflanzenart, die auf anderen Pflanzen wächst.
Epiweb	synthetisches Pflanzensubstrat, das zu 70 % aus recyceltem Kunststoff gewonnen wird
epizoisch	Auf der Hautoberfläche von Tieren wachsend.
Exo-Occipitale	Ein Knochen seitlich des Hinterhauptlochs (Foramen).
Fibula	Beim Menschen „Wadenbein“ genannt. Neben dem Schienbein (Tibia) einer von zwei Knochen im Unterschenkel.
Follikel	Eizelle. Wird oft für unbeschaltete Eier, die im Eileiter liegen, verwendet.
fossorial	angepasst, um unter der Erde zu graben und zu leben.
Frontline®	Spray z. B. zur Behandlung von Schlangenmilben, <i>Ophionyssus natricis</i> , bei Reptilien, der Wirkstoff ist Fipronil. Behandlungsmethode mit erfahrenen Haltern absprechen!

Stichwort	Erklärung
Geschlechtsdichromatismus	Unterschiedliche Färbung bei ♂♂ und ♀♀ innerhalb einer Art.
Gestation	Tragzeit, von der Zeugung bis zur Eiablage bzw. Geburt.
Gonaden	Keimdrüsen (Hoden oder Eierstöcke).
Glykosaminoglykane	Abgekürzt GAG: Mehrfachzucker (Polysaccharide), bilden die Grundsubstanz für das Bindegewebe (Sehnen, Gelenkknorpel und -Kapseln), da sie Wasser binden können und somit besonders elastisch sind.
Gulare, Gularschuppe, Gularschild	Schuppe(n) an der Kehle bei Echsen und Schlangen, bei Schildkröten Kehlschilder des Plastrons.
Gularfalte	Eine bei vielen Leguanartigen und Urodelen zu findende, querstehende Falte an der Kehle.
Halo	Farbiger Ring, nach außen unscharf werdend.
Hemipenis	Als Hemipenis (Plural: Hemipenes) bezeichnet man das paarige, männliche Begattungsorgan bei den Schuppenkriechtieren.
hepatisch	Zur Leber gehörend, von der Leber beeinflusst.
herbivor	Nimmt überwiegend oder ausschließlich pflanzliche Nahrung auf.
heterospezifisch	Unterschiedlichen Arten angehörend.
Hibernation	Winterschlaf – der Begriff wird oft fälschlich für Reptilien angewendet, die eigentlich nur eine Winterruhe durchmachen.
Höckerbildung / (engl.) Pyramiding	Bei Landschildkröten bilden sich unter ungünstigen Haltungsbedingungen (v. a. bei zu geringer Luftfeuchte während der Aufzucht) regelrechte pyramidenförmige Höcker auf den oberen Schildern des Rückenpanzers. Ob diese Wachstumsstörung auch mit zu ballaststoffarmer und proteinreicher Fütterung und mit fehlenden saisonalen Ruhezeiten zusammenhängt, ist nicht abschließend geklärt. Die Höckerbildung ist oft ein Kennzeichen dafür, dass eine Landschildkröte in Menschenobhut aufgewachsen ist (vgl. auch Stärk et al. (2019)).
Holotypus	Ein einzelnes (Museums-) Exemplar, das als namenstragender Typus schon bei der Aufstellung einer Art oder Unterart festgelegt wurde.
Humerusdorn	Knochenhaken am Oberarm bestimmter männlicher Glasfrösche, die beim Kommentkampf eingesetzt werden können.
Hygrolon®	Hygrolon® ist ein Material, das Wasser wie ein Schwamm (oder Docht) ziehen und transportieren kann, zur Gestaltung von Terrarienwänden.
incertae sedis	von ungewisser Stellung im taxonomischen System.

Stichwort	Erklärung
Infralabialia	Schuppen unterhalb der Lippen.
Inkubationsmedium	Reptilieneier werden oft im Inkubator gezeitigt, und dann meist in feuchtem Substrat eingegraben. Häufig benutzte Substrate sind Vermiculit, Perlit, Orchideenchips, Seramis oder auch Sand bzw. Gemische der verschiedenen Substrate (siehe auch Köhler 2004).
Intercalaria	Zwischenschuppen am Schwanz.
Interorbital	Zwischen den Augenhöhlen.
Invasive Art	Im Naturschutz werden die gebietsfremden Arten als invasiv bezeichnet, die unerwünschte Auswirkungen auf andere Arten, Lebensgemeinschaften oder Biotope haben. So treten invasive Arten z. B. mit einheimischen Arten in Konkurrenz um Lebensraum und Ressourcen und verdrängen diese.
Iridophoren	Farbzellen für „Silberglanz“, die mit Hilfe von Mikrokristallen das Licht reflektieren.
Jacobson'sches Organ	Speziell für die Wahrnehmung der Geruchstoffe zur innerartlichen Kommunikation entwickeltes Riechorgan bei Wirbeltieren, oft auch als „Vomeronasales Organ“ bezeichnet.
Keratodonten	Hornzähnnchen (bei Anuren-Kaulquappen).
Klade	Auch „monophyletische Gruppe“ (siehe unten) – in der Biologie eine systematische Einheit, die den letzten gemeinsamen Vorfahren und alle seine Nachfahren enthält.
Kloake	Gemeinsamer Ausgang für Darm, Harnleiter oder Harnblase (sofern vorhanden) und Geschlechtsorgane, u. a. bei Reptilien und Amphibien.
Kommentkampf	Ritualisierter Kampf der ♂♂, bei dem die Verletzungsgefahr der Kontrahenten relativ gering ist.
konspezifisch	Derselben Art angehörend.
korallin	Aus Korallenmaterial entstanden.
kryptische Arten	Verschiedene Arten, die sich äußerlich sehr ähnlichsehen, und deshalb zunächst als eine einzige Art klassifiziert wurden.
KUDA	Foto-Referenznummer im digitalen Archiv der Universität von Kansas
lecithotroph	Vom Dotter lebend. Manche Reptilienarten legen keine Eier, sondern bringen lebende Jungtiere zur Welt, die aber nicht über eine Nabelschnur mit Nährstoffen versorgt wurden, sondern für ihre Entwicklung den Dotter des vollständig angelegten Eies verwendet haben.
loreal	Zwischen Auge und Nasenloch gelegen.

Stichwort	Erklärung
LTRF	labial tooth row formula – Formel für die Labialzahnreihe
Marginalia	Randschilder des Schildkrötenpanzers.
Maxillare	Deckknochen des Oberkiefers der Wirbeltiere.
Mechanorezeptor	Sinnesorgan für mechanische Reize.
median	In der Mitte liegend.
Melanophoren	Farbzellen mit schwarzem Farbstoff.
meristische Merkmale	Durch Zählung bestimmbarer physischer Merkmale (z. B. Anzahl der Schuppen, Poren oder Wirbel), deren Variation in der wissenschaftlichen Taxonomie benutzt wird.
Metachrose	physiologischer Farbwechsel, z. B. bei Chamäleons oder Froschlurchen.
Metakarpus	Mittelhandknochen. Zur vergleichenden Anatomie siehe Hildebrand & Goslow (2004).
Metamorphose	Bei den hier behandelten Lurchen die Entwicklung von der (wasserlebenden) Larve zum landlebenden Tier. Ein Metamorphling ist ein zum Landleben übergegangenes, also metamorphosiertes Tier.
Mikrobiom	Gesamtheit der Mikroorganismen, die auf und in einem Tier leben.
Mimese	Fähigkeit bestimmter Arten, sich zu tarnen, indem sie sich in Färbung, Gestalt o. a. der belebten und unbelebten Umgebung anpassen.
monophyletisch	Das Taxon (Familie, Gattung) hat eine jüngste gemeinsame Stammform und umfasst auch alle Untergruppen, die sich von dieser Stammform herleiten sowie die Stammform selbst, jedoch keine anderen Gruppen. Zu den Grundlagen siehe Wägele (2001).
monotypisch	Ein Taxon, das nur ein einziges subordiniertes (untergeordnetes) Taxon enthält, z. B. eine Gattung mit nur einer Art oder eine Art mit nur einer Unterart.
Morphogenese	Entwicklung im Ei bis zum fertig ausgebildeten Jungtier.
morphometrisch	Durch Messungen erfasst.
Myotom	Muskelsegment
Nekrose	Absterben von Zellen/Geweben.
Neotenie	Bei Schwanzlurchen: Eintritt der Geschlechtsreife im Larvenzustand ohne Metamorphose.

Stichwort	Erklärung
Neozoon	Neozoen sind Tierarten, die von Natur aus nicht hier vorkommen, sondern erst durch den Einfluss des Menschen zu uns gekommen sind. Sie gehören daher zu den gebietsfremden oder nichtheimischen Arten – manchmal werden sie wenig zutreffend auch als „Exoten“ oder „fremdländische Arten“ bezeichnet.
neurotoxisch	Giftig (toxisch) für das Nervensystem.
Nostril	Nasenöffnung.
Nuchale	Bei Schildkröten das unpaare Nackenschild des Carapax. Das Vorhandensein oder Fehlen kann ein Merkmal für die Arterkennung sein.
Ödem	Schwellung von Körpergewebe aufgrund einer Einlagerung von Flüssigkeit aus dem Gefäßsystem.
Odontophoren	Zahntragende Fortsätze im Kiefer.
Ofenfischchen	<i>Thermobia domestica</i> , beliebtes und leicht züchtbares Futtertier für kleine Amphibien oder Reptilien.
olfaktorisch	Olfaktorische Signale sind Geruchsstoffe, die über den Geruchssinn wahrgenommen werden.
omnivor	Nimmt sowohl tierische als auch pflanzliche Nahrung auf.
Om-phaloplacenta	Dottersackplazenta bei lebendgebärenden Skinken und anderen lebendgebärenden Echsen.
Oomyceten	Eipilze, oft Krankheitserreger bei wasserlebenden Tieren.
Orchideenchips	Größere Polystyrolflocken, die kein Wasser aufnehmen können. Verwendung üblicherweise als Zuschlagstoff für Orchideen-Pflanzsubstrate, werden jedoch auch als Inkubationssubstrat für Reptilieneier verwendet.
Osteoderme, Osteodermalschuppen	Hautknochenplatten; mit Knochen verstärkte Hautschuppen.
ovipar, ovovivipar	Fortpflanzung: eierlegend. Bei ovoviviparer Fortpflanzung entwickeln sich die Eier im Mutterleib, sodass die Jungen während bzw. direkt nach der Eiablage schlüpfen.
Oxytocin	Hormon(-präparat) zur Auslösung von Wehen bzw. der Eiablage.
Ozellen	Augenflecke.
Palmitoleinsäure	Auch Omega-7-Fettsäure genannt, ist in Futterinsekten (Heimchen, Grillen) enthalten, wenn diese zuvor gut und abwechslungsreich gefüttert wurden.

Stichwort	Erklärung
Papillen	Warzenartige Erhebungen der Haut oder Schleimhaut. Diagnostisches Merkmal u. a. für die Artbestimmung von Kaulquappen.
Paraspezifität	Bei der Haltung giftiger Schlangen sollte ein Gegengift (Antivenin) zur Verfügung stehen. Dieses Gegengift soll das Gift einer bestimmten Art neutralisieren, wirkt aber oft auch paraspezifisch, d. h. gegen die Gifte nahe verwandter anderer Arten.
Parotoiden	Paarige dorsale Drüsenwülste bei manchen Frosch- und Schwanzlur-chen, der verbreitete Ausdruck „Parotiden“ sollte nur für die Speichel-drüsen von Säugetieren verwendet werden (Tyler et al. 2001).
Paravertebrale Schuppen / pa-ravertebrale Tu-berkel	Neben der Wirbelsäule liegende Schuppen bzw. Tuberkel.
Parietalauge	Das Parietalaug ist ein nach oben gerichtetes zentrales, drittes Auge auf dem Scheitelbein des Schädels.
Perikard	Herzbeutel.
Peritoneum	Bauchfell. Die Färbung des Peritoneums (klar oder weiß irisierend) ist ein wichtiges Artunterscheidungsmerkmal bei manchen Anuren. Das parietale P. kleidet die gesamte Innenseite der Bauchwand, das vis-zerale P. umschließt die Eingeweide, das bzw. gastrointestinale P. den Magen-Darmtrakt, das pericardiale P. das Herz und das hepatische P. die Leber.
Perlit	Perlit ist vulkanisiertes Glas (Obsidian). Bekanntes Inkubationsmedium für Reptilieneier.
Phalangen	Finger- oder Zehenglieder.
Pholidose	Die Pholidose beschreibt die Beschuppung eines Reptils als anatomi-sches Merkmal für die Artzuordnung sowie für Merkmalsvergleiche zwi-schen unterschiedlichen Arten bei phylogenetischen Untersuchungen.
PIMVS	Abkürzung für „Predios e Instalaciones que Manejan Vida Silvestre“. Ausstellungs- oder Zuchtbetriebe in Mexiko, die meist heimische, dane-ben aber auch nicht in Mexiko heimische Tierarten halten und oft auch züchten und verkaufen.
Plastron	Bauchpanzer bei Schildkröten.
Polygyne Fort-pflanzung	Ein ♂ paart sich mit mehreren ♀♀
Postorbitale	Hinteraugenschuppe.

Stichwort	Erklärung
präkloakale Schuppen	Vergrößerte Schuppen vor der Kloake, sekundäres Geschlechtsmerkmal mancher männlichen Echsen. Dementsprechend werden hinter der Kloake liegende vergrößerte Schuppen oder Tuberkel als „postkloakal“ verortet.
Präpollex	Ein zusätzliches Fingerglied oder ein Rudiment eines Fingergliedes auf der inneren (präaxialen) Seite des Daumens. Zur vergleichenden Anatomie siehe Hildebrand & Goslow (2004). Präpollikalstachel: Knochenstachel am Präpollex.
präsakral	vor dem Kreuzbein liegend. Das Kreuzbein (Os sacrum) liegt im unteren Teil der Wirbelsäule. Es besteht aus fünf miteinander verschmolzenen Wirbeln.
Prävomer	Knochen im Munddach, siehe auch Vomer.
Pressure Immobilization Methode	Erste-Hilfe-Maßnahme bei manchen Gifttierbissen an Armen und Beinen: Anlegen eines sehr festen Druckverbands oberhalb der Bissstelle. Die Effektivität der Maßnahme ist umstritten.
Probiotika	Lebende Bakterienkulturen, die nach Antibiotika- oder Protozoenbehandlung bzw. Entwurmung helfen können, die Darm-Mikrobiota wieder zu stabilisieren – sie werden auch zur Eingewöhnung von Wildfängen bzw. für aus anderen Gründen gestresste Tiere empfohlen. Es gibt inzwischen auch einige Präparate speziell für Reptilien. Für Amphibien können spezielle bakterienhaltige Lösungen helfen, Hautkrankheiten vorzubeugen.
Prokoagulation	Blutgerinnung, Prokoagulationsaktivität: Die Blutgerinnung fördernd.
proximal	Näher an der Körpermitte liegend (Gegensatz: distal)
psammophil	Sandliebend; Bezeichnung für Lebewesen, die hauptsächlich in Biotopen mit Sandböden leben.
Pterygoid	Ein Knochen der hinteren Gaumenregion.
Pygale	Hintere Knochenplatte des Rückenpanzers bei Schildkröten.
Quadratojugale	Ein paariger Schädelknochen der Anuren, der mit dem Oberkieferknochen in Verbindung steht
Quadratum	Ein paariger Schädelknochen, der bei Reptilien den oberen Teil des Kiefergelenks bildet.
Radius	Beim Menschen „Speiche“ genannt. Neben der Elle (Ulna) einer von zwei Knochen im Unterarm.

Stichwort	Erklärung
Ranavirus	Viren der Gattung Ranavirus können von Amphibien auf Fische und Reptilien übertragen werden und umgekehrt. Sie können bei neu befallenen Populationen zu Massensterben führen. Um eine weitere Ausbreitung möglichst zu verhindern, sollten beim Umgang mit lebenden Tieren die in den beiden Dokumenten von Citizen Conservation / DGHT (2020) beschriebenen Maßnahmen unbedingt beachtet werden.
retraktil	Einziehbar, rückziehbar.
revalidiert	Taxonomie: Der frühere Gattungs- oder Artname wird wieder als gültig angesehen, siehe auch unten, „valide“.
Rostrale/Rost-ralschild	Schuppe(n) in der Mitte der Schnauzenspitze.
Rote Mückenlarven	Im Englischen als „Blutwürmer“ bezeichnet, sind es die wasserlebenden Larven verschiedener Zuckmückenarten (<i>Chironomus</i> spp.). Sie werden meist lebend an Amphibien verfüttert und wegen ihrer leuchtend roten Färbung gerne gejagt.
Rudiment	Als Rudiment wird in der Biologie ein in der Stammesentwicklung teilweise oder gänzlich funktionslos gewordenes, rückgebildetes, aber noch vorhandenes Merkmal bezeichnet.
Sacrum	Das Os sacrum oder Kreuzbein ist ein keilförmiger Knochen, der aus 5 zusammengewachsenen Wirbelknochen, den Kreuzbeinwirbeln (Sakralwirbeln), besteht.
saxikol	An Felsen lebend.
Scheiteltemperatur	Bei Arten mit temperaturabhängiger Geschlechtsbestimmung (TSD) schlüpfen aus den Eiern, die konstant bei dieser Temperatur inkubiert werden, 50 % männliche und 50 % weibliche Jungtiere. Bei Schildkröten führen Inkubationstemperaturen oberhalb davon in der Regel zu mehr ♀♀, bei Krokodilen und Echsen zu mehr männlichen Jungtieren. Eine Besonderheit bei Schildkröten ist der TSD Typ II (bei den Chelydridae): Sie haben zwei Scheiteltemperaturen, wobei Inkubationstemperaturen unterhalb der unteren Scheiteltemperatur auch wieder zu überwiegend weiblichen Schlüpflingen führen.
Schlüpfling	Bei Schildkröten Jungtier < 1 Jahr. Im Handel gelegentlich genutzte Beschreibung für Jungtiere kurz nach Schlupf. Unter Jungtieren werden meist etwas ältere Exemplare verstanden.
Schlupfverzögerung	Das fertig entwickelte Jungtier bleibt im Ei, bis ein äußerer Reiz (erhöhte Feuchtigkeit, erhöhte Temperatur) den Schlupfvorgang auslöst.
schwarze Mückenlarven	Larven und Puppen verschiedener Steckmückenarten (Familie Culicidae). Sie sind ein sehr gutes Futter für wasserlebende Amphibien und

Stichwort	Erklärung
	auch Jungtiere wasserlebender Reptilien, aber sie sollten nur dann lebend verfüttert werden, wenn sichergestellt ist, dass alle Tiere innerhalb kurzer Zeit erbeutet werden. Viele Tiere nehmen sie auch an, wenn sie eingefroren und sorgfältig wieder aufgetaut wurden.
Sektion	Öffnen und Untersuchen des toten Tieres, z. B. zur Ermittlung der Krankheits- oder Todesursache (synonym Obduktion).
SEMARNAT	Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales in Mexiko. Zuständig unter anderem für die Lizenzierung und Kontrolle der Zuchtbetriebe und die Genehmigung von Im- und Exporten geschützter Arten.
Seramis	Tongranulat, Verwendung in der Terraristik als Inkubationssubstrat für Reptilieneier.
solitär lebend	Jedes Tier lebt einzeln, ♂ und ♀ kommen nur zur Paarung zusammen.
Sondenmethode/Sondierung	Geschlechtsbestimmungsmethode bei Schuppenkriechtieren. Es wird geprüft, wie tief eine Sonde in Schwanzrichtung in die Hemipenistasche eingeführt werden kann – bei Schlangen bedeutet eine Eindringtiefe von etwa sieben Schuppenreihen, dass es sich um ein ♂ handelt. Nur geübte Personen sollten sondieren, denn die Verletzungsgefahr für das Tier ist sonst groß.
Sphagnum	Torfmoos. In vielen Ländern sind die Wildbestände geschützt, im Handel wird jedoch lebendes Torfmoos aus gärtnerischer Kultur angeboten.
Spiculum	Lateinisch für „kleine Spitze“, Plural Spicula, stachelige Hauterhabenheiten bei Fröschen.
Spirakulum	Das Spirakulum der Froschlurche ist ein unpaares Kiemenloch an der Bauchseite oder linken Körperseite von Kaulquappen.
Spermatophoren	Spermatophoren (Samenpakete) dienen der Spermienübertragung. Es handelt sich um Spermienhaufen, die durch bestimmte Kittsubstanzen zusammengehalten werden, die in speziellen Anhangsdrüsen der Geschlechtsorgane entstehen.
Spermaspeicherung / Vorratsbefruchtung / Amphigonia retardata	Kommt oft bei Schildkröten und vielen Squamata vor. Die ♀♀ mancher Arten haben spezielle Taschen im Eileiter, in denen sie Spermien aus den vorangegangenen Paarungen über mehrere Monate und in manchen Fällen (insbesondere bei Schildkröten) auch über Jahre befruchtungsfähig halten können.
Squamata	Schuppenkriechtiere (Echsen und Schlangen) sind die artenreichste Ordnung der Reptilien.

Stichwort	Erklärung
stenök	Arten, die nur eine geringe Schwankung von Umweltfaktoren tolerieren, werden als stenök bezeichnet. Wenn dies nur in einem Teil des Verbreitungsgebiets der Fall ist, gilt die Art als regional stenök.
Striae	Bezeichnung für schräg verlaufende Einkerbungen zwischen den hervortretenden Warzen an der Rückenseite von Krokodilmolchen.
subacuminat	Eher spitz zulaufend.
subadult	Halbwüchsig. Die sekundären Geschlechtsmerkmale sind meist bereits erkennbar, aber das Tier hat noch nicht die Fortpflanzungsreife erreicht.
subgular	Am unteren Teil des Halses.
subimbrikate Schuppen	Einander leicht überlappende Schuppen bei Echsen.
Sublabialia	Unterlippenschilder.
supplementieren	Ergänzen, meist Zugabe eines Vitamin-/Mineralstoffpräparats zum Futter.
Superciliar-schuppen	Die Schuppen direkt oberhalb des Auges.
Supra-keratostoma	Oberschnabel, oberer Bereich der randständig verhornten Maulöffnung.
Supralabialia	Oberlippenschilder oder -schuppen.
Supramarginalia	Zusätzliche Randschilder oberhalb der eigentlichen Marginalia, seitlich am Panzer bei Schildkröten der Gattung <i>Macrochelys</i> .
sympatrisch	Geographische Überlappung des Verbreitungsgebiets zweier Arten.
syntop	Im gleichen Habitat lebend.
Taxon	Eine Einheit des biologischen Systems. Plural: Taxa.
Terra typica	Das Gebiet, aus dem der Typus einer Art stammt. Die Terra typica restricta wird bei der nomenklatorischen Überarbeitung festgelegt, wenn die ursprüngliche Angabe der Typus-Fundorte nicht eindeutig ist.
Tibia	Beim Menschen „Schienbein“ genannt. Neben dem Wadenbein (Fibula) einer von zwei Knochen im Unterschenkel.
Trigger	Auslöser, Reiz.

Stichwort	Erklärung
trunkiert	Gekürzt, abgestumpft, gerade abgeschnitten. Hier verwendet z. B. für die Maulform oder die Zehenscheiben von Glasfröschen. Gegensatz: Abgerundet.
Tuberkelschuppen	Meist dornartige Schuppen mit darunterliegenden höckerartigen Erhebungen (Tuberkeln).
Tubifex	Schlammröhrenwürmer. Beliebtes Lebendfutter für wasserlebende Amphibien, kann jedoch aus belasteten Gewässern stammen und sollte daher vor dem Verfüttern gut gewässert werden, um den Darminhalt zu entfernen und das Einschleppen von Schadorganismen zu vermeiden.
Tympanum	Äußerlich sichtbares Trommelfell des Ohrs.
Typus	Ein Typus ist in biologischen Nomenklaturen ein ausgewähltes Individuum oder Taxon, das die Grundlage zur Definition und Benennung eines übergeordneten Taxons bildet. Holotypus: Das Exemplar einer Tierart, nach dem diese erstmals wissenschaftlich beschrieben wurde, oft mit Angabe der Museumskatalognummer. Paratypen sind neben dem Holotypus weitere Exemplare der Typuserie. Als Allotypus bezeichnen manche Autoren einen ausgewählten Paratypus, der ein vom Holotypus abweichendes Geschlecht darstellen soll.
Typuslokalität	Gebiet, aus dem der Typus einer Art stammt.
Ulna	Beim Menschen „Elle“ genannt. Neben der Speiche (Radius) einer von zwei Knochen im Unterarm.
UMA	Abkürzung für „Unidad de manejo“ für den Erhalt von Wildtieren in Mexiko. Hier werden nur heimische Tier- und Pflanzenarten gehalten. Es gibt extensive UMAs, die die Bewegungsfreiheit der Tiere auf ihrem Grundstück nicht einschränken, und intensive UMAs, die die Tiere in Freigehegen halten und manchmal auch züchten.
valide	Taxonomie: Aktuell gültige wissenschaftliche Bezeichnung.
vegetativer Pol	Eientwicklung: Die „Seite“ des vegetativen Pols der befruchteten Eizelle, die sich im Vergleich zum animalen Pol deutlich langsamer entwickelt.
ventral	Bauchseitig bzw. an der Unterseite befindlich.
Vermiculit	Vulkanisierter Feldspat, oft als Dämmaterial benutzt. Vermiculit ist ein bewährtes Brutsubstrat für Reptilieneier.
Viszera	Baucheingeweide
vivipar	Fortpflanzung: lebendgebärend.

Stichwort	Erklärung
Vomer, Vomerzähne	Der Vomer ist einer der Knochen im Munddach. Bei Urodelen und Anuren kann er Zähne tragen, deren Form und Anordnung als Artbestimmungsmerkmal dienen können.
vomeronasal	Innerhalb der Nasenhöhle, oberhalb des Pflugscharbeins (Vomer) liegend – siehe auch Jacobsonsches Organ.
Vorratsbefruchtung	Meist bei Echsen und Schlangen: Die ♀♀ können mehrere Male Junge bekommen, ohne sich zwischendurch zu paaren.
Weißwürmer	<i>Enchytraeus albidus</i> – diese kleinen Ringelwürmer können leicht als Lebendfutter für Amphibien gezüchtet werden.
Wolff'scher Gang	Urnierengang, bei Wirbeltieren und Mensch der primäre Harnleiter, Ausführungsgang der Vorniere und Urnieren, im männlichen Geschlecht auch der Spermien.
Xaxim	Als Xaxim wird das Stammgeflecht von Baumfarnen (z. B. <i>Cyathea contaminans</i>) bezeichnet, mit dem sich Terrarienwände naturnah gestalten lassen.
Zoochorie	Bezeichnung für die Ausbreitung von Früchten und Samen (Samenausbreitung) durch Tiere.
Zophobas	Kurzbezeichnung für ein Futtertier, die Larve des Großen Schwarzkäfers (<i>Zophobas morio</i>).
Zucht	(Kontinuierliche) Vermehrung einer Art in Menschenobhut.

Literatur zum Glossar

- BfN (2021) Rechtsgrundlagen: Verordnung (EG) Nr. 865/2006 EG-Artenschutzdurchführungsverordnung. <https://www.bfn.de/themen/cites/regelungen-rechtsgrundlagen/rechtsgrundlagen.html> (Letzter Zugriff: 19.10.2021).
- BMEL (1997): Mindesthaltungsrichtlinien Reptilien. Gutachten über Mindestanforderungen an die Haltung von Reptilien vom 10. Januar 1997.
- Brandis, K.J., P. Meagher, S. Schoppe, K. Zawada, I. Widmann, P. Widmann, R.G. Dolorosa & R. Francis (2023): Determining the Provenance of Traded Wildlife in the Philippines. *Animals (Basel)* 13(13): 2165.
- CITES (1997): Conf. 10.16 (Rev.) Specimens of animal species bred in captivity. <https://cites.org/eng/res/10/10-16C15.php> (Letzter Zugriff: 16.10.2021).
- Citizen Conservation / DGHT (2020): Empfehlungen zum Import lebender Amphibien in die EU unter besonderer Berücksichtigung von veterinärmedizinischen und epidemiologischen Aspekten. Berlin: 6pp, Empfehlungen zum Import lebender Amphibien in die EU. Salzhemmendorf: 16 pp.
- Darko, Y.A., O. Voss & P. Uetz (2022): A dictionary of abbreviations used in reptile descriptions. *Zootaxa* 5219(5): 421-432.

- Duarte-Marín, S., M. Rada, M. Rivera-Correa, V. Caorsi, E. Barona, G. González-Durán & F. Vargas-Salinas (2023): Tic, Tii and Trii calls: advertisement call descriptions for eight glass frogs from Colombia and analysis of the structure of auditory signals in Centrolenidae. *Bioacoustics* 32(2): 143-180.
- Guayasamin, J.M., S. Castroviejo-Fisher, L. Trueb, J. Ayarzagüena, M. Rada & C. Vilà (2009): Phylogenetic systematics of Glassfrogs (Amphibia: Centrolenidae) and their sister taxon *Allophryne ruthveni*. *Zootaxa* 2100(1): 97 pp.
- Hildebrand, M. & G. Goslow (2004): Vergleichende und funktionelle Anatomie der Wirbeltiere. Berlin (Springer-Verlag): 740 pp.
- Hopkins, J.B., C.A. Frederick, D. Yorks, E. Pollock & M.W.H. Chatfield (2022): Forensic Application of Stable Isotopes to Distinguish between Wild and Captive Turtles. *Biology (Basel)* 11(12): 11121728.
- Köhler, G. (2004): Inkubation von Reptilieneiern: Grundlagen, Anleitungen und Erfahrungen. Offenbach (Herpeton): 254 pp.
- Pfau, B. (2023): „Züchterkniffe“ zur Pflege und Zucht von Schildkröten. Teil I: Mikrobiota bzw. Mikrobiom? *Radiata* 32(3): 21-32.
- Pfau, B. (2024a): „Züchterkniffe“ zur Pflege und Zucht von Schildkröten. Teil II: Wo kommen denn die kleinen Schildkröten her? *Radiata* 33(1): 4-35.
- Pfau, B. (2024b): „Züchterkniffe“ zur Pflege und Zucht von Schildkröten. Teil III: Sex & Crime bei Schildkröten – Geschlechtsbestimmung, Geschlechtsfixierung und geschlechtsabhängige Aggression. *Radiata* 33(4): 4-36.
- Pieau, C. (1996): Temperature variation and sex determination in reptiles. *BioEssays* 18(1): 19-26.
- Stärk, J., A.R. da Silva, L. Jouvet, P.P. van Dijk, B. Pfau, I. Alexiadou & D. Condé (2019): Manual for the differentiation of captive-produced and wild-caught turtles and tortoises (Testudines). Species360 under contract for the CITES Secretariat, 24 pp.
- Tyler, M.J., T. Burton & A.M. Bauer (2001): Parotoid or Parotid: On the Nomenclature of an Amphibian Skin Gland. *Herpetological Review* 32(2): 79-81.
- Van Schingen, M., T. Ziegler, M. Boner, B. Streit, T.Q. Nguyen, V. Crook & S. Ziegler (2016): Can isotope markers differentiate between wild and captive reptile populations? A case study based on crocodile lizards (*Shinisaurus crocodilurus*) from Vietnam. *Global Ecology and Conservation* 6: 232-241.
- Wägele, J.-W. (2001): Grundlagen der Phylogenetischen Systematik, 2. Auflage. München (Verlag Dr. Friedrich Pfeil): 320 pp.

Literaturverzeichnis zum Gesamtdokument

- CITES Virtual College (2024): CITES web-based library and learning resource. <https://cites.org/eng/virtual-college> (Letzter Zugriff: 10.02.2024).
- DGHT (2020): Handlungsempfehlungen zum Umgang mit seuchenartig verlaufenden Amphibienkrankheiten. (Text: Eisenberg, T., S. Lötters & F. Pasmans) <https://feldherpetologie.de/feldherpetologie/krankheiten/> (Letzter Zugriff: 04.06.2024).
- Gurley, R. & A. Pierlioni (2024): Turtle Preservation. The Ultimate Guide to Turtle Husbandry. Mesa (Turtle & Tortoise Preservation Group): 503 pp.
- IUCN (2012): IUCN Red List categories and criteria, version 3.1, second edition. Gland, Switzerland
- IUCN (2023): The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2023-1. Cambridge (IUCN Biodiversity Assessment & Knowledge Team: Red List Unit). Available at <https://www.iucnredlist.org> (Letzter Zugriff: 10.02.2024).
- IUCN (2024): What's New (Planned upgrades to the Red List website and API). *In*: The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2024-1. Cambridge (IUCN Biodiversity Assessment & Knowledge Team: Red List Unit). Available at <https://www.iucnredlist.org/support/whatsnew> (Letzter Zugriff: 01.08.2024).
- Langner, C., B. Pfau, R. Bakowskie, C. Arranz & A. Kwet (2021): Evaluation der Züchtbarkeit von ausgewählten, auf der CITES CoP17 in Anhang I und II gelisteten Reptilientaxa. BfN-Skript 608. <https://www.bfn.de/publikationen> (Letzter Zugriff: 20.01.2024).
- Langner, C., B. Pfau, M. Bernardes, U. Gerlach, F. Hulbert, M. van Schingen-Khan, U. Schepp, C. Arranz, M. Riedling & A. Kwet (2022): Evaluation der Züchtbarkeit von ausgewählten, auf der CITES CoP18 in Anhang I und II gelisteten Amphibien- und Reptilientaxa. BfN-Skript 625. <https://www.bfn.de/publikationen> (Letzter Zugriff: 02.09.2021).
- Turtle Taxonomy Working Group [Rhodin, A.G.J., J.B. Iverson, R. Bour, U. Fritz, A. Georges, H.B. Shaffer & P.P. van Dijk] (2021): Turtles of the World: Annotated Checklist and Atlas of Taxonomy, Synonymy, Distribution, and Conservation Status (9th Ed.). *In*: Rhodin, A.G.J., J.B. Iverson, P.P. van Dijk, C.B. Stanford, E.V. Goode, K.A. Buhlmann & R.A. Mittermeier (Eds.): Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group. Lunenburg (Chelonian Research Monographs 8) 472 pp.
- UNEP (2024): The Species+ Website. Nairobi, Kenya. Compiled by UNEP-WCMC, Cambridge, UK. Available at: www.speciesplus.net. (Letzter Zugriff: 10.02.2024).
- UNEP-WCMC (2024): CITES Trade Database, version 2024.1. https://trade.cites.org/en/cites_trade/ (Letzter Zugriff: 07.07.2024).

Arten-Index

<i>Agalychnis lemur</i>	660
<i>Apalone ferox</i>	375
<i>Apalone mutica</i>	375
<i>Apalone spinifera</i>	375
<i>Batagur kachuga</i>	236
<i>Celsiella revocata</i>	435
<i>Celsiella vozmedianoi</i>	435
<i>Centrolene acanthidiocephalum</i>	439
<i>Centrolene altitudinalis</i>	439
<i>Centrolene antioquiensis</i>	439
<i>Centrolene azulae</i>	439
<i>Centrolene ballux</i>	439
<i>Centrolene buckleyi</i>	439
<i>Centrolene camposi</i>	439
<i>Centrolene charapita</i>	439
<i>Centrolene condor</i>	439
<i>Centrolene daidalea</i>	439
<i>Centrolene ericsmithi</i>	439
<i>Centrolene geckoidea</i>	439
<i>Centrolene heloderma</i>	439
<i>Centrolene hesperia</i>	439
<i>Centrolene huilensis</i>	439
<i>Centrolene hybrida</i>	440
<i>Centrolene lemniscata</i>	440
<i>Centrolene lynchi</i>	440
<i>Centrolene medemi</i>	440
<i>Centrolene muelleri</i>	440
<i>Centrolene notosticta</i>	440
<i>Centrolene paezorum</i>	440
<i>Centrolene peristicta</i>	440
<i>Centrolene petrophilum</i>	440
<i>Centrolene pipilata</i>	440
<i>Centrolene quindianum</i>	440
<i>Centrolene robledo</i>	440
<i>Centrolene sabini</i>	440
<i>Centrolene sanchezi</i>	440
<i>Centrolene savagei</i>	440
<i>Centrolene solitaria</i>	441
<i>Centrolene venezuelense</i>	441
<i>Centrolene zarza</i>	441
<i>Chelus fimbriata</i>	159
<i>Chelus orinocensis</i>	159
<i>Chelydra acutirostris</i>	193
<i>Chelydra rossignonii</i>	193
<i>Chelydra serpentina</i>	193

<i>Chimerella corleone</i>	479
<i>Chimerella mariaelenae</i>	479
<i>Chimerella mira</i>	479
<i>Claudius angustatus</i>	289
<i>Cochranella duidaeana</i>	486
<i>Cochranella erminea</i>	486
<i>Cochranella euhystrix</i>	486
<i>Cochranella euknemos</i>	486
<i>Cochranella geijskesi</i>	486
<i>Cochranella granulosa</i>	486
<i>Cochranella guayasamini</i>	486
<i>Cochranella litoralis</i>	486
<i>Cochranella mache</i>	486
<i>Cochranella nola</i>	486
<i>Cochranella ramirezi</i>	486
<i>Cochranella resplendens</i>	486
<i>Cochranella riveroi</i>	486
<i>Cochranella xanthocheridia</i>	486
<i>Cuora galbinifrons</i>	242
<i>Cyrtodactylus jeyporensis</i>	43
<i>Espadarana andina</i>	511
<i>Espadarana audax</i>	511
<i>Espadarana callistomma</i>	511
<i>Espadarana durrellorum</i>	511
<i>Espadarana prosoblepon</i>	511
<i>Graptemys barbouri</i>	213
<i>Graptemys ernsti</i>	213
<i>Graptemys gibbonsi</i>	213
<i>Graptemys pearlensis</i>	213
<i>Graptemys pulchra</i>	213
<i>Hyalinobatrachium adespinosai</i>	526
<i>Hyalinobatrachium anachoretus</i>	526
<i>Hyalinobatrachium aureoguttatum</i>	526
<i>Hyalinobatrachium bergeri</i>	526
<i>Hyalinobatrachium cappellei</i>	526
<i>Hyalinobatrachium carlesvilai</i>	526
<i>Hyalinobatrachium chirripoi</i>	526
<i>Hyalinobatrachium colymbiophyllum</i>	526
<i>Hyalinobatrachium diana</i>	526
<i>Hyalinobatrachium durante</i>	526
<i>Hyalinobatrachium esmeralda</i>	526
<i>Hyalinobatrachium fleischmanni</i>	526
<i>Hyalinobatrachium fragile</i>	526
<i>Hyalinobatrachium guairarepanense</i>	526
<i>Hyalinobatrachium iaspidiense</i>	526
<i>Hyalinobatrachium ibama</i>	526
<i>Hyalinobatrachium kawense</i>	526
<i>Hyalinobatrachium mashpi</i>	527

<i>Hyalinobatrachium mesai</i>	527
<i>Hyalinobatrachium mondolfii</i>	527
<i>Hyalinobatrachium muiraquitana</i>	527
<i>Hyalinobatrachium munozorum</i>	527
<i>Hyalinobatrachium nouns</i>	527
<i>Hyalinobatrachium orientale</i>	527
<i>Hyalinobatrachium orocostale</i>	527
<i>Hyalinobatrachium pallidum</i>	527
<i>Hyalinobatrachium pellucidum</i>	527
<i>Hyalinobatrachium talamancae</i>	527
<i>Hyalinobatrachium tatayoi</i>	527
<i>Hyalinobatrachium taylori</i>	527
<i>Hyalinobatrachium tricolor</i>	527
<i>Hyalinobatrachium valerioi</i>	528
<i>Hyalinobatrachium vireovittatum</i>	528
<i>Hyalinobatrachium viridissimum</i>	528
<i>Hyalinobatrachium yaku</i>	528
<i>Ikakogi ispacue</i>	570
<i>Ikakogi tayrona</i>	570
<i>Kinosternon abaxillare</i>	302
<i>Kinosternon acutum</i>	302
<i>Kinosternon alamosae</i>	302
<i>Kinosternon albogulare</i>	302
<i>Kinosternon angustipons</i>	302
<i>Kinosternon baurii</i>	302
<i>Kinosternon chimalhuaca</i>	302
<i>Kinosternon cora</i>	302
<i>Kinosternon creaseri</i>	303
<i>Kinosternon cruentatum</i>	303
<i>Kinosternon dunni</i>	303
<i>Kinosternon durangoense</i>	303
<i>Kinosternon flavescens</i>	303
<i>Kinosternon herrerae</i>	303
<i>Kinosternon hirtipes</i>	303
<i>Kinosternon integrum</i>	303
<i>Kinosternon leucostomum</i>	303
<i>Kinosternon mexicanum</i>	304
<i>Kinosternon oaxacae</i>	304
<i>Kinosternon scorpioides</i>	304
<i>Kinosternon sonoriense</i>	304
<i>Kinosternon steindachneri</i>	304
<i>Kinosternon stejnegeri</i>	304
<i>Kinosternon subrubrum</i>	305
<i>Kinosternon vogti</i>	305
<i>Laotriton laoensis</i>	675
<i>Macrochelys suwanniensis</i>	180
<i>Macrochelys temminckii</i>	180
<i>Nilssonia leithii</i>	400

<i>Nymphargus anomalus</i>	574
<i>Nymphargus armatus</i>	574
<i>Nymphargus balionotus</i>	574
<i>Nymphargus bejaranoi</i>	574
<i>Nymphargus buenaventura</i>	574
<i>Nymphargus cariticommatu</i>	574
<i>Nymphargus caucanus</i>	574
<i>Nymphargus chami</i>	574
<i>Nymphargus chancas</i>	574
<i>Nymphargus cochranae</i>	574
<i>Nymphargus colomai</i>	574
<i>Nymphargus cristinae</i>	574
<i>Nymphargus garciae</i>	574
<i>Nymphargus grandisonae</i>	574
<i>Nymphargus griffithsi</i>	574
<i>Nymphargus humboldti</i>	574
<i>Nymphargus ignotus</i>	575
<i>Nymphargus lasgralarias</i>	575
<i>Nymphargus laurae</i>	575
<i>Nymphargus lindae</i>	575
<i>Nymphargus luminosus</i>	575
<i>Nymphargus luteopunctatus</i>	575
<i>Nymphargus manduriacu</i>	575
<i>Nymphargus mariae</i>	575
<i>Nymphargus megacheirus</i>	575
<i>Nymphargus megistus</i>	575
<i>Nymphargus mixomaculatus</i>	575
<i>Nymphargus nephelophila</i>	575
<i>Nymphargus ocellatus</i>	575
<i>Nymphargus oreonympha</i>	575
<i>Nymphargus phenax</i>	575
<i>Nymphargus pijao</i>	575
<i>Nymphargus pluvialis</i>	575
<i>Nymphargus posadae</i>	575
<i>Nymphargus prasinus</i>	576
<i>Nymphargus rosada</i>	576
<i>Nymphargus ruizi</i>	576
<i>Nymphargus siren</i>	576
<i>Nymphargus spilotus</i>	576
<i>Nymphargus sucre</i>	576
<i>Nymphargus truebae</i>	576
<i>Nymphargus vicenteruedai</i>	576
<i>Nymphargus wileyi</i>	576
<i>Phrynosoma asio</i>	88
<i>Phrynosoma bauri</i>	73
<i>Phrynosoma blainvilli</i>	88
<i>Phrynosoma braconnieri</i>	73
<i>Phrynosoma brevirostris</i>	73

<i>Phrynosoma cerroense</i>	88
<i>Phrynosoma cornutum</i>	88
<i>Phrynosoma coronatum</i>	88
<i>Phrynosoma diminutum</i>	73
<i>Phrynosoma ditmarsii</i>	73
<i>Phrynosoma douglasii</i>	73
<i>Phrynosoma goodei</i>	88
<i>Phrynosoma hernandesi</i>	73
<i>Phrynosoma mcallii</i>	88
<i>Phrynosoma modestum</i>	88
<i>Phrynosoma orbiculare</i>	73
<i>Phrynosoma ornatissimum</i>	73
<i>Phrynosoma platyrhinos</i>	88
<i>Phrynosoma sherbrookei</i>	73
<i>Phrynosoma solare</i>	88
<i>Phrynosoma taurus</i>	73
<i>Phrynosoma wigginsi</i>	88
<i>Physignathus cocincinus</i>	20
<i>Rhinoclemmys annulata</i>	253
<i>Rhinoclemmys areolata</i>	253
<i>Rhinoclemmys diademata</i>	253
<i>Rhinoclemmys funerea</i>	253
<i>Rhinoclemmys melanosterna</i>	253
<i>Rhinoclemmys nasuta</i>	253
<i>Rhinoclemmys pulcherrima</i>	253
<i>Rhinoclemmys punctularia</i>	253
<i>Rhinoclemmys rubida</i>	254
<i>Rulyrana adiazeta</i>	609
<i>Rulyrana flavopunctata</i>	609
<i>Rulyrana mcdiarmidi</i>	609
<i>Rulyrana saxiscandens</i>	609
<i>Rulyrana spiculata</i>	609
<i>Rulyrana susatamai</i>	609
<i>Sachatamia albomaculata</i>	619
<i>Sachatamia electrops</i>	619
<i>Sachatamia ilex</i>	619
<i>Sachatamia orejuela</i>	619
<i>Sachatamia punctulata</i>	619
<i>Staurotypus salvinii</i>	342
<i>Staurotypus triporcatus</i>	342
<i>Sternotherus carinatus</i>	355
<i>Sternotherus depressus</i>	355
<i>Sternotherus intermedius</i>	355
<i>Sternotherus minor</i>	355
<i>Sternotherus odoratus</i>	355
<i>Sternotherus peltifer</i>	355
<i>Tarentola chazaliae</i>	50
<i>Teratohyla adenocheira</i>	633

<i>Teratohyla ameliae</i>	633
<i>Teratohyla midas</i>	633
<i>Teratohyla pulverata</i>	633
<i>Teratohyla spinosa</i>	633
<i>Tiliqua adelaidensis</i>	146
<i>Vitreorana antisthenesi</i>	649
<i>Vitreorana assuh</i>	649
<i>Vitreorana baliomma</i>	649
<i>Vitreorana castroviejoi</i>	649
<i>Vitreorana eurygnatha</i>	649
<i>Vitreorana franciscana</i>	649
<i>Vitreorana gorzulae</i>	649
<i>Vitreorana helenae</i>	649
<i>Vitreorana parvula</i>	649
<i>Vitreorana ritae</i>	649

Die „BfN-Schriften“ sind eine seit 1998 unperiodisch erscheinende Schriftenreihe in der institutionellen Herausgeberschaft des Bundesamtes für Naturschutz (BfN) in Bonn. Sie sind kurzfristig erstellbar und enthalten u. a. Abschlussberichte von Forschungsvorhaben, Workshop- und Tagungsberichte, Arbeitspapiere oder Bibliographien. Viele der BfN-Schriften sind digital verfügbar. Printausgaben sind auch in kleiner Auflage möglich.

DOI 10.19217/skr739



Bundesamt für
Naturschutz