

Bundesweites Insektenmonitoring (IM)

Methodenhandbuch (Stand 2025)

Bundesamt für Naturschutz (BfN) (Hrsg.)

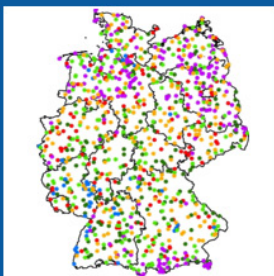
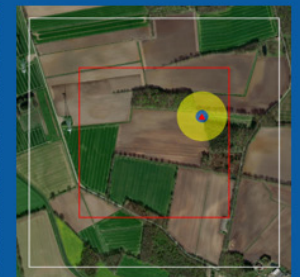
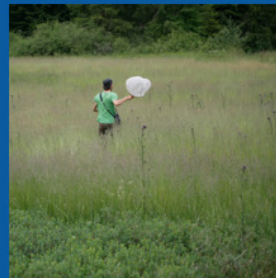
Hella Ludwig, Gregor Stuhldreher, Merle Streitberger,
Sandro Pütz, Thomas Fartmann, Werner Ackermann
und Wiebke Züghart

in enger Zusammenarbeit mit dem
Bund-Länder-Arbeitskreis (BLAK) Insektenmonitoring

BfN-Schriften

749

2025





Bundesamt für
Naturschutz

Bundesweites Insektenmonitoring (IM)

Methodenhandbuch (Stand 2025)

Herausgegeben vom Bundesamt für Naturschutz (BfN)

Hella Ludwig, Gregor Stuhldreher, Merle Streitberger,
Sandro Pütz, Thomas Fartmann, Werner Ackermann
und Wiebke Züghart

in enger Zusammenarbeit mit dem
Bund-Länder-Arbeitskreis (BLAK) Insektenmonitoring

unter Mitarbeit zahlreicher Expert*innen für Artengruppen,
Monitoringmethoden und -kulissen

Impressum

Titelbild: 19 Abbildungen mit Insekten und Erfassungsdesigns (s. Abbildungsverzeichnis)

Herausgeber:

Bundesamt für Naturschutz (BfN)

Adressen der Autorinnen und der Autoren:

Dr. Hella Ludwig	Bundesamt für Naturschutz, Alte Messe 6, 04103 Leipzig
Dr. Sandro Pütz	E-Mail: hella.ludwig@bfm.de ; sandro.puetz@bfm.de
Dr. Gregor Stuhldreher	Universität Osnabrück, Barbarastraße 11, 49076 Osnabrück
Dr. Merle Streitberger	E-Mail: gstuhldreher@uos.de ; merle.streitberger@uos.de ;
Prof. Dr. Thomas Fartmann	t.fartmann@uos.de
Werner Ackermann	PAN Planungsbüro, Rosenkavalierplatz 8, 81925 München
	E-Mail: werner.ackermann@pan-gmbh.com
Dr. Wiebke Züghart	Bundesamt für Naturschutz, Konstantinstraße 110, 53179 Bonn
	E-Mail: wiebke.zueghart@BFN.de

Fachbetreuung im BfN:

Dr. H. Ludwig, Dr. S. Pütz, Dr. W. Züghart Fachgebiet II 1.3 „Monitoring der terrestrischen Biodiversität“

Förderhinweis:

Gefördert durch das Bundesamt für Naturschutz (BfN) mit Mitteln des Bundesministeriums für Umwelt, Klimaschutz, Naturschutz und nukleare Sicherheit (BMUKN) (FKZ: 3518 82 0500; 3519 81 0100; 3523 81 1400).

Zitierweise:

In Texten: BfN (2025)

In Verzeichnissen: BfN (Bundesamt für Naturschutz) (Hrsg.) (2025): Bundesweites Insektenmonitoring (IM) - Methodenhandbuch (Stand 2025). BfN-Schriften 749: 242 S.

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 978-3-89624-513-7

DOI 10.19217/skr749

Bonn 2025

Inhaltsverzeichnis

Zusammenfassung	5
Abstract	6
1 Einleitung	7
1.1 Bedarf eines Insektenmonitorings und Auftrag.....	7
1.2 Vorgehen Konzeptentwicklung zum bundesweiten Insektenmonitoring (IM)	7
1.3 Zielstellungen des IM	8
1.4 Grundlegendes Konzept und Aufbau des IM	9
1.5 Synergien mit anderen Monitoringprogrammen	11
2 Flächenkulissen und Untersuchungsflächen	13
2.1 Bausteine der Säule 1 „Monitoring häufiger Insekten“ auf der Kulisse der bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF)	15
2.2 Bausteine der Säulen 1 „Monitoring häufiger Insekten“ und 2a „Monitoring von Insekten seltener Lebensräume“ auf FFH-Monitoringflächen	21
2.3 Bausteine der Säulen 1 „Monitoring häufiger Insekten“ und 2a „Monitoring von Insekten seltener Lebensräume“ auf anderen Probeflächen	22
2.4 Bausteine der Säule 2b „Monitoring aus Naturschutzsicht wertvoller Insekten“	25
3 Methodenbeschreibungen	26
3.1 Baustein 1A: Tagfalter & Widderchen auf der Landschaftsebene.....	27
3.2 Baustein 1B: Heuschrecken im Grünland.....	39
3.3 Baustein 1C: Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald	54
3.4 Baustein 1D: Xylobionte Käfer im Wald	81
3.5 Baustein 1E: Wildbienen in Siedlungen	113
3.6 Baustein 1F: Libellen in/an eutrophen Seen (Kleingewässer des FFH-LRT 3150)	129
3.7 Baustein 1G: Flugaktive Insekten im Offenland.....	143
3.8 Baustein 2aA Teil 1: Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210)	161
3.9 Baustein 2aA Teil 2: Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030).....	179
3.10 Baustein 2aB: Xylobionte Käfer in naturnahen Wäldern	198
4 Turnusse.....	228
Literaturverzeichnis	230
Abbildungsverzeichnis	238
Tabellenverzeichnis	240

Abkürzungsverzeichnis.....	241
A Anhang.....	242
A.1 Ziehungsmethodik Unterstichproben der bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF)	242

Zusammenfassung

Das bundesweite Insektenmonitoring (IM) soll fundierte und repräsentative Ergebnisse zur langfristigen Bestandsentwicklung der Insektenfauna in Deutschland erzielen. Darüber hinaus soll ein Beitrag zur Erforschung der Ursachen von Veränderungen der Insektenfauna geleistet werden. 2018 wurde mit der Konzeptentwicklung begonnen, unterstützt durch mehrere F+E-Vorhaben und Werkverträge, in enger Zusammenarbeit zwischen den Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern und unter Einbeziehung zahlreicher Expert*innen für Insektenartengruppen und Erfassungsmethoden.

Im vorliegenden Methodenhandbuch werden die Zielstellungen und der allgemeine Aufbau des IM beschrieben. Den verschiedenen Säulen, mit denen Insekten häufiger und seltener Lebensräume sowie Einzelarten adressiert werden, sind spezifische Erfassungsbausteine zugeordnet. Im Folgenden werden Stichprobenkulissen, raumzeitliches Design der Datenaufnahmen und Erfassungsmethoden von Insekten- und Umweltparametern detailliert dargestellt. Das Methodenhandbuch dient somit der standardisierten Umsetzung der Bausteine und der Vergleichbarkeit der Daten. Die Ergebnisse der Erfassungen sollen in der Gesamtschau Einblicke in Zustand und Entwicklung der Insektenfauna Deutschlands geben.

Hintergründe und detaillierte Erläuterungen zur Konzeptentwicklung werden im Abschlussbericht der mit ihr befassten F+E-Vorhaben veröffentlicht. Das Konzept wird fortlaufend weiterentwickelt und optimiert, Erfassungsmethoden für weitere Bausteine werden zukünftig ausgearbeitet und das Methodenhandbuch entsprechend fortgeschrieben.

Abstract

The nationwide insect monitoring (IM, English GIMS for German Insect Monitoring Scheme) is intended to achieve scientifically robust and nationwide valid results on long-term trends of insects in Germany. It also aims to contribute to research regarding drivers of these trends. Concept development started in 2018 in close cooperation between the German Federal Agency for nature conservation and nature conservation authorities of the German federal states. It was supported by several research and development projects, work contracts and numerous experts on insect species groups and survey methods.

This methods manual describes the objectives and general structure of the IM. The different pillars, which address insects of common and rare habitats as well as individual species, are assigned to specific survey modules. For a standardised implementation of the modules, sampling sites, spatiotemporal design of the data recordings and survey methods for insect and environmental parameters are described in detail in this manual. It thus serves the standardised implementation of the modules and the comparability and joint analysability of the data. The results of these modules in the overall view are intended to provide insights into the status and development of Germany's insect fauna.

Background information and detailed explanations of the concept development will be published in the final report of the research and development projects involved. The concept will be continuously developed and optimised, methods for further modules will be worked out in the future and the methods manual will be updated accordingly.

1 Einleitung

1.1 Bedarf eines Insektenmonitorings und Auftrag

Publikationen zur Abnahme der Insektenbestände (v. a. Hallmann et al. 2017) haben zu einer gesteigerten Wahrnehmung des Insektenrückgangs in der Öffentlichkeit geführt. Zudem wurde deutlich, dass für die über 33.000 Insektenarten Deutschlands der Wissensstand zu Vorkommen, Verbreitung und Bestandsentwicklung und deren Ursachen verbessert werden muss. Bislang fehlte jedoch ein bundesweit einheitliches Monitoring der Insektenfauna, um wissenschaftlich belastbare Angaben zum Zustand und zur langfristigen Entwicklung von Insektenbeständen mit standardisierten Methoden auf repräsentativen Flächenkulissen zu ermitteln und bundesweit auswerten zu können. Vor diesem Hintergrund bat die 89. Umweltministerkonferenz (UMK) am 17. November 2017 in Potsdam in ihrem Beschluss zu TOP 40 die Bundesregierung darum, das Bundesamt für Naturschutz (BfN) mit der Erarbeitung eines einheitlichen Methodenleitfadens „Insektenmonitoring“ zu beauftragen und ein nationales Monitoringprogramm für die Erfassung der Insektenfauna in Deutschland zu installieren (UMK 2017). Mit dem bundesweiten Insektenmonitoring sollen fundierte Ergebnisse zur Bestandsentwicklung der Insektenfauna in Deutschland erzielt und gleichzeitig ein Beitrag zur Erforschung der Ursachen für Veränderungen der Insektenfauna geleistet werden.

1.2 Vorgehen Konzeptentwicklung zum bundesweiten Insektenmonitoring (IM)

Die Umsetzung bundesweiter naturschutzbezogener Monitoringprogramme erfolgt maßgeblich durch die Bundesländer, während der Bund koordinierende und länderübergreifende Aufgaben wie die bundesweite Datenzusammenführung und Auswertung wahrnimmt. Analog zu den bereits etablierten bundesweiten Monitoringprogrammen basiert das IM auf der engen Zusammenarbeit zwischen den Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern. Nur so kann gewährleistet werden, dass die Aktivitäten der Länder zur standardisierten Erfassung von Insekten harmonisiert und die Ergebnisse der Erhebungen bundesweit zusammengeführt und ausgewertet werden können. Zur Erarbeitung der konzeptionellen Grundlagen des IM und für die exemplarische Erprobung eines Erfassungsbausteins wurden durch das BfN mit Mitteln des Bundesministeriums für Umwelt, Klimaschutz, Naturschutz und nukleare Sicherheit (BMUKN) Forschungs- und Entwicklungsvorhaben (F+E-Vorhaben) gefördert¹. Die Ergebnisse der F+E-Vorhaben sind durch die enge Kooperation der Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern sowie durch die Zusammenarbeit mit entomologischen Fachgesellschaften, Museen und vielen weiteren Akteuren aus dem Bereich der Entomologie geprägt. Zu diesen Ergebnissen zählen auch detaillierte Methodenbeschreibungen, auf deren Basis Kapitel 3 des vorliegenden Handbuchs entstanden ist.

Diese Zusammenarbeit – insbesondere zwischen den Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern – wird auch zukünftig fortgeführt. Wichtige Aufgaben sind zum Beispiel methodische Optimierungen auf Basis von Umsetzungserfahrungen und die Fortschreibung dieses Handbuchs. Ziel ist die bundesweit einheitliche, durch den Bund unterstützte Umsetzung des IM

¹ F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM: „Konzeptentwicklung zum bundesweiten Insektenmonitoring“ (FKZ: 3518 82 0500), „Bundesweites Insektenmonitoring: Pilotphase“ (FKZ: 3519 81 0100) und „Bundesweites Insektenmonitoring: Weiterentwicklung und Konsolidierung“ (FKZ: 3523 81 1400)

durch die Länder, um bundesweite Auswertungen und Langzeittrendberechnungen zu Insekten in Deutschland durchführen zu können.

1.3 Zielstellungen des IM

Durch § 6 des Bundesnaturschutzgesetzes (BNatSchG) sind Bund und Länder gesetzlich verpflichtet, die Veränderungen von Natur und Landschaft zu beobachten. Die Beobachtung dient nach § 6 BNatSchG der gezielten und fortlaufenden Ermittlung, Beschreibung und Bewertung des Zustands von Natur und Landschaft und ihrer Veränderungen einschließlich der Ursachen und Folgen dieser Veränderungen.

Das IM verfolgt nicht nur in diesem Zusammenhang verschiedene, breit gefächerte Naturschutzziele. Es schließt eine bestehende Lücke, indem wissenschaftlich belastbare Angaben zum Zustand und zur Entwicklung von Insektenbeständen in Deutschland mit reproduzierbaren und standardisierten Methoden auf repräsentativen Flächenkulissen ermittelt und bundesweit ausgewertet werden.

Wesentliche fachliche Zielstellungen des IM wurden zwischen den Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern abgestimmt:

- die Darstellung der Auswirkungen des Landschaftswandels, des Landnutzungswandels, des Klimawandels und gegebenenfalls weiterer Wirkfaktoren auf die Insektenfauna;
- die Ermittlung der Wirksamkeit von Programmen und Instrumenten zum Schutz der Insektenfauna;
- die Ermittlung der Ursachen von Bestandsveränderungen bei Insekten sowie die Bereitstellung von Grundlagen für die Analyse der Folgen der Rückgänge von Insekten für andere Bestandteile der biologischen Vielfalt;
- die Bereitstellung von Beiträgen zur Erfüllung von internationalen Berichtspflichten;
- die Berechnung und Weiterentwicklung naturschutzbezogener Indikatoren;
- die Bereitstellung von Datengrundlagen für die Aktualisierung Roter Listen;
- die Quantifizierung von Ökosystemleistungen.

Das IM ist Teil des „Aktionsprogramm Insektenschutz“, mit dem die Bundesregierung die Lebensbedingungen für Insekten und die biologische Vielfalt in Deutschland verbessern will, um dem Insektensterben entgegenzuwirken. Überregionale Wirkungen dieser Maßnahmen zum Schutz der Insektenfauna sollen durch das IM ermittelt und gegebenenfalls weitergehender Handlungsbedarf aufgezeigt werden. Das IM ist grundsätzlich für einen dauerhaften und langfristigen Betrieb konzipiert. Um bereits kurz- bis mittelfristig das IM nutzen zu können, sind flankierende Arbeiten notwendig, beispielsweise Analysen mit Raum-für-Zeit-Ansätzen². Sein volles Potenzial kann das IM bei gleichzeitiger Umsetzung eines umfassenden Biodiversitätsmonitorings entfalten.

² Mit diesem Begriff ist die Analyse des Einflusses räumlicher Faktoren bzw. Umweltparameter auf die im Insektenmonitoring erhobenen Zielvariablen (z. B. Artenzahl einer Artengruppe) gemeint. Derartige Analysen stellen zu Beginn des Insektenmonitorings primäre Auswertungsmöglichkeiten dar, da Trendanalysen erst mit langfristig erhobenen Datenreihen möglich sind.

1.4 Grundlegendes Konzept und Aufbau des IM

Das IM wurde als modulares System konzipiert. Es beruht auf den zwei Säulen „Monitoring häufiger Insekten“³ und „Monitoring seltener Insekten“⁴, die auf Insektenzönosen häufiger und seltener Lebensräume sowie Einzelarten abzielen (Abb. 1). Seine Erfassungsbausteine sind in sich geschlossene Einheiten, in denen jeweils ein bestimmter Ausschnitt aus der Vielfalt der Insektenarten und -lebensräume untersucht wird. Sie können unabhängig voneinander umgesetzt und ausgewertet werden. Umfassendere Aussagen zur Situation und zeitlichen Entwicklung der Insektenfauna werden jedoch erst durch die Kombination der Bausteine ermöglicht. Ausgewählte Erfassungsbausteine sind für eine prioritäre Umsetzung dem „Minimalprogramm“ zugeordnet, die übrigen ergänzen das Minimalprogramm als „Erweiterungsbausteine“ (s. Abb. 1). Wichtig bei der Ausgestaltung des Bausteinsets war die breite Abdeckung von verschiedenen Insektenartengruppen, Gilden und Lebensräumen. Die konkrete Auswahl der Bausteininhalte beruht auf umfassenden fachlichen, methodischen und praktischen Kriterien.

Bei der Umsetzung der Bausteine wird besonderer Wert auf ein bundesweit einheitliches Vorgehen gelegt, um die Daten miteinander vergleichen und gemeinsam auswerten zu können. Hierfür spielt das vorliegende, mit den Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern erarbeitete und abgestimmte Handbuch eine Schlüsselrolle: In den folgenden Kapiteln werden die Methoden zur Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen der verschiedenen Bausteine detailliert beschrieben.

³ Die Säule 1 „Monitoring häufiger Insekten“ dient der Erfassung der Insektenfauna in der Gesamtlandschaft (die Gesamtlandschaft umfasst vor allem genutzte und nicht besonders geschützte Flächen, zu einem geringen Anteil aber auch ungenutzte und geschützte Landschaftsbestandteile). Dieser Ansatz erfordert bundesweit repräsentative Stichprobenflächen, um Rückschlüsse auf die Grundgesamtheit zu ermöglichen. Im Rahmen bestehender Monitoringprogramme (Brutvogel-, HNV-Farmland- und Ökosystem-Monitoring) wurden bundesweit repräsentative Stichprobenflächen in der Gesamtlandschaft bereits festgelegt (Mitschke et al. 2005) und erfolgreich gemeinsam genutzt. Sie sollen verschiedenen Bausteinen des IM als Flächenkulisse dienen, siehe auch Kapitel 1.5 und 2.1.

⁴ Das „Monitoring seltener Insekten“ (Säule 2) beinhaltet auch Arten, die spezifische Flächenkulissen benötigen, da sie auf Zufallsstichproben der Gesamtlandschaft nicht in ausreichender Menge und Genauigkeit erfasst werden können. Das Monitoring seltener Insekten wird in zwei Teilbereiche gegliedert, i) das „Monitoring von Insekten seltener Lebensräume“ (Säule 2a), das Insektenarten umfasst, die auf besondere Habitatstrukturen und Lebensräume angewiesen sind – als Flächenkulisse dient hier vielen Bausteinen die Kulisse des FFH-Monitorings – und ii) das „Monitoring aus Naturschutzsicht wertvoller Insekten“ (Säule 2b) mit dem Fokus auf natürlicherweise seltene Arten, gefährdete Arten und solche, für deren Erhaltung Deutschland eine besondere Verantwortlichkeit hat (Benzler 2001).

	Monitoring häufiger Insekten		Monitoring seltener Insekten			
			Monitoring von Insekten seltener Lebensräume		Monitoring aus Naturschutzsicht wertvoller Insekten	
Bausteine des Minimalprogramms	1A: Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene	1B: Heuschrecken im Grünland	2aA: Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210); Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)	2aB: Xylobionte Käfer in naturnahen Wäldern	2bA: Behaarter Kurzflügler (<i>Emus hirtus</i>)	2bB: Silberfleck-Perlmutterfalter (<i>Boloria euphrosyne</i>)
	1C: Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald	1D: Xylobionte Käfer im Wald			2bC: Ockerbindiger Samtfalter (<i>Hipparchia semele</i>)	2bD: Gestreifte Quelljungfer (<i>Cordulegaster bidentata</i>)
	1E: Wildbienen in Siedlungen	1F: Libellen in/an eutrophen Seen (Kleingewässer des FFH-LRT 3150)				
Erweiterungsbausteine	1G: Flugaktive Insekten im Offenland	1H: Wasserkäfer in eutrophen Seen (Kleingewässer des FFH-LRT 3150)	2aC: Flugaktive Insekten im naturschutzfachlich wertvollen Offenland	2aD: Libellen in/an dystrophen Stillgewässern (FFH-LRT 3160)	2bE: Insektenarten der FFH-Richtlinien-Anhänge (FFH-Monitoring)	
	1I: Wasserinsekten in Fließgewässern (WRRL-Monitoring)	1J: Heuschrecken in Flachland-Mähwiesen (FFH-LRT 6510); Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Flachland-Mähwiesen (FFH-LRT 6510)	2aE: Nachtfalter in Übergangs- und Schwingrasenmooren (FFH-LRT 7140)	2aF: Schwebfliegen in Moorwäldern (FFH-LRT 91D0*)		
			2aG: Nachtfalter in Orchideen-Buchenwäldern (FFH-LRT 9150); Xylobionte Käfer in bodensauren Eichenwäldern (FFH-LRT 9190)	2aH: Heuschrecken in Berg-Mähwiesen (FFH-LRT 6520); Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Berg-Mähwiesen (FFH-LRT 6520)		
			2aI: Tagfalter und Widderchen in Pfeifengraswiesen (FFH-LRT 6410); Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Calthion-Wiesen	2aJ: Zikaden in Borstgrasrasen (FFH-LRT 6230*)		

Abb. 1: Schema und Bausteinset des modular aufgebauten IM. Zwei Säulen strukturieren das IM in das „Monitoring häufiger Insekten“ (Säule 1) und „Monitoring seltener Insekten“ (Säule 2). Das Monitoring seltener Insekten setzt sich aus den Teilbereichen „Monitoring von Insekten seltener Lebensräume“ (Säule 2a) und „Monitoring aus Naturschutzsicht wertvoller Insekten“ zusammen (Säule 2b). Die Säulen sind mit Einzelbausteinen zur Erfassung bestimmter Arten(gruppen) ausgefüllt, die einem Minimalprogramm zugeordnet sind oder ergänzenden Charakter haben (Erweiterungsbausteine). Detaillierte Methoden sind bislang für die Bausteine des Minimalprogramms der Säulen 1 und 2a sowie für den Baustein 1G „Flugaktive Insekten im Offenland“ ausgearbeitet und in Kapitel 3 beschrieben. Die anderen Bausteine werden zukünftig weiter ausgearbeitet.

1.5 Synergien mit anderen Monitoringprogrammen

Durch die gezielte Nutzung von Synergien lässt sich die Aussagekraft der Ergebnisse einzelner Monitoringprogramme als Teil eines umfassenden Biodiversitätsmonitorings erheblich steigern. Synergien ergeben sich zum Beispiel durch den Einsatz von Erfassungsmethoden, die mit anderen Monitoringprogrammen kompatibel sind (z. B. Tagfaltererfassungen des European Butterfly Monitoring [eBMS] bzw. des Tagfalter-Monitoring Deutschland [TMD]), oder durch die gemeinsame Nutzung von Stichprobenkulissen. Um organisatorische und inhaltliche Synergien zwischen den naturschutzbezogenen Monitoringprogrammen in Deutschland nutzen zu können, wurde das Konzept zum IM mit bestehenden Monitoringprogrammen abgestimmt.

Von besonderer Bedeutung sind die bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF) der Gesamtlandschaft, die für das Monitoring häufiger Brutvögel (Sudfeldt et al. 2012) ermittelt wurden⁵ und inzwischen auch für das Monitoring von Landwirtschaftsflächen mit hohem Naturwert (HNV-Farmland-Monitoring, Hünig & Benzler 2017) und das im Aufbau befindliche Ökosystem-Monitoring (Ackermann et al. 2020) genutzt werden. Die Kulisse der SPF umfasst im Grundprogramm insgesamt 1.000 SPF, die über das gesamte Bundesgebiet verteilt sind. Es handelt sich dabei um quadratische Flächen mit einer Größe von 1 km². Die Kulisse der SPF soll vielen Bausteinen der Säule 1 („Monitoring häufiger Insekten“) als Flächenkulisse dienen. Auf den SPF finden im Rahmen des HNV-Farmland- bzw. Ökosystem-Monitorings umfangreiche Erhebungen zum naturschutzfachlichen Wert von Landwirtschaftsflächen bzw. flächendeckende Biotopkartierungen mit hohem Differenzierungsgrad statt. Diese Daten können mit den faunistischen Daten verschnitten und für Kausalanalysen genutzt werden. Auf diese Weise erhöht die gemeinsame Nutzung der SPF die Auswertungsmöglichkeiten für die Säule 1 und reduziert den Bedarf an eigenen Erhebungen von Biotoptypen oder Landschaftsstrukturen.

⁵ Die SPF wurden zufällig nach einem doppelt geschichteten Auswahlverfahren gezogen und repräsentieren die Gesamtlandschaft Deutschlands hinsichtlich unterschiedlicher Nutzungen und Standorttypen. Für die Ziehung der SPF wurde der Gesamtstichprobenumfang auf sechs Nutzungstypen verteilt (Grundprogramm: Acker n = 201, Sonderkultur [wie z. B. Obst- und Hopfenanbau] n = 49, Grünland n = 200, Sonderbiotope [Heide, Moor/Moos, Sumpf/Ried, Brachland, vegetationslose Fläche] n = 200, Wald n = 198, Siedlungen n = 152) (Mitschke et al. 2007). Für jeden Nutzungstyp wurde der entsprechende Stichprobenumfang flächenproportional auf 21 verschiedene Standorttypen verteilt, die die naturräumlichen Gegebenheiten Deutschlands charakterisieren (Sudfeldt et al. 2012). Basierend auf diesem doppelt geschichteten Verfahren wurden auf konkreten Flächen Zufallskoordinaten gezogen, die den Mittelpunkt der SPF darstellen und denen der entsprechende Nutzungstyp der Fläche zugeordnet wurde. Umfasste die Fläche zum Zeitpunkt der Stichprobenziehung zum Beispiel den Nutzungstyp „Wald“, wurde die gesamte SPF dem Nutzungstyp „Wald“ zugeordnet.

Insbesondere für Bausteine des Monitorings von Insekten seltener Lebensräume (Säule 2a) ergeben sich Synergien mit dem Fauna-Flora-Habitat (FFH)-Monitoring und dessen Stichprobenkulisse⁶. Wird für die Erfassung der Insekten die FFH-Kulisse genutzt, können die im Rahmen des FFH-Monitorings erhobenen Umweltdaten z. B. im Hinblick auf Kausalanalysen zu den Auswertungen hinzugezogen werden. Auch das FFH-Monitoring profitiert von einer gemeinsamen Nutzung der FFH-Monitoringflächen, da die Daten zur Insektenfauna eine wichtige Ergänzung für die Bewertung des Kriteriums „Vollständigkeit des lebensraumtypischen Arteninventars“ der Lebensraumtypen (LRT) darstellen. Bisher basiert die Bewertung der „Vollständigkeit des lebensraumtypischen Arteninventars“ bei den meisten terrestrischen LRT fast ausschließlich auf dem Vorkommen charakteristischer Pflanzenarten (BfN & BLAK FFH-Monitoring und Berichtspflicht 2017). Da der Erhaltungszustand der FFH-Lebensräume per Definition im Artikel 1e der FFH-Richtlinie vom Erhaltungszustand seiner charakteristischen Arten abhängt, sollten bei der Bewertung möglichst weitere wesentliche Artengruppen einbezogen werden. Somit kann das IM einen wichtigen Beitrag zur datenbasierten Bewertung von FFH-LRT liefern. Neben den Informationen über charakteristische Tierarten von LRT können die im Rahmen des IM erhobenen Daten Erkenntnisse zu Verbreitung und Anzahl der Vorkommen von Arten der FFH-Anhänge II und IV beisteuern.

Darüber hinaus können auch für Insektenerfassungen in anderen spezifischen Lebensräumen weitere bestehende Flächenkulissen genutzt werden, um Synergien hinsichtlich Datenerfassung bzw. -auswertung herzustellen (wie zum Beispiel ggf. Kulissen der Naturwaldreservate, Nationalpark-Naturdynamikzonen, Biosphärenreservat-Kernzonen und des Nationalen Naturerbes für ein Monitoring in naturnahen Wäldern ohne Fokus auf bestimmte FFH-LRT).

⁶ Der Bezugsraum für die Erhaltungszustandsbewertung im Rahmen des FFH-Monitorings sind die Biogeographischen Regionen (BGR) Deutschlands. Bei seltenen LRT wird der Erhaltungsgrad aller Vorkommen erfasst, bei Schutzgütern mit mehr als 63 Vorkommen erfolgt die Überwachung an mindestens 63 Vorkommen. Die Anzahl der zu erfassenden Vorkommen je Bundesland richtet sich dabei nach den jeweiligen Areal- bzw. Vorkommensanteilen. Die im Stichprobenmonitoring regelmäßig zu erfassenden Vorkommen wurden zu Beginn des Monitorings innerhalb der Bundesländer in der Regel zufällig und unter Berücksichtigung einer LRT-spezifischen Mindestgröße ausgewählt. Bei Schutzgütern, bei denen sich mindestens 80 % der Gesamtfläche innerhalb von FFH-Gebieten befindet, kann sich das Monitoring auf die in den Gebieten liegenden Vorkommen beschränken. Andernfalls sollte sich die Verteilung nach den Vorkommensanteilen außerhalb und innerhalb der Gebiete richten.

2 Flächenkulissen und Untersuchungsflächen

Eine nach bausteinspezifischen Vorgaben standardisierte Auswahl der Flächenkulissen, Untersuchungsflächen und zu beprobender Bereiche (Definition und schematische Darstellung in Abb. 2), auf denen nach dem vorgesehenen Untersuchungsdesign Insektenerfassungen stattfinden sollen, ist eine wichtige Voraussetzung für die Gewinnung belastbarer Monitoringdaten. Nachfolgend wird das Vorgehen für die Auswahl von Flächenkulissen und Untersuchungsflächen zu Beginn des Monitorings beschrieben, Details zur Auswahl der zu beprobenden Bereiche sind den jeweiligen Methodenbeschreibungen in Kapitel 3 zu entnehmen. Neben dem Idealfall wird auch beschrieben, wie vorgegangen werden soll, wenn die Flächenkulissen bzw. Untersuchungsflächen, auf denen nach dem vorgesehenen Untersuchungsdesign Insektenerfassungen stattfinden müssten, nicht beprobt werden können. Dieses Vorgehen zur Auswahl der Flächenkulissen und Untersuchungsflächen soll auch angewendet werden, wenn im laufenden Betrieb des Monitorings Flächen ausfallen und dauerhaft⁷ nicht mehr beprobt werden können und alternative Flächen herangezogen werden müssen.

Bei der Beschreibung des jeweiligen Vorgehens wird in diesen beiden Unterkapiteln unterschieden zwischen Bausteinen

- der Säule 1 „Monitoring häufiger Insekten“ **auf den bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF)**,
- der Säulen 1 „Monitoring häufiger Insekten“ und 2a „Monitoring von Insekten seltener Lebensräume“ **auf FFH-Monitoringflächen** einschließlich von Flächen, die in Einzelfällen für den jeweiligen IM-Baustein nicht geeignete FFH-Monitoringflächen ersetzen,
- der Säulen 1 „Monitoring häufiger Insekten“ und 2a „Monitoring von Insekten seltener Lebensräume“ auf anderen **Probeflächen** und
- der Säule 2b „Monitoring aus Naturschutzsicht wertvoller Insekten“.

Wo konkret auf den Flächenkulissen und Untersuchungsflächen Insektenerfassungen stattfinden sollen sowie gegebenenfalls bausteinspezifische, ergänzende Aspekte werden im Kapitel 3 beschrieben.

⁷ Ein möglichst langfristiges Beibehalten der einmal ausgewählten Flächenkulissen, Untersuchungsflächen und zu beprobenden Bereiche ist im Monitoring von großer Bedeutung. Verlegungen sollen daher nur erfolgen, wenn Standorte (Flächenkulissen, Untersuchungsflächen oder zu beprobende Bereiche) dauerhaft bzw. langfristig nicht mehr beprobt werden können. Bei vorübergehendem Ausfall eines Standorts, d. h. wenn es sicher oder zumindest sehr wahrscheinlich ist, dass der betroffene Standort im nächsten Turnus wieder beprobt werden kann, soll daher ein vorübergehender Datenausfall zugunsten langfristiger Datenreihen gleichbleibender Standorte hingenommen, also keine alternativen Standorte aufgesucht werden.

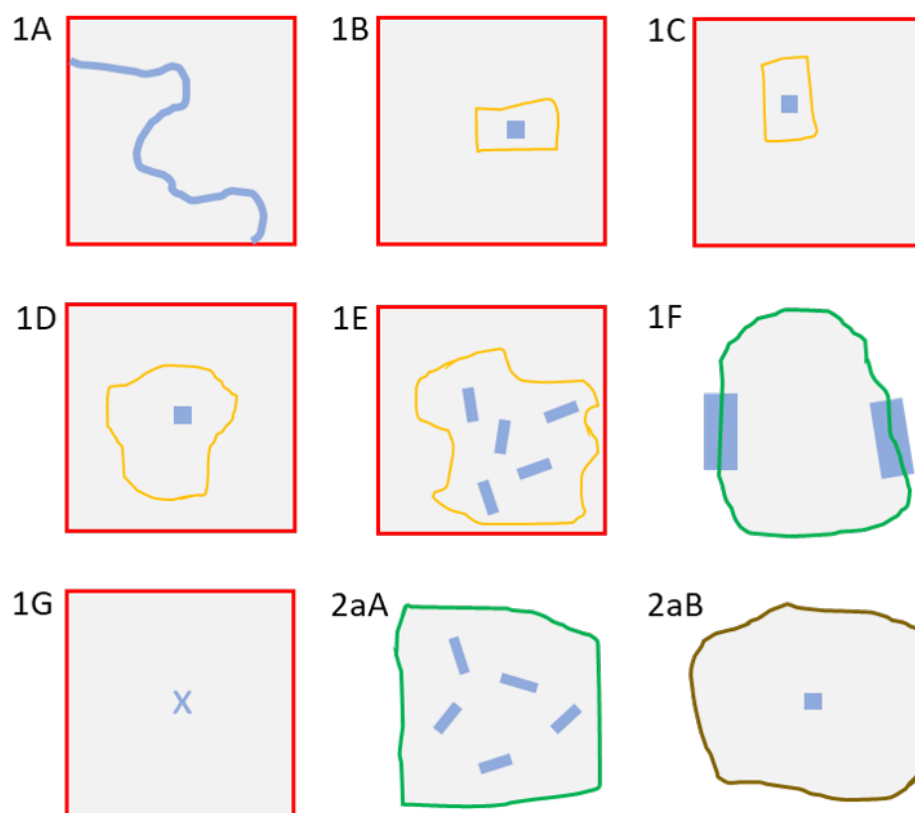


Abb. 2: Definition und schematisierte Darstellung von Flächenkulissen, Untersuchungsflächen und zu beprobender Teilbereiche anhand der ausgearbeiteten Bausteine: „**Flächenkulissen**“ sind die Kulisse der „bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen“ (SPF, hier rot umrandet, genutzt für die Bausteine 1A - 1E und 1G), die Kulisse der „FFH-Monitoringflächen“ einschließlich von Flächen, die in Einzelfällen für den jeweiligen IM-Baustein nicht geeignete FFH-Monitoringflächen ersetzen, (hier grün umrandet, genutzt für die Bausteine 1F und 2aA) und andere Kulissen von „Probeflächen“, die bausteinspezifisch neu erarbeitet werden und/oder bereits bestehende Flächenkulissen einbeziehen können (hier braun umrandet, Baustein 2aB). „**Untersuchungsflächen**“ (orange umrandet) sind bei den SPF relevant und umfassen einen Ausschnitt einer SPF (in den Bausteinen 1B, 1C und 1D in der Regel eine Grünland-, Acker- oder Wald-Fläche im Zentrum der SPF, im Baustein 1E der Siedlungsbereich der SPF). Innerhalb der SPF (bzw. der in ihnen enthaltenen Untersuchungsfläche), der FFH-Monitoringfläche oder der Probefläche werden die Insekten in „**zu beprobenden Bereichen**“ (blau dargestellt) erfasst. Dies sind in den Bausteinen 1A, 1E, 1F und 2aA ein oder mehrere für die Erfassung abzulaufende Transekte definierter Breite und Länge, in den Bausteinen 1B, 1C, 1D und 2aB ein 2.500 m² großer Plot, in dem Erfassungen mittels Fallen oder anderer Methoden durchgeführt werden, und in Baustein 1G eine für die Fallenplatzierung geeignete Stelle möglichst nah des SPF-Mittelpunkts.

2.1 Bausteine der Säule 1 „Monitoring häufiger Insekten“ auf der Kulisse der bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF)

- 1A: Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene
- 1B: Heuschrecken im Grünland
- 1C: Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald
- 1D: Xylobionte Käfer im Wald
- 1E: Wildbienen in Siedlungen
- 1G: Flugaktive Insekten im Offenland

Die oben genannten Bausteine werden auf (einer Auswahl) der bereits existierenden und von anderen Monitoringprogrammen genutzten Kulisse der jeweils 1 km² großen SPF in der Gesamtlandschaft umgesetzt. In der Regel wird dabei auf die SPF des Grundprogramms fokussiert – für landesweite Aussagen kann die Flächenkulisse vertieft werden. Grundsätzlich soll nur die SPF-Flächenkulisse mit den jeweils aktuellen vom BfN ab 2021 an die Länder abgegebenen Geodaten verwendet werden (sie ist die gemeinsame Kulisse des Monitorings häufiger Brutvögel, HNV-Farmland-Monitorings, Ökosystem-Monitorings und verschiedener Bausteine des IM und kann durch die Naturschutzfachbehörden der Bundesländer beim BfN angefragt werden). Kann auf einer SPF ein Baustein nicht wie in diesem Methodenhandbuch beschrieben umgesetzt werden, ist Kontakt mit dem BfN aufzunehmen. Je nach Baustein sollen für die Erfassungen bundesweit alle 1.000 SPF des Grundprogramms genutzt oder auf eine definierte Auswahl von SPF dieser Kulisse fokussiert werden:

- Der **Baustein 1A „Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene“** soll alle 1.000 SPF des Grundprogramms in der Gesamtlandschaft einbeziehen, d. h. alle Nutzungstypen umfassen (Acker, Grünland, Wald, Sonderbiotope, Sonderkultur, Siedlungen).
- Der **Baustein 1G „Flugaktive Insekten im Offenland“** soll nur auf den SPF umgesetzt werden, die den vier Nutzungstypen des Offenlandes zugeordnet sind (Acker, Grünland, Sonderbiotope und Sonderkultur, im Grundprogramm bundesweit insgesamt 650 SPF)⁸. Zum Zwecke der Aufwandsreduktion und mit Blick auf die Umsetzbarkeit des Bausteins werden nicht alle Offenland-SPF des Grundprogramms beprobt, sondern ein repräsentatives Subset von 200 SPF, s. Anhang A.1.
- In den **Bausteinen 1B „Heuschrecken im Grünland“, 1C „Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald“, 1D „Xylobionte Käfer im Wald“ und 1E „Wildbienen in Siedlungen“** stehen bestimmte Landnutzungstypen im Fokus. Sie sollen immer in derjenigen Teilmenge der SPF durchgeführt werden, die dem jeweils zu beprobenden Nutzungstyp zugeordnet ist. Das heißt, dass beispielsweise das Monitoring der „Heuschrecken im Grünland“ (Baustein 1B) in SPF erfolgen soll, die dem Nutzungstyp „Grünland“ zugeordnet sind. Analog sollen alle Bausteine mit Fokus auf Grünland, Acker, Wald oder Siedlungen in denjenigen SPF stattfinden, die dem jeweiligen Nutzungstyp „Grünland“, „Acker“, „Wald“ bzw. „Siedlungen“ (bundesweit insgesamt 200, 201, 198 bzw. 152 SPF im Grundprogramm) zugeordnet sind. Dieses Vorgehen ist nicht nur bei einem Fokus auf die SPF des

⁸ Grund für diesen Fokus auf das Offenland ist, dass die Ergebnisse von Erfassungen mit Malaisefallen, die im Rahmen des Bausteins eingesetzt werden sollen, im Wald aus methodischen Gründen nicht mit denen aus dem Offenland vergleichbar sind und der Einsatz von Malaisefallen im Siedlungsraum nicht praktikabel ist.

Grundprogramms sinnvoll, sondern auch bei einer möglichen Vertiefung z. B. für landesweite Aussagen.

Aus fachlichen Gründen und/oder mit Blick auf die Umsetzbarkeit sollen die Erfassungen von Insekten- und Umweltdaten nicht flächendeckend auf den 1 km² großen SPF stattfinden. Zum einen werden die Erfassungen bei manchen Bausteinen auf sogenannte Untersuchungsflächen fokussiert (s. Abb. 2), nämlich bei den Bausteinen 1B, 1C und 1D in der Regel auf eine Grünland-, Acker- oder Wald-Fläche im Zentrum der SPF, im Baustein 1E auf den Siedlungsbereich der SPF (s. u.). Zum anderen werden innerhalb der (Untersuchungsflächen der) jeweiligen SPF bausteinspezifisch und nach standardisiertem Vorgehen zu beprobende Bereiche der SPF ausgewählt (z. B. Transekttrouten oder Plots, s. Abb. 2), in denen nach dem in Kapitel 3 beschriebenen Untersuchungsdesign die Erfassungen stattfinden. Grundsätzlich wird bei den oben genannten Bausteinen unterschieden zwischen einem querschnittartigen Monitoring auf der Landschaftsebene (1A und 1G) und einem Monitoring in bestimmten Landnutzungs- oder Habitattypen (die übrigen).

Im **Baustein 1A „Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene“** wird ein Transekt durch die SPF gelegt, im **Baustein 1G „Flugaktive Insekten im Offenland“** eine Malaisefalle möglichst zentral in der SPF aufgestellt (Details zur standardisierten Vorgehensweise in Kapitel 3). Ein Verlauf des Transekts bzw. ein Standort der Falle außerhalb der SPF ist nicht zulässig (das Fehlen entsprechender Möglichkeiten innerhalb der SPF und ein dadurch bedingter Ausfall einer SPF ist zwar unwahrscheinlich, jedoch grundsätzlich denkbar; in diesem Fall ist der Kontakt zum BfN zu suchen)⁹.

In den **Bausteinen 1B, 1C und 1D** erfolgt die Insektenerfassung nur innerhalb der Untersuchungsfläche in der ausgewählten SPF, nämlich in einer einzelnen Bewirtschaftungseinheit¹⁰ pro SPF (Abb. 3). Erste Wahl hierfür ist immer die im Zentrum der SPF liegende Bewirtschaftungseinheit (in die der Mittelpunkt der SPF fällt). In Einzelfällen kann es jedoch vorkommen, dass sich eine Bewirtschaftungseinheit nicht (mehr) für die Insektenerfassungen eignet. Maßgeblich sind folgende Kriterien:

- Die Nutzung der Bewirtschaftungseinheit hat sich seit der Festlegung der SPF bzw. seit Beginn des Monitorings grundlegend geändert und erfüllt dadurch nicht mehr die Voraussetzungen für die Insektenerfassungen des jeweiligen Bausteins. Beispiele für solche

⁹ Eine Ausnahme gilt im hochalpinen Bereich für die Einrichtung der Tagfalter-Transekte (s. auch Baustein 1A, Kapitel 3). Wenn hier aufgrund eingeschränkter Begehrbarkeit der Stichprobenfläche (z. B. wegen Steillagen, Felswänden, Schuttfeldern, später Schneeschmelze, fehlender Infrastruktur oder fehlender Wege) keine Möglichkeit besteht, die Transektlänge von 1,5 km vollständig innerhalb der SPF zu realisieren, kann das Transekt in Absprache mit BfN teilweise oder gänzlich außerhalb der jeweiligen SPF verlaufen, wenn ein räumlicher Zusammenhang gewahrt bleibt.

¹⁰ Der Begriff „Bewirtschaftungseinheit“ bezieht sich auf einzelne, in sich einheitlich bewirtschaftete Flächen. Im Falle von Grünland und Acker sind das meist landwirtschaftlich genutzte Schläge, die gut abgrenzbar sind. Im Falle von Wald sind mit Bewirtschaftungseinheiten im Folgenden forstlich überwiegend einheitlich bewirtschaftete und unbewirtschaftete Bestände gemeint. In Wäldern sind in manchen Fällen einzelne Bewirtschaftungseinheiten weniger deutlich voneinander abgrenzbar als landwirtschaftlich genutzte Bewirtschaftungseinheiten, sodass bei Wald für die Abgrenzung und Auswahl zu kartierender Bewirtschaftungseinheiten gegebenenfalls pragmatisch vorgegangen werden muss. In Extremfällen können auch sehr unterschiedlich bewirtschaftete und strukturierte Bestände zu einer Bewirtschaftungseinheit zusammengefasst werden, Voraussetzung ist aber, dass es sich bei dem als Bewirtschaftungseinheit ausgewählten Bereich um einen zusammenhängenden Waldbereich handelt, also keine anderen Nutzungstypen wie Grünland oder Acker eingeschlossen werden.

Nutzungsänderungen sind Umwandlung von Grünland in Acker, Aufforstung von Offenland und Überbauung.

- Die Bewirtschaftungseinheit hat bzw. bekommt im Laufe des Monitorings eine Charakteristik, die laut Methodenbeschreibung des Bausteins von der Beprobung ausgeschlossen werden soll (s. Eignungskriterien des jeweiligen Bausteins, Kapitel 3). Ein Beispiel hierfür ist eine Zunahme der Gehölzdeckung auf mehr als 75 % im Kronenbereich bei Streuobstwiesen und anderen mit Gehölzen durchsetzten Grünländern, die neben anderen Grünlandtypen für Heuschreckenerfassungen im Rahmen des Bausteins 1B in Frage kommen.
- Die Bewirtschaftungseinheit ist nicht bzw. nicht mehr oder nur mit unverhältnismäßig großem Zeitaufwand zugänglich, liegt durch eine grenznahe Lage des SPF-Mittelpunktes außerhalb Deutschlands oder die vorgesehene Erfassungsmethode ist nicht bzw. nicht mehr einsetzbar, zum Beispiel aufgrund eines Betretungsverbots durch Eigentümer*innen der Bewirtschaftungseinheit oder aufgrund dauerhafter Überstauung, Lage an einem sehr steilen Hang oder zu starker natürlicher Dynamik.
- Die Bewirtschaftungseinheit genügt in Fläche oder Form nicht den Mindestanforderungen für die Insektenerfassungen gemäß der jeweiligen Bausteinbeschreibung in Kapitel 3.

Grundsätzlich soll das folgende standardisierte Verfahren für die Auswahl der zu beprobenden Bewirtschaftungseinheit bundesweit angewandt werden:

- Die Insektenerfassungen werden in der **zentralen Bewirtschaftungseinheit** einer SPF durchgeführt, sofern diese für die Erfassung geeignet ist (maßgeblich sind die Eignungskriterien des jeweiligen Bausteins).
- Ist diese Bewirtschaftungseinheit dauerhaft nicht (mehr) für die Insektenerfassung geeignet, wird wie folgt verfahren:
 - Die dem SPF-Mittelpunkt nächstgelegene Bewirtschaftungseinheit¹¹ innerhalb der SPF (**Suchbereich 1**, Abb. 3) wird auf Eignung für die Insektenerfassung geprüft. Eignet diese sich ebenfalls nicht, wird die wiederum dem SPF-Mittelpunkt nächstgelegene Bewirtschaftungseinheit innerhalb der SPF auf Eignung geprüft. Dieses Prozedere wird so lange fortgesetzt, bis entweder eine Bewirtschaftungseinheit als geeignet eingestuft wurde (diese wird für die Insektenerfassungen ausgewählt) oder bis jede Bewirtschaftungseinheit innerhalb der SPF als ungeeignet eingestuft wurde. Hierbei werden auch Bewirtschaftungseinheiten berücksichtigt, die nicht vollständig innerhalb der SPF liegen. Besonderheit bei den teilweise außerhalb der SPF liegenden Bewirtschaftungseinheiten ist, dass hier die Insektenerfassungen nicht wie in Kapitel 3 beschrieben möglichst zentral in der Bewirtschaftungseinheit erfolgen, sondern innerhalb der SPF stattfinden (s. Abb. 4). Ist die Insektenerfassung innerhalb der SPF (unter Einhaltung vom in der jeweiligen Bausteinbeschreibung vorgegebenen Mindestabstand zum Rand der Bewirtschaftungseinheit) nicht möglich, gilt diese Bewirtschaftungseinheit im Hinblick auf den Suchbereich 1 als für die Erfassung nicht geeignet.
 - Ist keine der Bewirtschaftungseinheiten der SPF für die Insektenerfassungen geeignet (maßgeblich sind weiterhin die Eignungskriterien des jeweiligen Bausteins), wird der

¹¹ Als nächstgelegene Bewirtschaftungseinheit ist die Bewirtschaftungseinheit anzusehen, deren **Außengrenze** dem SPF-Mittelpunkt am nächsten liegt. Die Lage des Mittelpunktes der Bewirtschaftungseinheit ist nicht maßgeblich.

zulässige Suchraum über die SPF hinaus auf den ihr zugeordneten **Suchbereich 2** (Abb. 3) ausgedehnt. Auch hier wird die dem SPF-Mittelpunkt nächstgelegene für die Insektenf Erfassung geeignete Bewirtschaftungseinheit ausgewählt. Analog zum Vorgehen im Suchbereich 1 werden auch Bewirtschaftungseinheiten berücksichtigt, die nicht vollständig innerhalb des Suchbereichs 2 liegen, sofern die Insektenf Erfassungen innerhalb des Suchbereichs 2 durchgeführt werden können (unter Einhaltung vom in der jeweiligen Bausteinbeschreibung vorgegebenen Mindestabstand zum Rand der Bewirtschaftungseinheit).

Informationen zur konkreten Lage und Ausdehnung des Suchbereichs 2 einer jeden SPF hält das BfN vor. Der Suchbereich 2 umfasst grundsätzlich das zum Mittelpunkt der SPF gehörige Schichtpolygon (Bestandteil der initialen Kulissenziehung), sofern sich dieses über den Rand der SPF hinaus erstreckt. In manchen Fällen darf sich der Suchbereich 2 jedoch nicht über die vollständige Fläche des Schichtpolygons erstrecken, um Überschneidungen der Suchbereiche verschiedener SPF zu vermeiden. Daher wurden sofern erforderlich einerseits Flächen anderer SPF ausgespart, andererseits Schichtpolygone, in denen mehr als ein einziger SPF-Mittelpunkt liegt, in Teilflächen zerteilt, die die Räume größter Abstände der SPF untereinander definieren (mithilfe sogenannter Thiessen-Polygone).

- **Fehlen geeigneter Bewirtschaftungseinheiten:** Falls auch nach der Prüfung aller in der SPF und im Schichtpolygon enthaltenen Bewirtschaftungseinheiten keine beprobbare Fläche gefunden wird, ist der Kontakt zum BfN zu suchen. In der Regel entfällt dann das Monitoring dieser SPF so lange, bis es (erstmalig oder wieder) eine beprobbare Bewirtschaftungseinheit gibt. Die Prüfung, ob es (wieder) eine beprobbare Bewirtschaftungseinheit gibt, sollte in jedem neuen Monitoring-Turnus nach oben beschriebenem Prozedere erfolgen. Wenn eine beprobbare Bewirtschaftungseinheit gefunden wird, soll die SPF (wieder) ins Monitoring aufgenommen werden.
- **Wechsel der Bewirtschaftungseinheit im laufenden Monitoringbetrieb:** Ein Wechsel der zu beprobenden Bewirtschaftungseinheit wird dann nötig, wenn die bisher beprobte Bewirtschaftungseinheit dauerhaft¹² nicht mehr den Eignungskriterien entspricht. In diesem Fall wird wieder nach oben beschriebenem Prozedere eine geeignete Bewirtschaftungseinheit ausgewählt (beginnend bei der Prüfung der Bewirtschaftungseinheit, die durch den SPF-Mittelpunkt markiert wird). Eine einmal ausgewählte Bewirtschaftungseinheit soll mit Blick auf die Kontinuität der Zeitreihen so lange beibehalten werden, bis sie nicht mehr den Eignungskriterien entspricht. Dies gilt auch dann, wenn die zentrale bzw. früher beprobte Bewirtschaftungseinheit wieder beprobbar werden sollte. Auf diese Weise wird die Anzahl von Veränderungen in der Zeitreihe, die aus Wechseln der beprobten Bewirtschaftungseinheiten resultieren, möglichst gering gehalten. Eine Ausnahme von dieser Regel stellen Bewirtschaftungseinheiten außerhalb der SPF dar (Suchbereich 2, s. Abb. 3): Aufgrund der großen Bedeutung der Verschneidungsmöglichkeit mit Daten anderer Monitoringprogramme soll ein Wechsel auf eine Bewirtschaftungseinheit innerhalb der SPF vorgenommen werden, sobald er möglich ist. Daher sollte regelmäßig nach oben beschriebenem Vorgehen geprüft werden, ob wieder eine Bewirtschaftungseinheit innerhalb der SPF

¹² Ein möglichst langfristiges Beibehalten der einmal ausgewählten Untersuchungsstandorte ist im Monitoring von großer Bedeutung, sodass Verlegungen von Untersuchungsstandorten nur dann erfolgen sollen, wenn die Standorte dauerhaft bzw. langfristig nicht mehr beprobt werden können, siehe auch Fußnote 6.

für die Erfassungen geeignet ist (beginnend bei der Bewirtschaftungseinheit, die durch den SPF-Mittelpunkt markiert wird).

Zu beachten ist, dass gegebenenfalls organisatorische Vorarbeiten (z. B. Information der Bewirtschaftenden, Einholen von Betretungsgenehmigungen) erforderlich sind, bevor mit der Beprobung begonnen werden kann. Daher sollte es zu jedem Zeitpunkt neben der Bewirtschaftungseinheit, die für die Insekterfassungen vorgesehen ist bzw. schon verwendet wird, mindestens eine weitere geben, für die diese Vorarbeiten so weit wie möglich abgeschlossen sind. Auf diese Weise wäre es möglich, eine Erfassung, die auf der eigentlich vorgesehenen Bewirtschaftungseinheit nicht bzw. nicht mehr durchgeführt werden kann, spontan oder sehr zeitnah auf einer anderen Bewirtschaftungseinheit durchzuführen.

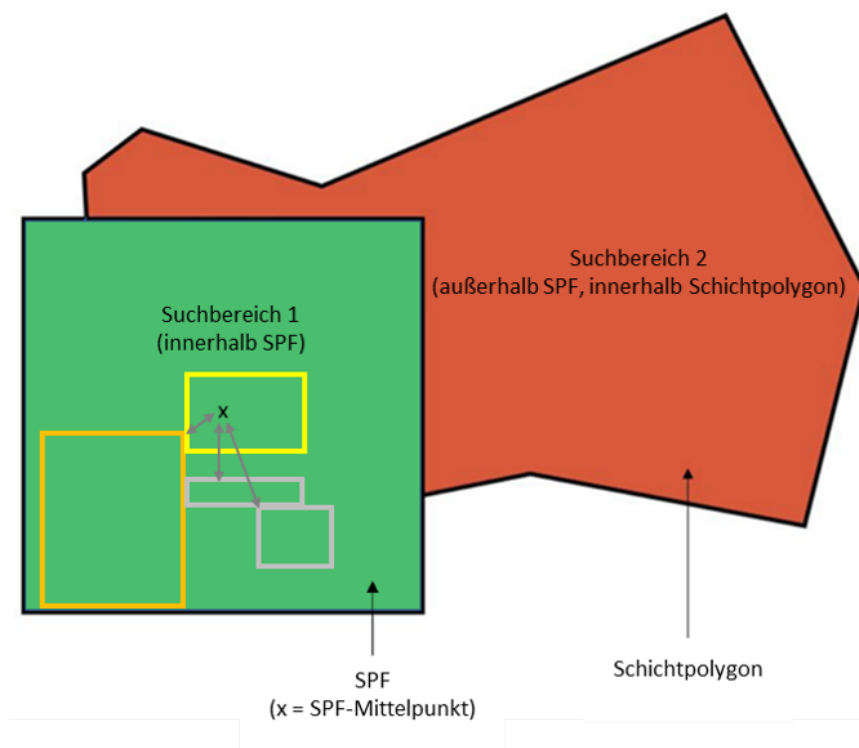


Abb. 3: Schematisierte Darstellung des Verfahrens für die Auswahl einer Bewirtschaftungseinheit in den Bausteinen 1B, 1C und 1D: Die Insekterfassungen finden in der zentralen, durch den SPF-Mittelpunkt markierten Bewirtschaftungseinheit (gelbes Rechteck) statt. Ist diese auf Basis der definierten Kriterien dauerhaft nicht (mehr) für die Insekterfassungen geeignet, wird die dem SPF-Mittelpunkt nächstgelegene geeignete Bewirtschaftungseinheit in Suchbereich 1 ausgewählt. Als nächstgelegene Bewirtschaftungseinheit ist die Bewirtschaftungseinheit anzusehen, deren Außengrenze dem SPF-Mittelpunkt am nächsten liegt (orangenes Rechteck; weitere geeignete Bewirtschaftungseinheiten als graue Rechtecke dargestellt, Distanzen zum SPF-Mittelpunkt durch Pfeile markiert). Haben mehrere Bewirtschaftungseinheiten denselben Abstand zum SPF-Mittelpunkt, wird eine Zufallsauswahl unter diesen Bewirtschaftungseinheiten getroffen. Der Fall, dass eine Bewirtschaftungseinheit aus der SPF ragt, wird in Abb. 4 behandelt. Sollte sich in Suchbereich 1 keine Bewirtschaftungseinheit eignen, wird die dem SPF-Mittelpunkt nächstgelegene, geeignete Bewirtschaftungseinheit in Suchbereich 2 ausgewählt.

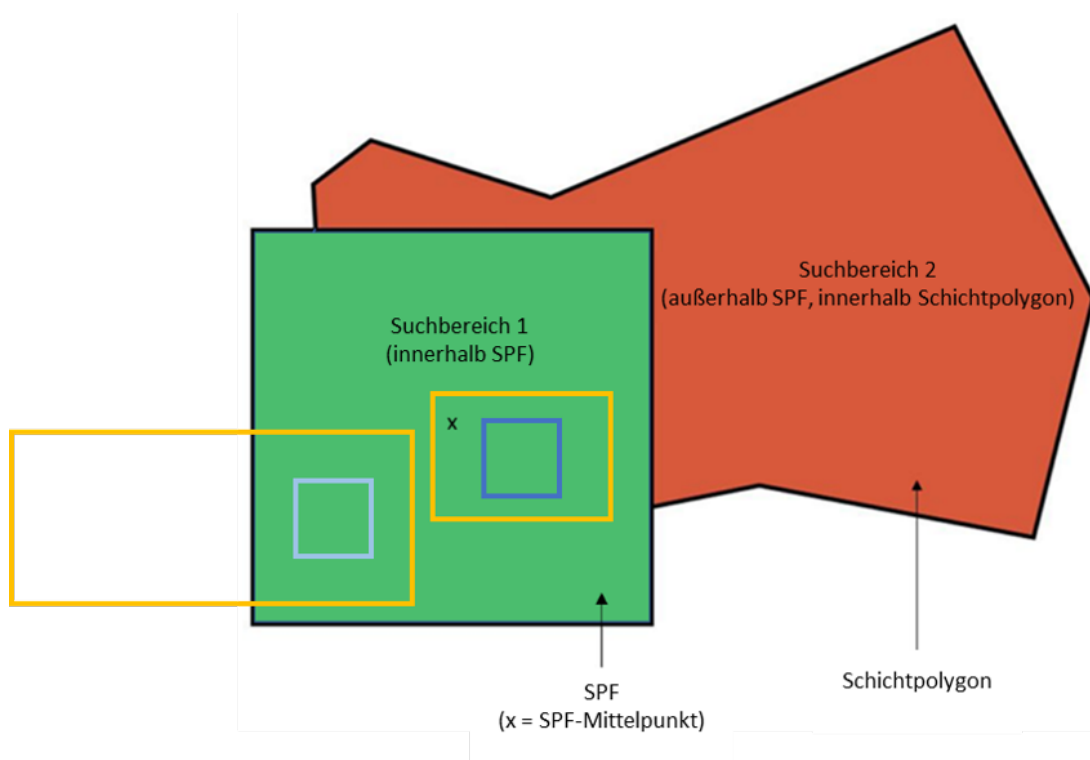


Abb. 4: Schematisierte Darstellung des Verfahrens für die Platzierung des Plots innerhalb der Bewirtschaftungseinheit: Innerhalb der für die Insektenerfassungen ausgewählten Bewirtschaftungseinheit (hier verschiedene Beispiele als orangene Rechtecke dargestellt) werden die Insektenerfassungen in der Regel möglichst zentral durchgeführt (dunkelblaues Quadrat, s. Methodenbeschreibungen in Kapitel 3). Befindet sich die ausgewählte Bewirtschaftungseinheit nur in Teilen innerhalb der SPF, sollten die Insektenerfassungen idealerweise zentral in dem Bereich der Bewirtschaftungseinheit erfolgen, der innerhalb der SPF liegt (hellblaues Quadrat), in jedem Fall aber innerhalb der SPF und unter Einhaltung vom in der jeweiligen Bausteinbeschreibung vorgegebenen Mindestabstand zum Rand der Bewirtschaftungseinheit. Analog dazu wird bei Bewirtschaftungseinheiten des Suchbereichs 2 vorgegangen.

Im **Baustein 1E „Wildbienen in Siedlungen“** wird von dem für die Bausteine 1B, 1C und 1D beschriebenen Prinzip der Beprobung eines bestimmten, möglichst zentral in der SPF gelegenen Bereichs abgewichen, da häufig große Teile des Siedlungsraums als Habitat für Wildbienen ungeeignet sein dürften und gleichzeitig Wildbienen in besonderem Maße mobil und ressourcenorientiert sind. In diesem Baustein erfolgt die Erfassung daher innerhalb des gesamten Siedlungsbereichs einer SPF (entspricht der Untersuchungsfläche in Abb. 2). Zur Festlegung des Siedlungsbereichs kann das digitale Landbedeckungsmodell (LBM-DE2021, BKG 2025 oder, falls verfügbar, aktuellere Versionen des Digitalen Landbedeckungsmodells) als

Orientierung genutzt werden¹³. Einerseits werden Wildbienen hier qualitativ und andererseits zusätzlich an mehreren gezielt ausgesuchten Stellen mit hoher Eignung als Wildbienen-Habitat quantitativ mittels Transekten erfasst (Details s. Kapitel 3.5). Kommen in einer SPF nicht ausreichend viele bzw. große Stellen vor, die bestimmte Mindestkriterien erfüllen und somit für Transekterfassungen in Frage kommen, erfolgt auf diesen SPF lediglich die qualitative Erfassung (vgl. Methodenbeschreibung zu diesem Baustein in Kapitel 3). Für diesen Baustein ist nicht vorgesehen, auf Bereiche außerhalb der SPF auszuweichen, da die qualitative Erfassung innerhalb der SPF immer möglich sein sollte. Daher ist auch nicht davon auszugehen, dass SPF ausfallen.

2.2 Bausteine der Säulen 1 „Monitoring häufiger Insekten“ und 2a „Monitoring von Insekten seltener Lebensräume“ auf FFH-Monitoringflächen

- 1F: Libellen in/an eutrophen Seen (Kleingewässer des FFH-LRT 3150)
- 1H: Wasserkäfer in eutrophen Seen (Kleingewässer des FFH-LRT 3150)
- 1J: Heuschrecken in Flachland-Mähwiesen (FFH-LRT 6510); Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Flachland-Mähwiesen (FFH-LRT 6510)
- 2aA: Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210); Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)
- 2aD: Libellen in/an dystrophen Stillgewässern (FFH-LRT 3160)
- 2aE: Nachtfalter in Übergangs- und Schwingrasenmooren (FFH-LRT 7140)
- 2aF: Schwebfliegen in Moorwäldern (FFH-LRT 91D0*)
- 2aG: Nachtfalter in Orchideen-Buchenwäldern (FFH-LRT 9150); Xylobionte Käfer in bodensauren Eichenwäldern (FFH-LRT 9190)
- 2aH: Heuschrecken in Berg-Mähwiesen (FFH-LRT 6520); Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Berg-Mähwiesen (FFH-LRT 6520)
- 2aI Teil 1: Tagfalter und Widderchen in Pfeifengraswiesen (FFH-LRT 6410)
- 2aJ: Zikaden in Borstgrasrasen (FFH-LRT 6230*)

Um Synergieeffekte mit dem FFH-Monitoring zu generieren, sollen Bausteine mit Bezug zu Lebensraumtypen (LRT) der FFH-Richtlinie auf den jeweiligen FFH-Monitoringflächen umgesetzt werden. Dies betrifft sowohl in der Säule 1 angesiedelte Bausteine in häufigen FFH-LRT (1F, 1H, 1J) als auch in der Säule 2a angesiedelte Bausteine in seltenen FFH-LRT (s. obige

¹³ Insbesondere folgende Nutzungskategorien gelten als Siedlungsbereich: N112 „Wohnen“, N120 „Produktion“, N121 „Öffentlichkeit“, N122 „Straßen- und Bahnverkehr“, N123 „Hafen“, N124 „Flugverkehr“, N131 „Abbauflächen“, N132 „Deponien“, N133 „Baustelle“, N141 „Städtische Grünfläche“, N142 „Sport- und Freizeit“. Außerdem werden Bereiche zum Siedlungsraum gezählt, die zwar keiner der obigen Kategorien zugeordnet, aber als siedlungstypisch anzusehen sind (z. B. Brachen, die die Nutzungskategorie N999 „Nicht relevant“ aufweisen, oder Straßenränder, die anderen als den oben genannten Kategorien zugeordnet sind). Flächen, die landwirtschaftliche Nutzung aufweisen (einschließlich extensiv landwirtschaftlich genutztem Grünland), sollen allerdings immer ausgeschlossen werden, auch wenn sie nach dem Landbedeckungsmodell einer der oben genannten siedlungs-typischen Landnutzungen zugeordnet sind (in Einzelfällen möglich).

Bausteine, deren Kürzel mit „2a“ beginnen). In der Regel sollen dabei die vollständigen Flächenkulissen der einzelnen biogeografischen Regionen des FFH-Monitorings verwendet werden (s. auch Kapitel 1.5; gegebenenfalls hiervon abweichende Vorgaben finden sich in den Methodenbeschreibungen der einzelnen Bausteine in Kapitel 3). In der Regel beinhalten die FFH-Monitoringflächen nur den im Fokus des Bausteins stehenden LRT, sodass auf die Abgrenzung von Untersuchungsflächen verzichtet werden kann¹⁴. In welchen Bereichen der FFH-Monitoringflächen die Insekterfassungen erfolgen, ist je nach Baustein und der anzuwendenden Methode unterschiedlich (s. Kapitel 3).

FFH-Monitoringflächen, die aufgrund z. B. bausteinspezifischer Kriterien wie der Mindestflächengröße (s. Kapitel 3) zu Beginn des Insektenmonitorings bzw. während des laufenden Betriebs von der Beprobung dauerhaft¹⁵ ausgeschlossen werden müssen, sollen durch geeignete Flächen desselben LRT ersetzt werden. Diese Ersatzflächen sollen von den betroffenen Bundesländern zufällig aus der Gesamtheit der Vorkommen des entsprechenden FFH-LRT im jeweiligen Bundesland ausgewählt werden¹⁶. Der Begriff „FFH-Monitoringflächen“ schließt im Folgenden auch die Flächen mit ein, die für den jeweiligen IM-Baustein nicht geeignete FFH-Monitoringflächen ersetzen, obwohl sie keine Flächen des FFH-Monitorings sind.

Eine einmal ausgewählte FFH-Monitoringfläche soll so lange wie möglich beibehalten werden. Dies gilt auch dann, wenn eine FFH-Monitoringfläche im laufenden Monitoringbetrieb durch eine andere Fläche ersetzt wurde (s. o.) und die ursprünglich vorgesehene bzw. früher beprobte Fläche des FFH-Monitorings (wieder) beprobbar werden sollte. Auf diese Weise wird die Anzahl von Veränderungen in der Zeitreihe, die aus Flächenwechseln resultieren, möglichst gering gehalten.

2.3 Bausteine der Säulen 1 „Monitoring häufiger Insekten“ und 2a „Monitoring von Insekten seltener Lebensräume“ auf anderen Probeflächen

- 1I: Wasserinsekten in Fließgewässern (WRRL-Monitoring)¹⁷
- 2aB: Xylobionte Käfer in naturnahen Wäldern
- 2aC: Flugaktive Insekten im naturschutzfachlich wertvollen Offenland
- 2aI Teil 2: Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Calthion-Wiesen

Für die oben genannten Bausteine bzw. Bausteinteile kann nicht auf die Kulissen der bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF) und des FFH-Monitorings zurückgegriffen werden. Für die Auswahl von geeigneten Probeflächen müssen daher im Rahmen des IM Kriterien entwickelt und dabei Synergien zu anderen existierenden Flächenkulissen (z. B. WRRL-

¹⁴ Beinhaltet eine FFH-Monitoringfläche nicht nur den im Fokus des Bausteins stehenden LRT, sollte der im Fokus des Bausteins stehende FFH-LRT als Untersuchungsfläche von anderen Lebensräumen abgegrenzt werden (analog zu Baustein 1E in Abb. 2). Die Erfassungen konzentrieren sich in dem Fall auf die Untersuchungsfläche.

¹⁵ Fällt eine Fläche nur zeitlich befristet aus, soll das Monitoring auf dieser Fläche ausgesetzt und zum nächstmöglichen Zeitpunkt fortgeführt werden.

¹⁶ Eine Ausnahme bildet zunächst der Baustein 1F „Libellen in/an eutrophen Seen (Kleingewässer des FFH-LRT 3150)“; hier wird vorerst auf eine Auswahl von Ersatzflächen verzichtet und zukünftig die Repräsentativität des Stichprobendesigns des Bausteins 1F überprüft werden. Darauf aufbauend wird erarbeitet, ob bzw. in welchen Fällen bei diesem Baustein dauerhaft nicht (mehr) beprobare Flächen durch geeignete Flächen desselben FFH-LRT ersetzt werden sollen.

¹⁷ WRRL – Wasserrahmenrichtlinie; RICHTLINIE 2000/60/EG

Monitoring, Nationalpark-Naturdynamikzonen, Naturwaldreservate) geprüft werden. Wichtig ist ein bundesweit einheitliches Vorgehen bei jedem einzelnen Baustein schon bei der Probeflächenauswahl, um miteinander vergleichbare und aussagekräftige Daten zu erhalten.

Grundsätzlich bieten Verzeichnisse zu (bekannten) Vorkommen des im Fokus des Bausteins stehenden konkreten Lebensraums eine wertvolle Grundlage für die Probeflächenauswahl. Aus dieser Grundgesamtheit können basierend auf den bausteinspezifischen Kriterien wie z. B. einer Mindestgröße die als Probeflächen in Frage kommenden Flächen eingegrenzt und daraus wiederum konkrete Flächen nach dem Zufallsprinzip und/oder unter Berücksichtigung von Synergien ausgewählt werden. In der Regel werden Probeflächen so ausgewählt und abgegrenzt, dass sie nur eine zusammenhängende Fläche des relevanten Lebensraums beinhalten, die von anderen Lebensräumen umschlossen ist. Bei besonders großräumigen zusammenhängenden Flächen des relevanten Lebensraums ist ausnahmsweise (um z. B. die erforderliche Zahl von Probeflächen in einem Land zu erreichen oder weil wenige großräumige Probeflächen den Großteil des relevanten Lebensraums im Land beinhalten) die Aufteilung dieser Fläche in mehrere Probeflächen zulässig, sofern die zu beprobenden Bereiche (z. B. Plots) einen Mindestabstand von 1,5 km zueinander haben, um eine starke räumliche Autokorrelation zu vermeiden.

Beim dauerhaften Ausfall einer Probefläche sollte eine sie ersetzende Fläche, die den bausteinspezifischen Kriterien genügt und im vom Ausfall betroffenen Bundesland liegt, nach dem oben beschriebenen Vorgehen ausgewählt werden. Eine einmal ausgewählte Probefläche sollte in der Regel so lange wie möglich beibehalten werden. Dies gilt auch dann, wenn eine früher beprobte Fläche wieder beprobbar werden sollte. Auf diese Weise wird die Anzahl von Veränderungen in der Zeitreihe, die aus Wechseln der Probeflächen resultieren, möglichst gering gehalten.

Bislang sind nur für den Baustein 2aB „Xylobionte Käfer in naturnahen Wäldern“ die Kriterien für die Auswahl von Probeflächen entwickelt worden (s. u.). Entsprechende Ausarbeitungen für die anderen Bausteine sind für eine bundesweit einheitliche Umsetzung der Bausteine unerlässlich und werden in die Fortschreibung des Methodenhandbuchs integriert.

- **Baustein 2aB „Xylobionte Käfer in naturnahen Wäldern“**

Für die Umsetzung dieses Bausteins werden zunächst durch die Naturschutzfachbehörden der Bundesländer zusammenhängende und von anderen Lebensräumen umgebene Flächen naturnaher Wälder (einzelne Vorkommen/Bestände dieses Lebensraums) als Probeflächen ausgewählt. Bei der Auswahl geeigneter Probeflächen sollen Synergien zu existierenden Flächenkulissen geprüft und nach Möglichkeit berücksichtigt werden. Die Wälder der Probeflächen müssen die im Folgenden beschriebenen Mindestkriterien und möglichst viele Zusatzkriterien erfüllen:

- Mindestkriterien, die bei der Auswahl der Probeflächen berücksichtigt werden müssen, sind:
 - Naturnähe des Waldes: Zulassen der natürlichen Entwicklung ohne forstliche Eingriffe (mit Ausnahme von Maßnahmen zur Verkehrssicherheit bzw. des Forst- und

Brandschutzes [BLE 2023])¹⁸, naturnahe Bestockung¹⁹

- Kein Fokus auf bestimmte Waldtypen: möglichst repräsentative Abdeckung der unterschiedlichen Typen von naturnahen Wäldern²⁰
- Zusätzliche Kriterien, von denen möglichst viele bei der Auswahl von Probeflächen berücksichtigt werden sollen:
 - Historisch alter Waldstandort: Bei Glaser & Hauke (2004) werden Waldstandorte als „historisch alt“ definiert, wenn sie seit ca. 200 Jahren mehr oder weniger kontinuierlich als Waldfläche genutzt wurden (zwischenzeitlicher Kahlschlag und Wiederaufforstung sind dabei möglich; kleinere jüngere Waldstandorte können enthalten sein)²¹
 - Nutzungseinstellung vor möglichst vielen (> 30) Jahren²²
 - Mindestgröße 5 ha, idealerweise > 20 ha²³

Ziel ist eine Flächenkulisse von bundesweit 102 Probeflächen. Dies entspricht etwa der Hälfte der bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF) des Grundprogramms, die der Schicht „Wald“ zugeordnet sind (198 SPF) und stellt einen Kompromiss zwischen fachlichem Anspruch (Stichprobengröße, Repräsentativität) und Umsetzbarkeit (Begrenzung der Kosten, Expert*innenverfügbarkeit) dar. Die Verteilung der Probeflächen auf die Bundesländer erfolgt relativ zur Anzahl der im jeweiligen Bundesland vorkommenden bundesweit repräsentativen Wald-Stichprobenflächen des Grundprogramms, d. h. bundeslandspezifisch werden 50 % dieser Menge als Probeflächen ausgewählt. Die ermittelte Zahl von Probeflächen beträgt für Baden-Württemberg 14, Bayern 22, Berlin 0, Brandenburg 10, Bremen 0, Hamburg 0, Hessen 9, Mecklenburg-Vorpommern 5, Niedersachsen 9, Nordrhein-Westfalen 9, Rheinland-Pfalz 7, Saarland 1, Sachsen 6, Sachsen-Anhalt 3, Schleswig-Holstein 2 und für Thüringen 5.

Unter Berücksichtigung der oben genannten Kriterien sollen die Probeflächen entsprechend des bundeslandspezifischen Angebots an naturnahen Wäldern über das Bundesland

¹⁸ Wälder, die langfristig einer natürlichen Entwicklung ohne forstliche Eingriffe überlassen sind, kommen in Deutschland insbesondere in Schutzgebieten der folgenden Kategorien vor: Naturwaldreservate (d. h. ausgewiesene Wälder, die der natürlichen Entwicklung überlassen sind; bundeslandspezifisch gibt es hierfür gegebenenfalls andere Bezeichnungen wie z. B. Bannwald, Naturwald oder Naturwald[par]zelle; Meyer et al. 2007, BLE 2023), Naturdynamikzonen Nationalparke, Kernzonen Biosphärenreservate, Flächen Nationales Naturerbe.

¹⁹ Demnach sollen auf Laubwaldstandorten lediglich Laubwälder, auf Nadelwaldstandorten nur Nadelwälder bzw. auf Mischwaldstandorten nur Mischwälder als Probeflächen ausgewählt werden.

²⁰ Dieses Vorgehen ist im Hinblick auf den Vergleich mit dem Baustein 1D „Xylobionte Käfer in Wäldern“ der Säule 1 vorteilhaft, da dort keine bestimmten Waldtypen gezielt betrachtet bzw. ausgeschlossen werden.

²¹ Diese Quelle kann auch zur Recherche historisch alter Waldstandorte genutzt werden. Aufgrund der Habitatkontinuität zeichnen sich historisch alte, naturnahe Waldstandorte durch vergleichsweise ungestörte Artengemeinschaften, eine hohe Diversität bzw. viele seltene Arten aus und haben daher eine hohe naturschutzfachliche Bedeutung (Bußler 2010, Assmann et al. 2013).

²² Bei lange zurückliegender Nutzungseinstellung ist anzunehmen, dass die Artenzusammensetzung naturnähere Bedingungen widerspiegelt, als wenn die Nutzungseinstellung noch nicht lange zurückliegt.

²³ Empfehlungen zur Mindestgröße von Naturwaldreservaten liegen bei 20 ha (Projektgruppe Naturwaldreservate des Arbeitskreises Standortskartierung in der Arbeitsgemeinschaft Forsteinrichtung 1993). Diese Mindestgröße wird für Naturwaldreservate empfohlen, damit sich die unterschiedlichen Waldentwicklungsphasen, die für den Standort bzw. Waldtyp charakteristisch sind, möglichst vollständig entwickeln können (Meyer et al. 2007).

verteilt werden. Grundsätzlich soll die Lage mehrerer Probeflächen in räumlichem Zusammenhang möglichst vermieden werden; bei besonders großräumigen Probeflächen wie z. B. Nationalpark-Naturdynamikzonen ist ausnahmsweise (um z. B. die erforderliche Zahl von Probeflächen in einem Land zu erreichen oder weil wenige großräumige Probeflächen den Großteil naturnaher Wälder im Land beinhalten) die Aufteilung in mehrere Probeflächen zulässig, sofern die zu beprobenden Bereiche (hier Plots) einen Mindestabstand von 1,5 km zueinander haben, um eine starke räumliche Autokorrelation zu vermeiden.

Für die Auswahl der konkreten Probeflächen und zu untersuchenden Bereiche bzw. Plots dieses Bausteins (Details zur Platzierung in Kapitel 3.10) wird eine Abstimmung mit den jeweiligen für Wald bzw. Forst zuständigen Landesbehörden, forstlichen Versuchsanstalten und weiteren Akteuren wie z. B. Nationalparkverwaltungen dringend empfohlen, um Synergien mit laufenden oder geplanten Aktivitäten bestmöglich erschließen zu können. Die oben bzw. in Kapitel 3.10 genannten Kriterien zur Auswahl und Platzierung sollen dabei berücksichtigt werden.

2.4 Bausteine der Säule 2b „Monitoring aus Naturschutzsicht wertvoller Insekten“

- 2bA: Behaarter Kurzflügler (*Emus hirtus*)
- 2bB: Silberfleck-Perlmutterfalter (*Boloria euphrosyne*)
- 2bC: Ockerbindiger Samtfalter (*Hipparchia semele*)
- 2bD: Gestreifte Quelljungfer (*Cordulegaster bidentata*)
- 2bE: Insektenarten der FFH-Richtlinien-Anhänge (FFH-Monitoring)

Für das Monitoring in der Säule 2b wurden neben einem Baustein zu Insektenarten der FFH-Richtlinien-Anhänge, für den Synergien mit dem FFH-Monitoring dieser Arten erschlossen werden sollen, verschiedene Insektenarten vorgeschlagen (Abb. 1). Für diese Arten existieren bislang keine großräumigen Monitoringaktivitäten und dementsprechend auch keine Flächenkulissen. Daher muss bei der Ausarbeitung von Bausteinen der Säule 2b ein grundlegendes Konzept zur Gestaltung der Flächenkulissen erarbeitet werden. Dabei sollten neben existierenden Populationen der Arten auch potenziell geeignete, aber aktuell unbesiedelte Habitate in das Monitoring einbezogen werden. Dies ermöglicht, eventuelle Bestandszuwächse und Ausbreitungsprozesse nicht nur anhand von Abundanzzunahmen existierender Populationen, sondern auch anhand einer Zunahme der Anzahl von Vorkommen bzw. von Arealerweiterungen zu bemerken und zu quantifizieren. Bei ausschließlicher Fokus auf bekannte Vorkommen hingegen würde man systematisch eher negative als positive Entwicklungen feststellen (site-selection-bias: Eine mögliche Verschlechterung von Habitaten bekannter Vorkommen mit Rückläufigkeit oder Erlöschen der Population würde beobachtet, eine Ausbreitung der Art und Neubesetzung von bisher unbesetzten Lebensräumen hingegen nicht).

Wichtig ist ein bundesweit einheitliches Vorgehen bei jedem einzelnen Baustein schon bei der Zusammenstellung der Flächenkulisse, um miteinander vergleichbare und aussagekräftige Daten zu erhalten. Entsprechende Ausarbeitungen sind für eine bundesweit einheitliche Umsetzung der Bausteine unerlässlich und werden in die Fortschreibung des Methodenhandbuchs integriert.

3 Methodenbeschreibungen

In den folgenden Unterkapiteln wird für jeden bereits ausgearbeiteten Baustein die Methodik zur Erfassung von ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Ausführlichere Einordnungen und Hintergründe der Bausteinausgestaltung sind den entsprechenden Kapiteln des Abschlussberichts der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen. Zukünftig wird das Methodenhandbuch um Methodenbeschreibungen weiterer Bausteine fortgeschrieben.

- 1A: Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene (ab Seite 27)
- 1B: Heuschrecken im Grünland (ab Seite 39)
- 1C: Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald (ab Seite 54)
- 1D: Xylobionte Käfer im Wald (ab Seite 81)
- 1E: Wildbienen in Siedlungen (ab Seite 113)
- 1F: Libellen in/an eutrophen Seen (Kleingewässer des FFH-LRT 3150) (ab Seite 129)
- 1G: Flugaktive Insekten im Offenland (ab Seite 143)
- 2aA: Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210); Wildbienen in trockenen Heiden
 - Teil 1: Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210) (ab Seite 161)
 - Teil 2: Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030) (ab Seite 179)
- 2aB: Xylobionte Käfer in naturnahen Wäldern (ab Seite 198)

Der Hauptteil der jeweiligen Methodenbeschreibungen stellt detailliert das Vorgehen bei der Datenerfassung dar und fokussiert dabei auf das routinemäßige Vorgehen unter Normalbedingungen. Wichtige Aspekte wie der Zeitraum/Zeitpunkt der Datenaufnahmen im Jahr und im Tagesverlauf, Wetterbedingungen, der konkrete Ort und die Art und Weise der Erfassungen werden thematisiert. Obligatorisch umzusetzende Aspekte werden in schwarzer Schrift, optional umzusetzende in grauer Schrift dargestellt.

Dieser Hauptteil der jeweiligen Methodenbeschreibungen wird durch bausteinspezifische Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt – hier werden erwartbare Fragen und Aspekte behandelt, zum Beispiel wird der Umgang mit denkbaren Ausnahmesituationen beschrieben. Diese Listen sollen nicht nur anlassbezogenes Nachschlagewerk sein, sondern auch zur Vorbereitung der Kartierungen dienen und das Verständnis für die Vorgehensweise vertiefen. Wir empfehlen daher ausdrücklich die Lektüre der Methodenbeschreibungen inklusive der FAQ vor Beginn der Kartierungen. Bei offenen Fragen oder Unklarheiten sollte der Kontakt zu den Naturschutzfachbehörden von Bund bzw. Ländern gesucht werden.

3.1 Baustein 1A: Tagfalter & Widderchen auf der Landschaftsebene

Die Erfassung der Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene soll in allen bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF) des Grundprogramms unabhängig von ihrer Zuordnung zu den verschiedenen Nutzungstypen durchgeführt werden (vgl. Kapitel 2.1). Die Erfassung der Tagfalter und Widderchen erfolgt **mehrmals im Jahr entlang eines 1,5 km langen Transekts**, das innerhalb der 1 km² großen SPF nach standardisiertem Verfahren dauerhaft angelegt wird. Durch standardisiertes Begehen des Transekts werden die Imagines der Falter erfasst. Vorgaben zu Zeitpunkten, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und (sofern vorgesehen) Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in *grauer Schrift* dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).

- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).
- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbareren Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbarere Individuen werden als nicht bestimmbares Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.1.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

- **Kartierzeiträume im Jahr:** Die Erfassung der Tagfalter und Widderchen erfolgt im Zeitraum von Anfang Mai bis Mitte August in fünf Erfassungsperioden, die jeweils eine Länge von 21 Tagen haben und gleichmäßig über den Gesamt-Zeitraum verteilt sind. In jeder der fünf Erfassungsperioden wird pro SPF eine Begehung durchgeführt. Die Erfassungsperioden sind wie folgt terminiert:

- Periode 1: 01. bis 21. Mai,
- Periode 2: 22. Mai bis 11. Juni,
- Periode 3: 12. Juni bis 02. Juli,
- Periode 4: 03. bis 23. Juli,
- Periode 5: 24. Juli bis 13. August.

Zwei Begehungen derselben SPF sollten optimalerweise zwei bis vier Wochen auseinander liegen, mindestens jedoch eine Woche und höchstens fünf Wochen. Innerhalb der einzelnen Erfassungsperioden sollten SPF im Tiefland nach Möglichkeit zuerst beprobt werden, die höchstgelegenen bzw. in Wärmeungunstlagen gelegenen SPF jeweils zum Ende der Erfassungsperioden. Diese Vorgehensweise trägt dem in Abhängigkeit vom regionalen Klima unterschiedlich weiten Fortgang der phänologischen Entwicklung der Schmetterlingsfauna Rechnung.

- **Tageszeiten:** Die Erfassung sollte in der Regel im Zeitraum von 10 bis 17 Uhr MESZ stattfinden. Im Hochsommer können Erfassungen schon ab 9 Uhr, in den Erfassungsperioden 2 bis 4 noch bis 18 Uhr MESZ durchgeführt werden – Voraussetzungen für diese frühen und späten Erfassungen sind, dass auch hier die Mindeststandards hinsichtlich der Witterungsbedingungen unbedingt eingehalten werden und bereits bzw. noch ausreichend hohe Tagfalter-Aktivität vorhanden ist (v. a. bei stark beschatteten Bereichen wie Wäldern sollte dies zunächst geprüft werden).
- **Wetterbedingungen:** Die Erfassung von Tagfaltern und Widderchen ist wetterabhängig, da die Tiere nur unter günstigen Bedingungen aktiv sind. Die Festlegung der Wetterbedingungen für die Erfassung von Tagfaltern und Widderchen ist demnach eine wichtige Voraussetzung, um vergleichbare Daten zu erhalten. Eine Erfassung erfolgt nur, wenn die

Temperaturen mind. 13 °C (bei Sonnenschein) bzw. mind. 17 °C bei Bewölkung (40–80 %) betragen und es nicht regnet (Kühn et al. 2014). Die Windstärke sollte bei höchstens 4 Beaufort liegen (nur kleine Äste bewegen sich, Papier und Laub wird aufgewirbelt; vgl. Kühn et al. 2014).

3.1.2 Wo werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

Für die Erfassung der Tagfalter und Widderchen werden 1,5 km lange Transekte, die innerhalb der SPF liegen, genutzt. Der konkrete Transektverlauf einer jeden SPF ist für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern nicht zwingende Gründe eine Verlegung in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ, Kapitel 3.1.5).

Muss der Transektverlauf erstmalig bzw. neu festgelegt werden, sind folgende Punkte zu beachten:

- Die 1,5 km langen Transekte sollen vollständig innerhalb der SPF liegen.
- Nach Möglichkeit sollte sich der Transektverlauf am Wegenetz orientieren (Abb. 5), damit langfristig gesicherte Transekte zur Verfügung stehen, die im Laufe des Monitorings regelmäßig für die Falteruntersuchungen genutzt werden können.
- Die ungefähre Orientierung der Transekte innerhalb der SPF sollte möglichst diagonal durch die SPF verlaufen, üblicherweise zwischen der nordwestlichen und südöstlichen Ecke der SPF, sofern das Wegenetz dies zulässt (Abb. 5). Andernfalls kann die Transektrichtung variiert werden. Die Tagfaltererfassung stellt einen gesamtlandschaftlichen, zufälligen Querschnitt durch die SPF dar, daher soll der Verlauf des Transekts nicht an bestimmten Nutzungs- oder Biotoptypen ausgerichtet oder bestimmte Bestandteile der Landschaft gemieden werden.
- Das Transekt sollte nach Möglichkeit durchgehend verlaufen. In Einzelfällen kann es, wenn es aufgrund des vorhandenen Wegenetzes nicht anders möglich ist, unterbrochen werden.
- Die Transektmittellinie, auf der sich die kartierende Person in beliebiger Richtung bewegt, verläuft dabei in der Regel entlang des linken Wegrandes von Nordwesten aus blickend, in jedem Fall aber über den Verlauf des Monitorings immer gleich.
- Als Grundlage für die Transektbegehungen werden die eingemessenen Transekte digitalisiert und kartografisch abgebildet.

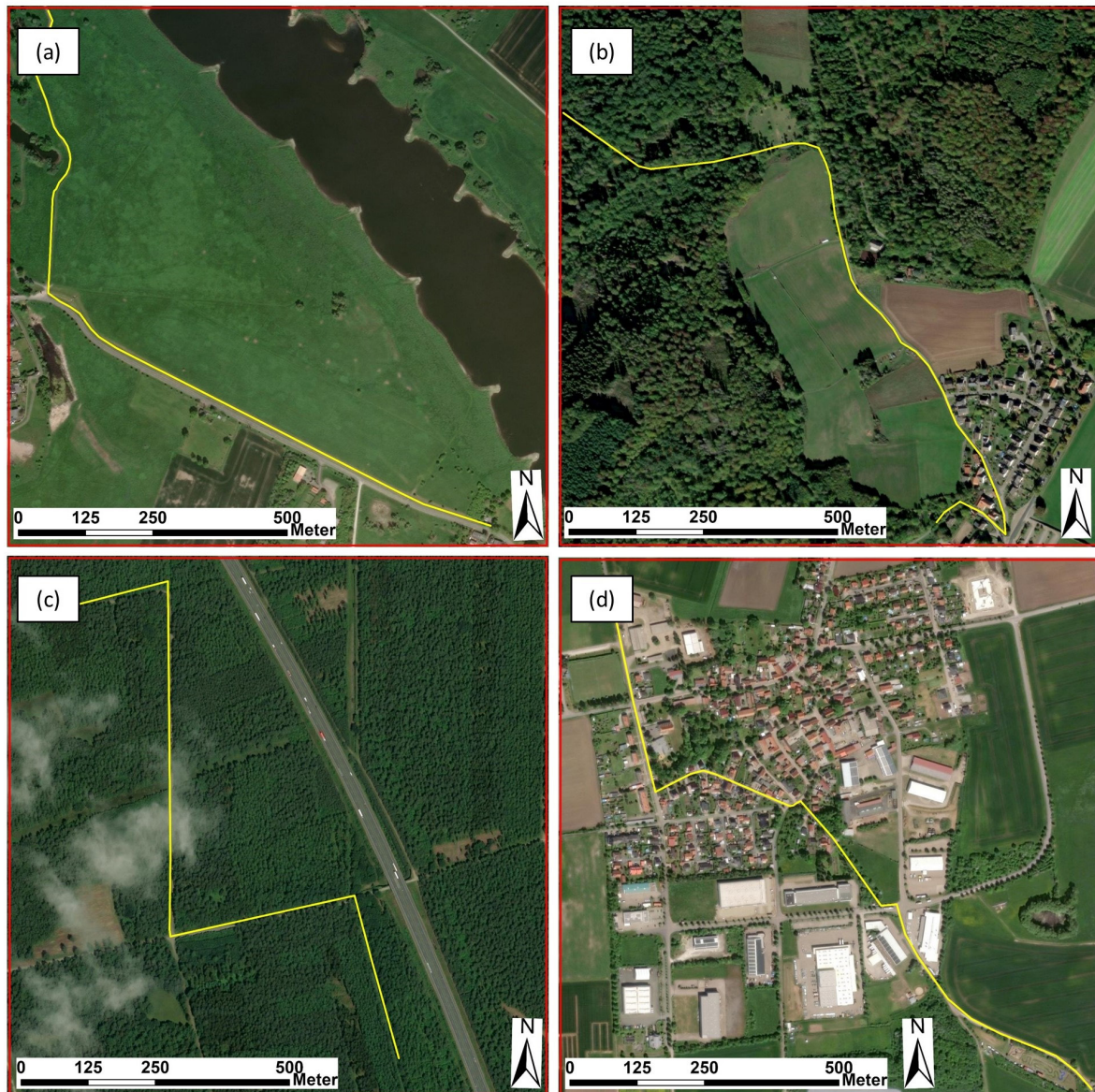


Abb. 5: Beispieltransekte (gelbe Linie, 1,5 km Länge) für SPF (Größe: 1 km²) mit Zuordnung zu verschiedenen Nutzungstypen: (a) Grünland, (b) Acker, (c) Wald, (d) Siedlungen (Luftbilder: ESRI) (© Dr. Merle Streitberger).

3.1.3 Wie werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

- **Transekterfassung:** Die Erfassung der adulten Tagfalter und Widderchen erfolgt entlang des Transekts in einem gedachten Quader, der sich ausgehend von der kartierenden Person 5 m nach vorne und nach oben sowie je 2,5 m nach rechts und links erstreckt. Damit sind die im Rahmen des IM erhobenen Tagfalter-Daten mit denen des ehrenamtlichen Tagfalter-Monitorings Deutschland vergleichbar (vgl. Kühn et al. 2014) wie auch mit den meisten Tagfalter-Monitoringprojekten der anderen europäischen Länder.

Das Transekt wird in einem einheitlichen Schrittempo von 1 km/h abgegangen – für die Transektlänge von 1,5 km entspricht dies einer reinen Begehungszeit von 1,5 h. Die Zeit, die für Bestimmung, Einfangen und gegebenenfalls Abtöten von Tieren benötigt wird („Handlingzeit“), ist von der Begehungszeit des Transekts ausgenommen. Dies kann z. B. durch Anhalten einer Stoppuhr für die Dauer der Bestimmungsarbeit oder des Einfangens

praktikabel umgesetzt werden. Diese Handlingzeit variiert oft in Abhängigkeit der konkreten Faltervorkommen, da bei manchen Arten für eine genauere Ansprache der Tiere gegebenenfalls einzelne Individuen mit Keschern gefangen und (nach Möglichkeit lebend) bestimmt werden müssen. Gegebenenfalls ist in Einzelfällen das Abtöten von Tieren und Beschriftung des entsprechenden Gefäßes für eine genitalmorphologische Präparation zur Artansprache erforderlich. Insbesondere bei Arten, deren Bestimmung anzuzweifeln sein könnte (z. B. sehr seltene Arten oder bei Vorkommen außerhalb des bisher bekannten Verbreitungsgebiets oder des bisher bekannten Flugzeitraums), wird die Anfertigung aussagekräftiger Makrofotos als Beleg oder das Sammeln und Archivieren des Individuums als Belegexemplar empfohlen.

Die Fundpunkte jedes einzelnen adulten Falters (Ausnahmen s. FAQ) werden im Gelände punktgenau in digitaler Form mit einem GPS-fähigen Eingabegerät aufgenommen, beispielsweise mit einem Smartphone und einer geeigneten App. Vorteile der punktgenauen digitalen Erfassung der Beobachtungen gegenüber einer analogen Erfassung mit Zuordnung der Falterbeobachtungen zu Transektabschnitten sind, dass die Falter auf feinerer Ebene den Biotoptypen zugeordnet werden können und die Daten bereits im Gelände digitalisiert werden (wodurch der Arbeitsschritt der nachträglichen Digitalisierung der Daten entfällt).

- **Ergänzende qualitative Erfassung auf dem Rückweg:** Auf dem Rückweg wird das Transekt im normalen Schrittempo begangen (\triangleq ca. 3 km/h bzw. 50 m/min). Falls dabei Imagines von Arten beobachtet werden, die auf dem Hinweg noch nicht erfasst wurden, werden die entsprechenden Arten zusätzlich (aber ohne Angabe von Individuenzahlen) aufgenommen und entsprechend gekennzeichnet (eine Verortung der nur auf dem Rückweg beobachteten Arten ist nicht erforderlich).
- **Allgemein:** Neben den erfassten Arten (eine Bestimmung des Geschlechts der beobachteten Individuen ist nicht erforderlich) werden der Name der kartierenden Person, das Kürzel der SPF, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn und Ende der Begehung dokumentiert.

Eine gezielte Suche nach Präimaginalstadien (Eier, Raupen, Puppen) erfolgt weder auf dem Hinweg noch auf dem Rückweg. Artnachweise, die ausschließlich über Zufallsfunde von Präimaginalstadien erbracht wurden, sollten dennoch dokumentiert und entsprechend gekennzeichnet werden. Weitere (auch adulte) Tiere, die in der Handlingzeit oder außerhalb des Transekts beobachtet werden, werden nicht als Monitoringdaten mitaufgenommen (s. unten FAQ).

Die Nomenklatur der Tagfalter und Widderchen richtet sich nach der zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Liste der Tagfalter bzw. Widderchen.

3.1.4 Erfassung von Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten

Erfassungsmethoden dargestellt²⁴. Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier Tagfalter und Widderchen), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden mit Blick auf die Umsetzbarkeit keine obligatorisch und folgende optional (in grauer Schrift) zu erfassenden Umweltparameter definiert:

- **Charakterisierung Biotopausstattung:** Zur Charakterisierung von Biotopausstattung des Transektbereichs und der unmittelbaren Umgebung des Transekts sowie von Biotopausstattung und Landschaftsstruktur der weiteren Umgebung können grundsätzlich Daten aus anderen Umweltüberwachungsprogrammen genutzt werden, z. B. aus Biotopkatastern der Länder oder ATKIS, insbesondere aber aus dem Ökosystem-Monitoring (ÖSM), sobald es etabliert ist. Falls im Feld erhebliche Abweichungen zu derartigen zur Verfügung stehenden Umweltdaten (z. B. aufgrund von Veränderungen seit Erfassung der Umweltdaten wie Umwandlung von Grünland in Acker) festgestellt werden, sollten diese z. B. in Form eines Kommentars (mit Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts) dokumentiert werden. Eine gezielte Prüfung derartiger Umweltdaten auf Aktualität ist nicht obligatorisch, aber optional möglich. Hierbei kann auf das 5 m breite Transekt und dessen unmittelbare Umgebung (25 m breite Streifen zu beiden Seiten der Transektmittellinie) oder auch auf die weitere Umgebung (innerhalb der SPF) fokussiert werden, s. Abb. 6. Diese Prüfung kann in grober Form erfolgen, im Falle von Daten des ÖSM beispielsweise auf der zweiten hierarchischen Ebene des Kartierschlüssels (Tschiche et al. 2022 bzw. die jeweils aktuelle Fortschreibung des Kartierschlüssels). Sollte das ÖSM auf den jeweiligen SPF noch nicht umgesetzt werden, ist eine Erhebung entsprechender Daten im Rahmen des IM ebenfalls nicht obligatorisch.
- **Weitere Informationen:** Weitere Informationen zum Transekt oder zu seiner Umgebung können z. B. in Form eines Kommentars zusätzlich erfasst werden.

²⁴ Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.



Abb. 6: Für die Erfassung und spätere Auswertung der für Tagfalter potenziell bedeutenden Umweltvariablen sollen drei verschiedene räumliche Ebenen unterschieden werden. Die unterste Ebene ist der Bereich, den das 5 m breite Transekt einnimmt (gelbe Linie). Darüber folgt die unmittelbare Umgebung des Transekts, die als zwei 25 m breite Streifen zu beiden Seiten der Transektmittellinie definiert wird (rote Markierung). Die oberste räumliche Ebene umfasst die gesamte SPF (weißes Quadrat) und damit die Landschaft, in die das Transekt eingebettet ist (Luftbild: ESRI) (© Dr. Merle Streitberger).

3.1.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.1.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

Darf von den oben genannten Kartierzeiträumen (Erfassungsperioden) abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die Erfassungen in den vorgesehenen fünf Kartierzeiträumen stattfinden. Innerhalb der Kartierzeiträume kann der konkrete Tag der Kartierung beliebig terminiert werden, sofern die oben beschriebenen Regelungen zu zeitlichen Abständen zwischen den Kartierungen, Wetterbedingungen usw. eingehalten werden.

Wenn eine Transektbegehung nicht innerhalb des vorgesehenen Zeitfensters durchgeführt werden konnte (z. B. wegen andauerndem Schlechtwetter, temporär eingeschränkter Begehrbarkeit des Transektes oder krankheitsbedingten Ausfällen der kartierenden Personen),

soll die ausgefallene Begehung so bald wie möglich nachgeholt werden. Eine nicht termin-gerechte Begehung beeinträchtigt die Qualität des Datensatzes einer SPF weniger stark als eine fehlende. Die auf den Nachholtermin folgende Begehung der nächsten Erfassungspe-riode sollte innerhalb des für sie vorgesehenen Zeitfensters und nach Möglichkeit frühes-tens eine Woche nach der verspäteten vorherigen Begehung erfolgen. In Ausnahmefällen darf dieser zeitliche Abstand zur vorherigen Begehung aber unterschritten werden.

Darf die Anzahl der Kartierzeiträume (Erfassungsperioden) reduziert werden?

Auf SPF in Höhenlagen bis 1.000 m NN darf die Begehungszahl nicht reduziert werden. Aus-nahmen stellen nur die SPF in Höhenlagen über 1.000 m NN, insbesondere im hochalpinen Bereich, dar: dort beginnt die Vegetationsperiode in der Regel deutlich später als in tieferen Lagen, wodurch mit einem verkürzten Aktivitätszeitraum der Tagfalter zu rechnen ist. Daher soll für SPF in Höhenlagen von mehr als 1.000 m NN auf Basis von konkreter Höhenlage und Exposition abgeschätzt werden, ob auf der jeweiligen SPF voraussichtlich langfristig fünf Be-gehungen im vorgesehenen Rhythmus (in den oben angegebenen fünf dreiwöchigen Erfas-sungsperioden) realisiert werden können, oder ob grundsätzlich ein Durchgang wegen wit-terungsbedingt zu geringer Tagfalteraktivität entfallen sollte (in der Regel der erste Durch-gang im Jahr, sodass die Erfassungen erst mit der Periode 2 ab 22. Mai beginnen). Sollten die Bedingungen in der SPF sogar die Umsetzung dieser bereits reduzierten Zahl von vier Durchgängen grundsätzlich nicht zulassen, ist der Kontakt zum BfN zu suchen (denkbar in Einzelfällen bei Höhenlagen ab ca. 2.500 m NN). Der so für die jeweilige Hochlagen-SPF op-timierte Begehungsrhythmus sollte im Rahmen des weiteren Monitorings grundsätzlich bei-behalten werden – sollten sich die Verhältnisse auf der jeweiligen SPF im Laufe des Moni-torings allerdings derart ändern, dass die Tagfalteraktivität voraussichtlich langfristig auch während der ersten Erfassungsperiode (ab 1. Mai) eine Begehung sinnvoll erscheinen lässt, sollten die grundsätzlich angestrebten fünf Begehungen im oben angegebenen Rhythmus dauerhaft umgesetzt werden.

Was passiert, wenn sich während der Begehung des Transekts das Wetter so verschlech-tert, dass die Standardbedingungen nicht mehr erfüllt sind?

In diesem Fall muss die Erfassung unterbrochen und zu einem späteren Zeitpunkt oder an einem anderen Tag an der entsprechenden Stelle fortgesetzt werden. Diese Abweichungen vom Standardvorgehen sind entsprechend zu dokumentieren.

FAQ zu Kapitel 3.1.2 – Wo werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

Was passiert, falls das Transekt nicht mehr oder nicht mehr vollständig begangen werden kann?

Im Laufe des Monitorings können auf dem Transekt Hindernisse entstehen (z. B. Bebauung oder Sperrung von Wegen), die eine Begehung der bisherigen Route (ganz oder abschnitts-weise) unmöglich machen. In dem Fall sind in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes folgende Optionen zu prüfen:

- Die Kartierung wird – möglichst innerhalb der jeweiligen Erfassungsperiode – zeitlich verschoben (nur sinnvoll, wenn zu erwarten ist, dass die Hindernisse entsprechend kurz-fristig bestehen).

- Ist dies nicht möglich, sollen die nicht begehbaren Abschnitte des Transektes unter folgenden Maßgaben durch neue Abschnitte ersetzt werden:
 - I) Die noch begehbaren Anteile des Transekts werden beibehalten.
 - II) Die Gesamtlänge des Transekts beträgt weiter 1,5 km.
 - III) Bei der Festlegung der neuen Transektabschnitte sind die in Kapitel 3.1.2 genannten Punkte zur Festlegung des Transektverlaufs zu beachten, wie zum Beispiel der Verlauf innerhalb der SPF und entlang von Wegen.
 - IV) Die neu auszuwählenden Transektabschnitte sind denen, die bisher kartiert wurden aber nun nicht mehr begehbar sind, in Bestand und Struktur möglichst ähnlich, so dass die (teilweise) Änderung des Transektverlaufs einen möglichst geringen Einfluss auf die Daten hat. Sollte dies (in Teilen) nicht möglich sein, werden auch unähnliche Transektabschnitte als Ersatz für die nicht begehbaren Abschnitte einbezogen.
 - V) Der neue Transektverlauf wird kartographisch dokumentiert (digital und räumlich so präzise, dass daraus die zu beprobende Wegseite erkennbar ist) und eine neue Transekt-ID vergeben (das ursprüngliche Transekt hat die Nummer 1, wird es zumindest in Teilen verändert, bekommt es die Nummer 2).
- Sollte es auch nicht möglich sein, die nicht begehbaren Transektabschnitte nach oben genannten Maßgaben vollständig durch neue zu ersetzen, müssen die Tagfalter ausnahmsweise auf einem kürzeren Transekt erfasst werden (Ziel ist dabei trotzdem, sich der Transektlänge von 1,5 km bestmöglich anzunähern). Im Rahmen der späteren Auswertungen kann dann fallspezifisch entschieden werden, auf welche Weise die Daten verwendet werden.

In der nächsten Erfassungsperiode wird wieder der ursprüngliche Transektverlauf (Transekt-ID 1) kartiert, sofern er wieder begehbar ist. Bestehen die Hindernisse in gleicher Weise fort, wird wieder dem Transektverlauf der letzten Kartierung gefolgt (Transekt-ID 2). Sind nur Teile des ursprünglichen Transektverlaufs (Transekt-ID 1) wieder begehbar, werden diese wieder begangen und die weiterhin nicht begehbaren Abschnitte durch entsprechende Abschnitte des zuletzt kartierten Transektes (Transekt-ID 2) ersetzt und wiederum eine neue Transekt-ID vergeben (Transekt-ID 3). Wenn sich im Laufe des Monitorings zeigen sollte, dass ein bestimmter Abschnitt in der Mehrzahl der Erfassungsperioden nicht begangen werden konnte, soll die Verlegung dauerhaft gemacht werden.

Darf das Transekt ausnahmsweise in Teilen oder gänzlich außerhalb der SPF liegen, wenn die Lage innerhalb der SPF nicht umsetzbar ist?

Eine Lage außerhalb der SPF ist nur in folgender Situation möglich: Wenn im hochalpinen Bereich aufgrund eingeschränkter Begehrbarkeit der SPF (z. B. aufgrund von Steillagen, Felswänden, Schuttfeldern, später Schneeschmelze oder fehlender Wege) keine Möglichkeit besteht, die Transektlänge von 1,5 km vollständig innerhalb der SPF zu realisieren, kann das Transekt in Absprache mit BfN teilweise oder gänzlich außerhalb der jeweiligen SPF verlaufen, wenn ein räumlicher Zusammenhang gewahrt bleibt. Hierbei sollen mögliche Synergien mit anderen Monitoringprogrammen, insbesondere dem Monitoring häufiger Brutvögel, geprüft und (sofern möglich und sinnvoll) dieselben Bereiche beprobt werden.

FAQ zu Kapitel 3.1.3 – Wie werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.1.4 zu finden.

- Kescher, Fanggläser
- Fernglas mit Nahfokussierung
- Kartenmaterial zu den Transekten
- GPS-fähiges Eingabegerät zur digitalen punktgenauen Erfassung der Koordinaten der Falter im Gelände sowie zum Einmessen bzw. Auffinden des genauen Transektverlaufs
- Bestimmungsliteratur, z. B. Settele et al. (2015) für Tagfalter und Naumann et al. (1999) für Widderchen
- Glas mit Tötungsmittel für den Fall, dass Individuen für genitalmorphologische Untersuchungen entnommen werden müssen; Material zur Etikettierung der Gläser, um die gefangenen Tiere SPF und Erfassungsperiode zuordnen zu können
- Kamera mit Makroobjektiv zur Dokumentation besonderer (z. B. seltener) Arten

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

(Wie) Werden Falter aufgenommen, die während der Transekterfassung außerhalb des Transekts/gedachten Würfels oder während der Handlingzeit (Fang/Bestimmung) gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Transektdaten aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder SPF der zeitliche und flächenmäßige Erfassungsaufwand derselbe ist, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Muss tatsächlich jedes Falterindividuum einzeln als GPS-Punkt erfasst werden?

Falls sich mehrere Individuen derselben Art gleichzeitig innerhalb des gedachten Quaders mit 5 m Kantenlänge befinden, kann für sie ein einziger GPS-Punkt gesetzt werden. Für diesen GPS-Punkt wird die Anzahl der beobachteten Individuen einer Art festgehalten.

Muss der GPS-Punkt genau an der Stelle, an der sich das Falterindividuum befindet, gesetzt werden?

Für die Auswertung ist nur die Position der Individuen in Längsrichtung des Transekts wichtig, eine exakte Verortung in Querrichtung ist nicht erforderlich. Folglich kann die kartierende Person für alle seitlich von ihr befindlichen Individuen die Punkte dort setzen, wo sie sich gerade selbst befindet, und braucht nicht zum Aufenthaltsort des Falters hinzugehen.

Darf auch mit Transektbreiten > 5 m gearbeitet werden?

In dem Fall soll einerseits für die Vergleichbarkeit der Daten dokumentiert werden, ob sich der Falter innerhalb des 5 m-Streifens aufgehalten hat oder jenseits davon. Andererseits sollte gewährleistet bleiben, dass die Falter innerhalb des 5 m-Streifens zuverlässig erfasst werden.

Müssen tatsächlich alle Falterindividuen, die nicht direkt auf Artniveau angesprochen werden können, zur Bestimmung gefangen werden?

Grundsätzlich ist es das Ziel, alle in den Transekten erfassten Individuen auf Artniveau zu bestimmen. Treten allerdings Individuen in großer Zahl auf, die gegebenenfalls einander sehr ähnlichen Arten (z. B. derselben Gattung) angehören und nicht auf Anhieb bis auf Artniveau bestimmt werden können, ist es als Ausnahmefall ausreichend, die Individuenzahl unter einem Arbeitsnamen als Artkomplex zu erfassen und stichprobenhaft Individuen des Artkomplexes zu fangen, um diese auf Artniveau zu bestimmen. Gehören alle stichprobenhaft bestimmten Individuen eines Artkomplexes derselben Art an, können die nicht bestimmten Individuen dieses Artkomplexes ebenfalls dieser Art zugeordnet werden (der Arbeitsname wird also durch den konkreten Artnamen ersetzt) – allerdings muss dokumentiert werden, dass für diese Individuen die Artzuordnung nicht auf ihrer Bestimmung beruht. Gehören die stichprobenhaft bestimmten Individuen eines Artkomplexes verschiedenen Arten an, können die nicht bestimmten Individuen des Artkomplexes den Arten des Artkomplexes entsprechend der jeweiligen relativen Häufigkeit in der bestimmten Stichprobe zugeordnet werden – auch hier muss dokumentiert werden, dass für diese Individuen die Artzuordnung nicht auf einer Bestimmung beruht. Anhand dieser Daten lässt sich zwar nicht die Artidentität jedes einzelnen Individuums rekonstruieren, allerdings hat dies keine Konsequenzen für Auswertungen, bei denen die räumliche Verteilung der Arten und Individuen innerhalb der Transekte unerheblich ist.

Wie ist damit umzugehen, wenn z. B. im Siedlungsbereich nicht die Möglichkeit besteht, sich einem auf Privatgelände befindlichen Falterindividuum zu nähern?

Die Mittellinie der Transekte sollte sich auf öffentlich zugänglichen Wegen befinden. Vor allem innerhalb von Siedlungen ist aber davon auszugehen, dass die Transekte entlang von eingezäunten Bereichen oder Privatgrundstücken verlaufen und der 5 m-Streifen in diese hineinreicht. Das Einholen von entsprechenden Betretungserlaubnissen wäre unverhältnismäßig aufwändig, sodass in diesem Fall nicht alle Tiere gefangen bzw. von Nahem betrachtet werden können. Ein Fernglas mit Nahfokussierung kann die Artbestimmung erleichtern. Auch wenn davon auszugehen ist, dass in Siedlungen vor allem häufige, auch aus weiterer Entfernung gut unterscheidbare Arten vorkommen, und bestimmungskritische Gattungen wie *Pyrgus*, *Polyommatus*, *Melitaea* oder *Boloria* nur eine untergeordnete Rolle spielen, wird absehbar nicht in allen Fällen die Bestimmung der Tiere auf Artniveau möglich sein.

FAQ zu Kapitel 3.1.4 – Erfassung von Umweltvariablen

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.1.3 zu finden.

- Ggf. Ergebnisse der aktuellen ÖSM-Kartierungen
- Sofern (ergänzende) Kartierungen im Gelände durchgeführt werden sollen: Luftbilder (analog oder digital) mit Verlauf von Transekt und Abgrenzungen des Umgebungstreifens

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

3.2 Baustein 1B: Heuschrecken im Grünland

Die Erfassung der Heuschrecken²⁵ im Grünland soll in allen bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF) des Grundprogramms durchgeführt werden, die der Schicht „Grünland“ zugeordnet sind (vgl. Kapitel 2.1). Die Erfassung der Heuschrecken erfolgt **einmal im Sommer** innerhalb der zentral in der SPF befindlichen Grünlandbewirtschaftungseinheit, d. h. in der Bewirtschaftungseinheit, in der der Mittelpunkt der SPF liegt (s. Kapitel 2.1). In dieser Bewirtschaftungseinheit wird ein 2.500 m² großer Plot dauerhaft angelegt, in dem die Heuschreckenerfassung erfolgt. Sie setzt sich zusammen aus einer **standardisierten quantitativen Erfassung mittels Isolationsquadrat** und einer sich daran anschließenden, **ergänzenden qualitativen Erfassung**. Vorgaben zu Erfassungszeitraum, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in grauer Schrift dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher

²⁵ einschließlich der Fangschrecken, auch wenn im Folgenden nicht explizit benannt

Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).

- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).
- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbareren Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbarere Individuen werden als nicht bestimmbares Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.2.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Heuschrecken erfasst?

- **Kartierzeitraum im Jahr:** Es wird eine Begehung zwischen Mitte Juli und Ende August durchgeführt, wobei die qualitative Nachsuche in der Regel direkt im Anschluss an die quantitative Erfassung durchgeführt wird. Die Reihenfolge, in der die SPF bearbeitet werden, sollte sich an ihrer Höhenlage bzw. ihrem Lokalklima orientieren. Im Tiefland bzw. in besonders warmen Gegenden gelegene SPF sollten zuerst (und nach Möglichkeit in der ersten Hälfte des Kartierzeitraums) bearbeitet werden, da hier das Populationsmaximum früher erreicht wird als in höheren Lagen (Ingrisch & Köhler 1998).
- **Tageszeiten:** Sofern die Wetterbedingungen (kein Niederschlag, Temperaturen von mindestens 15 °C) eingehalten werden und die Lichtverhältnisse eine zuverlässige Bestimmung zulassen, gibt es hinsichtlich der Tageszeiten keine Einschränkungen.
- **Wetterbedingungen:** Die Heuschrecken-Erfassung mit dem IQ kann auch bei Wetterbedingungen erfolgen, die für einige anderen Methoden (z. B. Artnachweis anhand von Lautäußerungen) und Insektengruppen (z. B. Tagfalter) suboptimal sind, da beim Absuchen der Vegetation innerhalb des IQ auch wenig aktive Individuen recht zuverlässig gefunden werden. Während eines Regenereignisses und der anschließenden mindestens 15 Minuten sollte jedoch nicht erfasst werden, ebenso nicht bei Temperaturen unter 15 °C.

3.2.2 Wo werden die Heuschrecken erfasst?

In der zentralen Grünlandbewirtschaftungseinheit der Grünland-SPF (s. Kapitel 2.1) erfolgt die Erfassung der Heuschrecken in einem 2.500 m² großen Plot. Die konkrete Position des 2.500 m² großen Plots einer jeden SPF ist für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern das Grünland im zu kartierenden Plot noch den Anforderungen (s. u.) entspricht und nicht zwingende Gründe eine Verlegung des Plots in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ).

Anforderungen an bzw. Eignungskriterien für das Grünland im zu kartierenden Plot, die im Rahmen der erstmaligen Bewirtschaftungseinheit-Auswahl zu beachten und vor jeder weiteren Kartierung zusätzlich zu den in Kapitel 2.1 genannten Kriterien zu überprüfen sind, sind folgende:

- Beprobte werden alle Arten von aktuell landwirtschaftlich genutztem oder brachliegendem Grünland im weiteren Sinne, unabhängig von der Feuchte- und Trophiestufe. Unter „Grünland“ werden hier also sowohl das Wirtschaftsgrünland im engeren Sinne (pflanzensoziologische Klasse Molinio-Arrhenatheretea inklusive der manchmal als eigene Klasse [Agrostietea stoloniferae] angesehenen Flutrasen) als auch anthropo-zoogene Magerrasen auf sauren und basischen Substraten (pflanzensoziologische Klassen Koelerio-Corynephoretea, Festuco-Brometea und Violetea calaminariae sowie Ordnung Nardetalia) gefasst.
- Von der Beprobung ausgeschlossen werden folgende Arten von Grünland:
 - Rasen, die sehr oft (ca. jede Woche) gemäht werden (z. B. Golfplätze, Sportplätze, Parkplätze, Straßenbegleitgrün, Zierrasen in Parks);
 - „Grasäcker“ (d. h. Grünland, das regelmäßig umgebrochen und wieder neu eingesät wird): erkennbar daran, dass das Gras in Reihen gesät ist (teilweise mit offenem Boden dazwischen), und dass die Vegetation (fast) nur aus 1–2 (Gras-)Arten besteht;
 - Sonderkulturen/Plantagen wie Obst-, Wein-, Hopfen- und Weihnachtsbaumkulturen (allerdings sollen Streuobstwiesen, auch brachliegende, beprobt werden, vgl. nachfolgenden Punkt);
 - Streuobstwiesen und andere mit Gehölzen durchsetzte Grünländer (z. B. alte Grünland-Brachen) mit einer Gehölzdeckung der Kronen > 75 %;
 - Grünland-Brachen mit einer Feldschichthöhe von > 1 m, da hier das Arbeiten mit dem Isolationsquadrat nicht mehr praktikabel ist; alle niedrigeren Bestände werden beprobt.
- Von der Beprobung ausgeschlossen werden außerdem Grünlandbewirtschaftungseinheiten, in denen der Erfassungsplot nicht nach unten beschriebenen Vorgaben positioniert werden kann (z. B. wegen zu geringer Größe).

Sollte es sich bei der nach dem in Kapitel 2.1 beschriebenen Auswahlprozedere zu beprobenden Bewirtschaftungseinheit um entsprechend auszuschließendes Grünland handeln, wird verfahren, als wenn es sich hierbei nicht um Grünland, sondern z. B. um eine Ackerfläche handeln würde. In diesen Fällen muss also eine andere Bewirtschaftungseinheit, die den obigen Eignungskriterien entspricht, ausgewählt werden. Dabei sollen die in Kapitel 2.1 beschriebenen Regeln eingehalten werden.

Bei der erstmaligen Positionierung bzw. Neuplatzierung des Plots innerhalb einer Grünland-Bewirtschaftungseinheit sind folgende Punkte zu beachten:

- Der Plot ist ein Bereich der ausgewählten Grünland-Bewirtschaftungseinheit mit einer Größe von 2.500 m² und ist i. d. R. quadratisch, also 50 m × 50 m groß.
- Er wird möglichst zentral in der Bewirtschaftungseinheit platziert (Ausnahmen bilden die Bewirtschaftungseinheiten, die aus der SPF bzw. aus dem Schichtpolygon herausragen, s. Kapitel 2.1).
- Zur Minimierung von Randeffekten sollten zwischen den Grenzen des Plots und den Rändern der Grünland-Bewirtschaftungseinheit überall mindestens 20 m liegen (Schirmel et al. 2010). Lässt sich dieser Abstand nicht einhalten (was z. B. bei schmalen, langgestreckten Bewirtschaftungseinheiten der Fall sein kann), kann von der quadratischen Form des Plots abgewichen werden und seine Form den lokalen Gegebenheiten angepasst werden.

- Bei der erstmaligen Beprobung wird die Lage der Ecken des Plots in ein Luftbild eingezeichnet und mit GPS möglichst genau eingemessen, um eine Beprobung desselben Plots in den Folgejahren sicherzustellen.

3.2.3 Wie werden die Heuschrecken erfasst?

- **Quantitative Erfassung mittels Isolationsquadrat (IQ):** Für die quantitative Erfassung wird das IQ eingesetzt. Dies ist ein standardisierter, unten und oben offener Rahmen mit quadratischer Grundfläche von 2 m² und Seitenwänden mit einer Höhe von 80 cm (Abb. 7), der zum Isolieren und Zählen von Heuschrecken in die Vegetation gesetzt wird (Fartmann et al. 2024). Der Rahmen besteht z. B. aus zusammensteckbaren Aluminiumstangen mit zur Stabilisierung dazwischen verspannten Spanngurten, die Seitenwände aus einer Bahn stabilen Stoffs. Das IQ kann selbst gebaut oder käuflich erworben werden (Informationen zu Aufbau und Nutzung: <https://www.youtube.com/watch?v=w4c389XtvxU&feature=youtu.be>). Der Einsatz des IQ soll standardisiert erfolgen:
 - Innerhalb des Plots wird das IQ 15 Mal aufgesetzt (Abb. 8), sodass insgesamt eine Fläche von 30 m² beprobt wird. Dabei sollten die einzelnen „Würfe“ innerhalb des Plots räumlich so gleichmäßig wie möglich verteilt werden. Da die „Würfe“ einen zufälligen Querschnitt durch den Plot darstellen sollen, besteht keine Notwendigkeit, sie an bestimmten Strukturen auszurichten oder bestimmte Strukturen innerhalb des Plots zu meiden. Die einzelnen „Würfe“ des IQ sollten immer mindestens 10 m auseinander liegen.
 - Das Aufsetzen des IQ sollte, falls die Erfassung bei sonnigem Wetter stattfindet, nach Möglichkeit gegen die Sonne erfolgen, sonst könnte der Schatten des IQ die Heuschrecken vorzeitig flüchten lassen.
 - Sofort nach dem Aufsetzen wird das Quadrat einmal fest auf den Boden gedrückt, um Lücken zwischen dem unteren Rand der Seitenwände und der Bodenoberfläche, durch die Heuschrecken entkommen könnten, zu schließen.

Für jeden einzelnen Wurf (die Heuschrecken-Daten sollen den jeweiligen Würfeln zuzuordnen sein) werden alle Heuschrecken²⁶-Individuen, die sich innerhalb des IQ befinden, wie folgt erfasst:

- Für adulte Individuen werden Art und Geschlecht notiert.
- Larven werden getrennt von den Imagines notiert. Arten, von denen sich sowohl Imagines als auch Larven im IQ befinden, werden also wie zwei verschiedene Arten behandelt.
- Die Artidentität von Larven wird so genau wie möglich bestimmt, im Idealfall bis auf Artebene, oder, wenn das nicht möglich ist, auf höherer systematischer Ebene (mindestens jedoch auf Ebene der Unterordnung: Lang-/Kurzfühlerschrecken). Bei einigen Arten ist die sichere Bestimmung der Larven auf Artniveau unmöglich oder zumindest so schwierig, dass sie viel Erfahrung voraussetzt. Daher ist es sinnvoll, Vertreter der folgenden Artengruppen im Larvenstadium nicht auf Artniveau, sondern nur bis auf das Niveau der jeweiligen Gruppe zu bestimmen bzw. die auf Artniveau bestimmten Individuen später im Rahmen der Datenauswertungen entsprechend zusammenzuführen.

²⁶ einschließlich der Fangschrecken, auch wenn sie im Folgenden nicht explizit benannt werden

Dadurch wird gewährleistet, dass die Individuenzahlen dieser zum Teil in hohen Dichten auftretenden Arten zwischen verschiedenen Datensätzen vergleichbar bleiben:

- *Chorthippus-biguttulus*-Gruppe (*Chorthippus biguttulus*, *C. brunneus*, *C. mollis*);
 - „*Parallelus*-Gruppe“ (*Pseudochorthippus parallelus*, *P. montanus*, *Chorthippus albomarginatus*, *C. dorsatus*);
 - Gattung *Tetrix*.
- Falls bei einem Individuum einer vorherrschend kurzflügeligen Art Langflügeligkeit (Makropterie) festgestellt wird, wird dies notiert.

Bereits bestimmte Individuen werden aus dem IQ rausgesetzt. Grundsätzlich sollten zunächst die Individuen, die bereits an die Seitenwände gesprungen sind, abgesammelt werden, da bei ihnen die „Fluchtgefahr“ besonders groß ist. Anschließend wird die Vegetation innerhalb des IQ gründlich durchsucht, bis keine Heuschrecken mehr im IQ zu finden sind.

- **Ergänzende qualitative Erfassung:** Zusätzlich zur Erfassung mit dem IQ findet eine ergänzende qualitative Erfassung nach weiteren Arten innerhalb des Plots statt. Dafür werden alle innerhalb des 2.500 m²-Plots vorkommenden Vegetationsstrukturen (inkl. Offenboden) insgesamt für ca. 10 Minuten durch Sichtbeobachtung, Verhören (ohne Zuhilfenahme eines Frequenzwandlers) und Keschern nach Arten abgesucht, die im Rahmen der quantitativen Erfassung noch nicht festgestellt wurden. Es werden nur diese zusätzlich festgestellten Arten notiert, nicht ihre Abundanz oder weitere Merkmale.
- **Allgemein:** Neben den oben genannten Parametern werden der Name der kartierenden Person, das Kürzel der SPF, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn der Begehung dokumentiert.

Insbesondere bei Arten, deren Bestimmung anzuzweifeln sein könnte (z. B. sehr seltene Arten oder bei Vorkommen außerhalb des bisher bekannten Verbreitungsgebiets oder des bisher bekannten Flugzeitraums), wird die Anfertigung aussagekräftiger Makrofotos als Beleg oder das Sammeln und Archivieren des Individuums als Belegexemplar empfohlen.

Weitere Tiere, die außerhalb des IQ (bei der quantitativen Erfassung) bzw. außerhalb des Plots (bei der qualitativen Erfassung) beobachtet werden, werden nicht als Monitoringdaten mitaufgenommen (s. FAQ).

Die Nomenklatur der Heuschrecken richtet sich nach der zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Liste der Heuschrecken.



Abb. 7: Methoden, die für die Erfassung der Heuschrecken eingesetzt werden. Linkes Foto: Isolationsquadrat (IQ), mit dem vollquantitative Daten zu Heuschrecken im Grünland erhoben werden. Da beim Absuchen der Vegetation innerhalb des IQ auch wenig aktive Individuen recht zuverlässig gefunden werden, ermöglicht das IQ die Erfassung auch bei Wetterbedingungen, die für einige anderen Methoden (z. B. Artnachweis anhand von Lautäußerungen) suboptimal sind. Rechtes Foto: Im Rahmen der ergänzenden qualitativen Erfassung werden alle innerhalb des Plots vorkommenden Vegetationsstrukturen insgesamt für ca. 10 Minuten durch Sichtbeobachtung, Verhören (ohne Zuhilfenahme eines Frequenzwandlers) und Keschern nach Arten abgesucht, die im Rahmen der quantitativen Erfassung noch nicht festgestellt wurden. (© Fotos: links: Dr. Lisa Holtmann, rechts: Katharina Fumy).

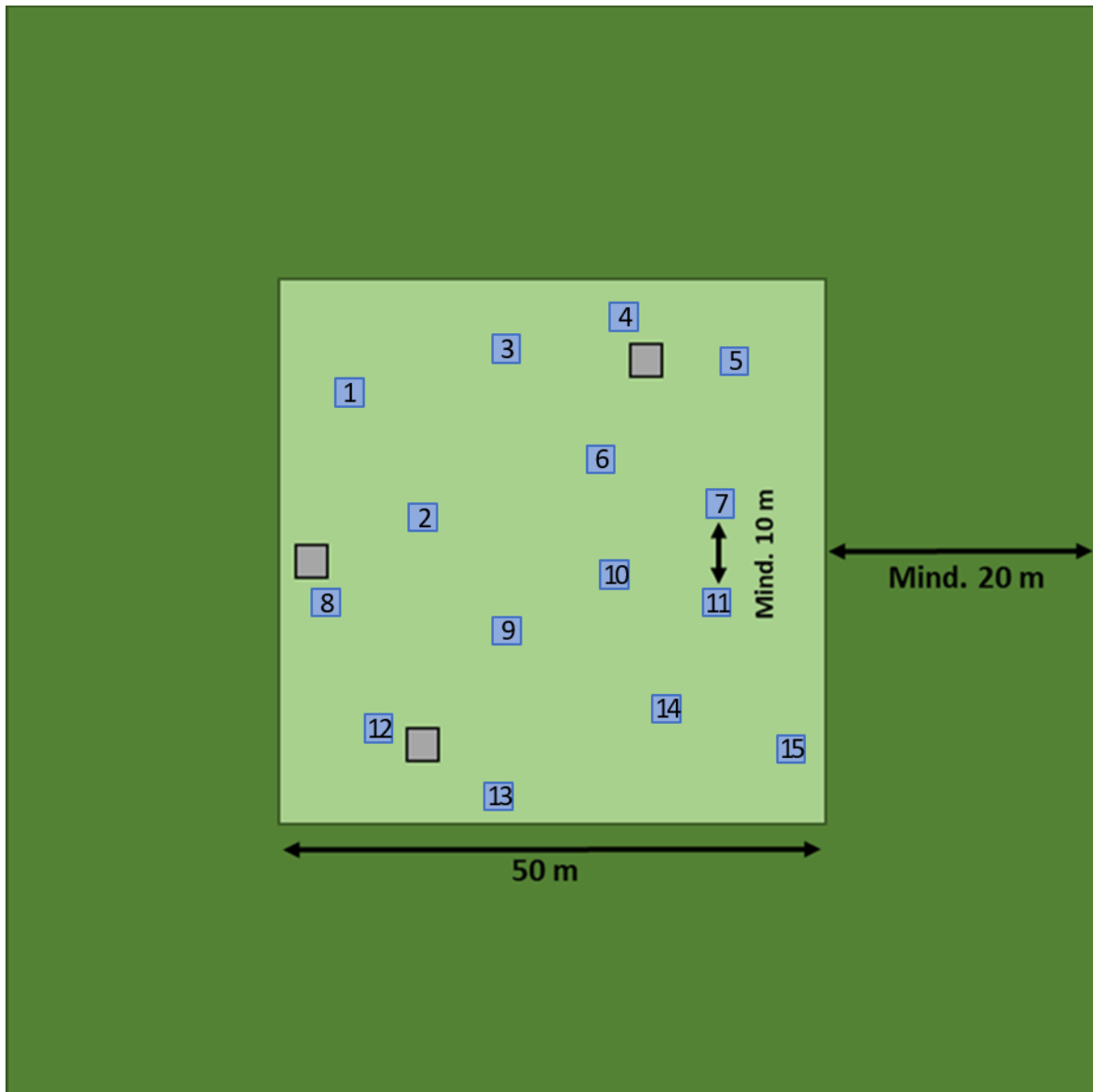


Abb. 8: Untersuchungsdesign zur Erfassung von Heuschrecken im Grünland. Das hellgrüne Quadrat repräsentiert den Plot (2.500 m²), der für die faunistischen Erfassungen (außer den Heuschrecken auch Laufkäfer und bodenlebende Spinnen, vgl. Beschreibung zu Baustein 1C) im Zentrum der zu untersuchenden Grünland-Bewirtschaftungseinheit angelegt und dessen Position langfristig beibehalten wird. Die kleinen blauen Quadrate repräsentieren die 15 „Würfel“ des Isolationsquadrats (Positionen dürfen zwischen den Untersuchungsjahren variieren), die kleinen grauen Quadrate die Subplots für die Aufnahme der Vegetationsstruktur in der Nähe des 4., 8. und 12. Isolationsquadrat-„Wurfes“ (s. Kapitel 3.2.4).

3.2.4 Erfassung der Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten

Erfassungsmethoden dargestellt²⁷. Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier Heuschrecken), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden folgende auf dem Plot bzw. dem beprobten Grünland obligatorisch (in schwarzer Schrift) oder optional (in grauer Schrift) zu erfassende Umweltparameter definiert:

- **Exposition und Inklinatation:** Diese Parameter beeinflussen maßgeblich das Mikroklima der Fläche und müssen, da sie sich in der Regel nicht verändern, nur einmalig zu Beginn des Monitorings auf dem konkreten Plot aufgenommen werden (die übrigen Parameter werden im Rahmen jeder Heuschreckenerfassung aufgenommen). Für den gesamten 2.500 m² großen Plot werden Exposition und Inklinatation mit einem Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder anderen geeigneten technischen Hilfsmitteln) mit einer Genauigkeit von 2° ermittelt.
- **Art der Nutzung des beprobten Grünlands:** Die Nutzungsart des Grünlands wird durch die Heuschreckenkartierenden durch Zuordnung des Grünlands zu einem der folgenden drei Typen erfasst (ist dies nicht sicher möglich, wird auf ggf. vorliegende Daten des ÖSM zurückgegriffen):
 - Wiesen (Heuwiesen, bei denen das Mähgut auf der Wiese trocknen gelassen wird, und Silage-Wiesen, bei denen das Mähgut sofort abgeräumt wird),
 - Weiden und Mähweiden (die Fläche wird im selben Jahr sowohl gemäht als auch beweidet),
 - Grünlandbrachen.
- **Biotoptyp und Naturwert des beprobten Grünlands:** Grundlage für diese Parameter sollen die aktuellen Daten des Ökosystem- (Kartieranleitung s. Tschiche et al. 2022) und High-Nature-Value-Farmland-Monitorings (Kartieranleitung s. BfN 2022) sein, sofern diese Programme in der entsprechenden SPF umgesetzt werden. Wenn die Daten aus dem ÖSM und HNV-Farmland-Monitoring älter sind als die Insektendaten (also nicht im selben Jahr erhoben wurden), sollten sie falls möglich durch die Heuschrecken-Kartierenden anhand des Geländeeindrucks auf ihre Aktualität geprüft werden. Falls im Feld erhebliche Abweichungen zu derartigen zur Verfügung stehenden Umweltdaten (z. B. massive Intensivierung oder Änderung der Grünlandnutzung) festgestellt werden, sollten diese z. B. in Form eines Kommentars dokumentiert werden; auch über das zu beprobende Grünland hinaus können festgestellte Veränderungen dokumentiert werden, z. B. mittels Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts. Die Prüfung ist nicht obligatorisch. Sollte das ÖSM oder das HNV-Farmland-Monitoring auf den jeweiligen SPF (noch) nicht umgesetzt werden, ist eine Erhebung entsprechender Daten im Rahmen des IM ebenfalls nicht obligatorisch.
- **Vegetationsstruktur:** Die im Folgenden beschriebenen Parameter werden jeweils in drei 9 m² (3 m × 3 m) großen Subplots separat erfasst. Die Subplots befinden sich innerhalb des

²⁷ Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.

2.500 m² großen Plots in der Nähe des vierten, achten und zwölften Isolationsquadrat-Wurfes in noch nicht durch die Heuschreckenerfassung gestörten Bereichen (vgl. auch Abb. 8).

- **Deckungsgrade von Vegetationsschichten, Streuschicht, Offenbodenstellen:** Die Aufnahme der Deckungsgrade der einzelnen Schichten erfolgt durch Schätzung (vgl. Behrens & Fartmann 2004a, Fartmann et al. 2012). Dabei werden Abstufungen von 5 % verwendet. Oberhalb von 90 % und unterhalb von 10 % erfolgt die Schätzung feiner in 2,5 %-Stufen. Zur Ermittlung der Deckungsgrade der einzelnen Vegetationsschichten und der Streuschicht wird der gesamte Anteil der Fläche des Subplots geschätzt, der durch die jeweilige Schicht bedeckt ist. Aufgrund von Überlappungen darf die Summe z. B. aus Gräser- und Kräuterdeckung größer sein als die Feldschichtdeckung oder die Summe aller Vegetationsschichten über 100 % liegen.
 - **Vegetationsschichten:**
 1. **Feldschicht:** Die Feldschicht umfasst alle Gräser, Kräuter und Farne sowie alle Gehölze mit einer Wuchshöhe kleiner als 0,5 m
 2. **Gräser**
 3. **Kräuter:** Individuen von Zwergsträuchern bzw. holzigen Chamaephyten nach Ellenberg et al. (2001) wie z. B. *Genista tinctoria* und *Helianthemum nummularium* werden unabhängig von ihrer Größe zu den Kräutern gezählt
 4. **Moose/Flechten**
 5. **Baumschicht (sofern vorhanden):** Die Baumschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe größer als 6,0 m
 6. **Strauchschicht (sofern vorhanden):** Die Strauchschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe zwischen 0,5 m und 6,0 m (ausgenommen sind Zwergsträucher [Ericaceae] bzw. holzige Chamaephyten [z. B. *Genista tinctoria*] nach Ellenberg et al. 2001; diese werden unabhängig von ihrer Größe zu den Kräutern gezählt)
 7. **Gehölzschicht (Bezugsebene ist hier ausnahmsweise der Plot, nicht der Subplot):** Zusätzlich zu Baumschicht und Strauchschicht auf der Ebene des Subplots (s. o.) wird der Gesamtdeckungsgrad der Gehölze auf der Ebene des Plots geschätzt; die Gehölzschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe ab 0,5 m (ausgenommen sind Zwergsträucher [Ericaceae] bzw. holzige Chamaephyten [z. B. *Genista tinctoria*] nach Ellenberg et al. 2001; diese werden unabhängig von ihrer Größe zu den Kräutern gezählt)
 - **Streuschicht:** Zur Streuschicht zählen alle Formen von abgestorbenem, aber noch nicht oder kaum zersetztem Pflanzenmaterial (L-Horizont im Sinne der Bodenkundlichen Kartieranleitung, 5. Auflage, S. 298–310 [Ad-hoc-Arbeitsgruppe Boden 2005]).
 - **Offenbodenstellen:** Offenboden ist definiert als der Anteil der Fläche des Subplots, der von keinerlei Vegetation der Feld- oder Strauchschicht überschirmt wird, nicht von Streu bedeckt ist und somit bei senkrechter Aufsicht sichtbar ist. In diesem Sinne vegetations- und streufreie Bereiche werden auch dann als Offenboden gewertet, wenn sie durch das Blätterdach von Bäumen überschirmt werden.

- **Höhe der Feldschicht, Mächtigkeit der Streuschicht:** Je Subplot werden die Höhe der Feldschicht und die Mächtigkeit der Streuschicht an fünf Stellen mit einem Zollstock gemessen. Je eine der fünf Messstellen sollte in den vier Ecken (mit einem Abstand von ca. 50 cm zu den beiden nächstgelegenen Rändern) und im Zentrum des Subplots liegen. Für den abzulesenden Wert der Feldschichthöhe ist maßgeblich, wo sich der Höhenbereich befindet, in dem im Vergleich zu den darüber- und darunterliegenden Bereichen überproportional viel der eintreffenden solaren Strahlung absorbiert wird (Behrens & Fartmann 2004a, vgl. Abb. 9a). Lässt sich ein solcher Bereich nicht eindeutig abgrenzen, weil die Vegetation von der Bodenoberfläche ausgehend nach oben gleichförmig ausdünn, wird als Höhe der Feldschicht der Wert angegeben, unterhalb dessen sich ca. 95 % der Biomasse der Feldschicht befinden (vgl. Abb. 9b). Die Messung der Feldschichthöhe erfolgt mit einer Genauigkeit von 1 cm, die Messung der Mächtigkeit der Streuschicht mit einer Genauigkeit von 0,5 cm (für sehr geringmächtige Streuschichten kann der Wert 0,25 cm vergeben werden). Die jeweils fünf Werte der Feld- bzw. Streuschicht werden getrennt notiert (sie können im Zuge der späteren Auswertung je Subplot sowie über alle drei Subplots gemittelt werden).
- **Weitere Informationen:** Weitere Informationen zur Bewirtschaftungseinheit oder zu ihrer Umgebung können z. B. in Form eines Kommentars zusätzlich erfasst werden.

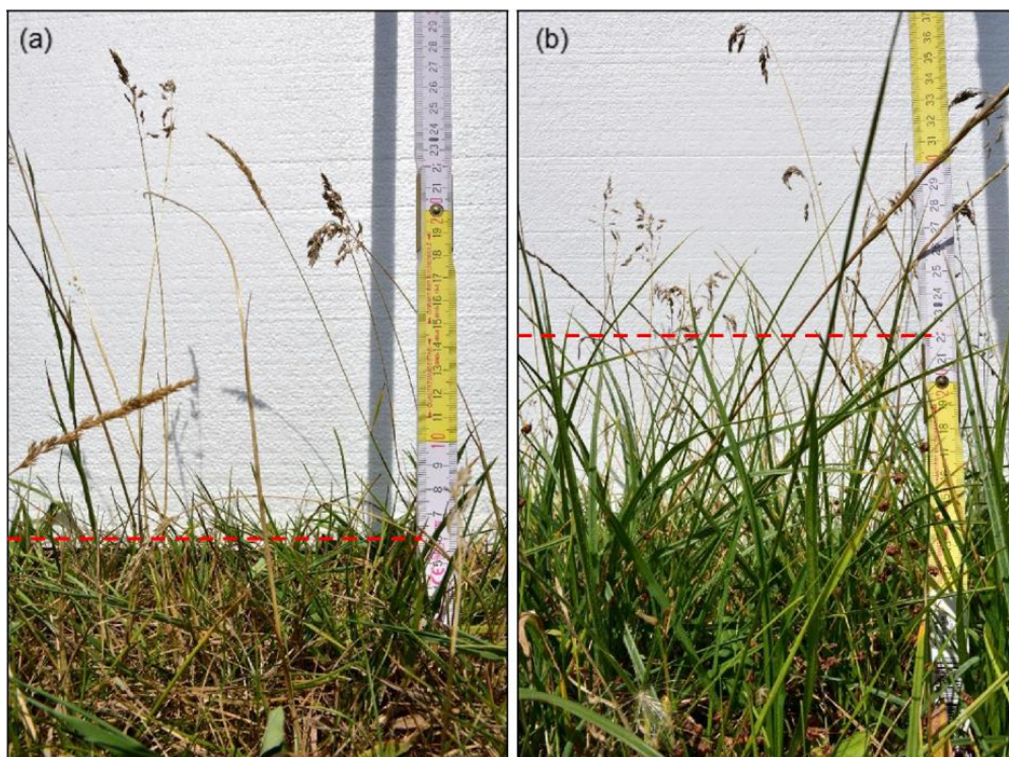


Abb. 9: Messung der Feldschichthöhe: (a) Abgelesen wird in der Regel der Wert des Höhenbereichs, in dem im Vergleich zu den darüber- und darunterliegenden Bereichen überproportional viel der eintreffenden solaren Strahlung absorbiert wird (hier 6 cm). (b) Lässt sich ein solcher Bereich nicht eindeutig abgrenzen, weil die Vegetation von der Bodenoberfläche ausgehend nach oben gleichförmig ausdünn, wird als Höhe der Feldschicht der Wert angegeben, unterhalb dessen sich 95 % der Biomasse der Feldschicht befinden (hier 22 cm; © Fotos: Dr. Gregor Stuhldreher).

3.2.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.2.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Heuschrecken erfasst?

Darf von dem oben genannten Kartierzeitraum abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die Erfassungen im vorgesehenen Kartierzeitraum stattfinden. Innerhalb des Kartierzeitraums kann der konkrete Tag der Kartierung beliebig terminiert werden, sofern die Regelungen zu zeitlichen Abständen zur Mahd (s. FAQ unten), Wetterbedingungen usw. eingehalten werden.

Wenn eine Heuschreckenerfassung nicht innerhalb des vorgesehenen Zeitfensters durchgeführt werden konnte (z. B. wegen andauerndem Schlechtwetter, temporär eingeschränkter Begehrbarkeit der Bewirtschaftungseinheit bzw. des Plots oder krankheitsbedingten Ausfällen der kartierenden Personen), soll die ausgefallene Begehung so bald wie möglich nachgeholt werden. Eine nicht termingerechte Begehung beeinträchtigt die Qualität des Datensatzes einer SPF weniger stark als eine fehlende.

Was passiert, wenn eine Bewirtschaftungseinheit kurz vor der Beprobung gemäht oder intensiv beweidet wurde und die Vegetation noch deutliche Spuren des Störungsereignisses aufweist?

In diesem Fall sollte dies von der kartierenden Person dokumentiert werden, ebenso der ungefähre Termin des Störungsereignisses. Die Heuschreckenerfassung sollte möglichst auf einen späteren Termin innerhalb des Kartierzeitraums verschoben werden, idealerweise auf mindestens zwei Wochen nach dem Störungsereignis.

Was passiert, wenn sich während der Erfassung das Wetter so verschlechtert, dass die Standardbedingungen nicht mehr erfüllt sind (keine Kartierung während eines Regenerignisses und der anschließenden mindestens 15 Minuten, keine Kartierung bei Temperaturen unter 15 °C)?

In diesem Fall muss die Erfassung unterbrochen und zu einem späteren Zeitpunkt oder an einem anderen Tag an der entsprechenden Stelle fortgesetzt werden. Diese Abweichungen vom Standardvorgehen sind entsprechend zu dokumentieren.

Reicht die Begehung zwischen Mitte Juli und Ende August tatsächlich aus, um aussagekräftige Ergebnisse zu erzielen?

In diesem Zeitraum hat bei den meisten Arten der größte Teil der Individuen das Imaginalstadium erreicht (Detzel 1998, Schlumprecht & Waeber 2003). Einige wenige Arten, zum Beispiel die Feldgrille (*Gryllus campestris*), lassen sich ausschließlich oder zumindest besser früher im Jahr nachweisen. Da diese phänologisch frühen Arten aber meist nur einen kleinen Teil des Artenspektrums ausmachen, kann bei einem Monitoring auf Zönoseebene auf eine Begehung im späten Frühjahr verzichtet werden.

FAQ zu Kapitel 3.2.2 – Wo werden die Heuschrecken erfasst?

Was passiert, wenn der Plot bzw. die Bewirtschaftungseinheit nicht (mehr) beprobt werden kann?

Falls im Laufe des Monitorings der PLOT nicht beprobt werden kann (z. B. wegen Überflutung des entsprechenden Bereiches der Bewirtschaftungseinheit), sind in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes folgende Optionen zu prüfen:

- Die Kartierung wird – möglichst innerhalb des vorgesehenen Kartierzeitraums – zeitlich verschoben (nur sinnvoll, wenn zu erwarten ist, dass die Hindernisse entsprechend kurzfristig bestehen).
- Ist dies nicht möglich, soll der Plot innerhalb der Bewirtschaftungseinheit gemäß der Vorgaben in Kapitel 3.2.2 verschoben werden. Dabei sind Bereiche der Bewirtschaftungseinheit, die dem ursprünglichen Plot in Bestand und Struktur ähnlich sind, unähnlichen vorzuziehen, so dass die Verlegung des Plots einen möglichst geringen Einfluss auf die Daten hat. Sollte dies nicht möglich sein, kann der Plot in unähnliche Bereiche der Bewirtschaftungseinheit verlegt werden. Die neue Position des Plots wird kartographisch digital dokumentiert und eine neue Plot-ID vergeben (der ursprüngliche Plot hat die Nummer 1, wird die Position verändert, bekommt der neue Plot die Nummer 2). Im nächsten Turnus wird wieder die ursprüngliche Plotposition (Plot-ID 1) kartiert, sofern der Bereich wieder begehbar ist. Bestehen die Hindernisse in gleicher Weise fort, findet die Kartierung wieder im Plot der letzten Kartierung statt (Plot-ID 2). Wenn sich im Laufe des Monitorings zeigen sollte, dass die ursprüngliche Plot-Position (Plot-ID 1) in der Mehrzahl der Turnusse nicht begangen werden konnte, soll die Verlegung dauerhaft gemacht werden.
- Sollte es auch nicht möglich sein, den Plot innerhalb der Bewirtschaftungseinheit zu verschieben, wird wie im Folgenden beschrieben vorgegangen.

Falls im Laufe des Monitorings die BEWIRTSCHAFTUNGSEINHEIT nicht mehr beprobt werden kann (z. B. vollständige Überflutung der Bewirtschaftungseinheit, Grünlandumbruch, fehlende Betretungserlaubnis, fehlende Betretungsmöglichkeit aufgrund gefährlicher Wildtiere, Mindestanforderungen nicht mehr erfüllt), soll geprüft werden, ob der Hinderungsgrund voraussichtlich vorübergehender oder dauerhafter Art ist. Ist die Beprobung der Bewirtschaftungseinheit zwar grundsätzlich möglich, jedoch nicht zum angestrebten Kartierzeitpunkt, soll die Kartierung – möglichst innerhalb des vorgesehenen Kartierzeitraums – verschoben werden (s. FAQ unter „Wann und wie oft wird erfasst?“). Ist dies nicht möglich und kann die Bewirtschaftungseinheit nach Einschätzung der kartierenden Person im nächsten Turnus wieder beprobt werden, wird kein Ersatz gesucht (die Erfassung entfällt im aktuellen Turnus ersatzlos) und die Datenreihe im nächsten Turnus fortgesetzt. Ist der Ausfall voraussichtlich dauerhaft (oder besteht der Hinderungsgrund wider Erwarten auch im nächsten Turnus noch), muss in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes eine andere Bewirtschaftungseinheit für die Erfassungen ausgewählt werden. Für die Repräsentativität und Aussagekraft der Daten ist es von großer Bedeutung, dabei nach dem vorgeschriebenen Auswahlverfahren vorzugehen (s. Kapitel 2.1), auch mit Blick auf die Frage, ob die neu ausgewählte Bewirtschaftungseinheit dauerhaft beibehalten werden

kann. Dies ist wichtig, da die neue Bewirtschaftungseinheit langfristig beprobt werden soll, auch wenn die vorherige wieder beprobbar sein sollte.

FAQ zu Kapitel 3.2.3 – Wie werden die Heuschrecken erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.2.4 zu finden.

- GPS-Gerät zum Einmessen bzw. Auffinden der Erfassungsplots, gegebenenfalls Kartenmaterial
- Standardisiertes Isolationsquadrat (IQ) für die quantitative Erfassung
- Lupe mit ca. 10-facher Vergrößerung
- Schieblehre (Genauigkeit: 0,1 mm) zur Messung der Flügellänge bei der Bestimmung von morphologisch ähnlichen Arten der Gattung *Chorthippus*
- Insektenkescher für die ergänzende qualitative Erfassung
- Bestimmungsliteratur, z. B. Fischer et al. (2020)
- Kamera mit Makroobjektiv zur Dokumentation besonderer (z. B. seltener) Arten

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

(Wie) Werden Heuschrecken aufgenommen, die im Rahmen der quantitativen Erfassung außerhalb des Isolationsquadrats oder außerhalb des Plots bzw. der vorgesehenen Dauer der qualitativen Nachsuche gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Daten der regulären Erfassung aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder SPF der zeitliche und flächenmäßige Erfassungsaufwand derselbe ist, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Müssen tatsächlich die Heuschrecken der 15 Isolationsquadrat-Würfe jeweils einzeln erfasst werden?

Um die Möglichkeiten der statistischen Auswertung ausschöpfen zu können, sollen die erfassten Heuschrecken den jeweiligen IQ-Würfen zugeordnet werden.

Reichen 15 Würfe des IQ aus oder würden nicht auch weniger Würfe ausreichen?

Helbing et al. (2014) berichten über Studien in unterschiedlichen Biotoptypen (Glatthaferwiese, Kalkmagerrasen, Feuchtgrünland), in denen getestet wurde, wie viele m² beprobt werden müssen, um das Arteninventar einer Fläche vollständig zu erfassen. Dabei ergaben sich Werte zwischen 9 m² und 28 m², die meisten davon lagen bei 10 m² – 15 m². In vielen neueren Studien (z. B. Poniatowski & Fartmann 2008, Fartmann et al. 2012, Helbing et al. 2014, Helbing et al. 2017) wurden standardmäßig 20 m² beprobt, in wenigen anderen Untersuchungen 40 m² (Gardiner & Hill 2006, Kormann et al. 2015). Im intensiv genutzten Wirtschaftsgrünland sind die Individuendichten relativ niedrig, sodass im Rahmen dieses Monitoring-Bausteins sicherheitshalber eine relativ große Fläche beprobt werden soll (30 m², entspricht 15 „Würfen“ mit dem Isolationsquadrat). So wird sichergestellt, dass bei einem möglichen zukünftigen Rückgang der Dichten zuverlässige Ergebnisse erzielt werden. Essenziell für die Datenvergleichbarkeit ist ein bundesweit einheitliches Vorgehen, insofern sind unabhängig von den lokalen Gegebenheiten immer genau 15 Würfe durchzuführen.

Warum soll von adulten Heuschrecken das Geschlecht erfasst werden?

Die Bestimmung des Geschlechts ist bei den meisten Heuschreckenarten sehr einfach (zum Teil sogar einfacher als die optische Unterscheidung nahe verwandter Arten) und hat folgenden Zweck: Durch Multiplikation der mittleren Gewichte der verschiedenen Arten mit der entsprechenden Individuenzahl kann die Heuschrecken-Biomasse einer Fläche ermittelt werden. Da sich Männchen und Weibchen bei den meisten Arten in Größe und Gewicht deutlich unterscheiden, erhöhen geschlechtsspezifische Individuenzahlen die Genauigkeit der Biomassenberechnung deutlich. Im Rahmen der Pilotphase zum IM wurden Gewichte zu Männchen und Weibchen zahlreicher Heuschreckenarten erfasst und sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Warum soll von einer vorherrschend kurzflügeligen Art Langflügeligkeit (Makropterie) erfasst werden?

Auf diese Weise kann später für die einzelnen Arten der prozentuale Anteil makropterer Individuen berechnet werden. Da Makropterie durch hohe Populationsdichten und den damit verbundenen „Dichtestress“ ausgelöst wird (Behrens & Fartmann 2004b, Poniatowski & Fartmann 2009), ist ein erhöhter Anteil makropterer Individuen ein Hinweis darauf, dass die Lebensbedingungen für die beprobte Population im betreffenden Jahr überdurchschnittlich gut sind (Gardiner 2009, Poniatowski & Fartmann 2011b). Da makroptere Individuen eine höhere Ausbreitungsfähigkeit besitzen als normalflügelige (Hochkirch & Damerau 2009, Poniatowski & Fartmann 2011a), ist ein verstärktes Auftreten langflügeliger Tiere zudem ein Hinweis darauf, dass möglicherweise aktuell eine Arealerweiterung der jeweiligen Art stattfindet (Simmons & Thomas 2004, Gardiner 2009, Poniatowski et al. 2012).

FAQ zu Kapitel 3.2.4 – Erfassung von Umweltvariablen

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.2.3 zu finden.

- Maßband und Markierungen (z. B. farblich markierte Zeltheringe) zum Abmessen und Abstecken der Bereiche, in denen die Vegetationsstruktur aufgenommen wird („Sub-plots“)
- Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder andere geeignete technische Hilfsmittel) für die einmalige Erfassung von Exposition und Inklinatation
- Zollstock zum Messen der Feldschichthöhe und der Mächtigkeit der Streuschicht
- Ergebnisse der aktuellen ÖSM- und gegebenenfalls HNV-Kartierungen zur Prüfung auf Aktualität durch die Heuschrecken-Kartierenden

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Wie werden Exposition und Inklinatation gemessen, wenn im Plot unterschiedliche Expositionen und/oder Inklinatationen in nennenswerter Ausdehnung vorkommen?

In dem Fall werden zwei oder mehr Wertepaare notiert. Für jedes Wertepaar sollte zusätzlich der ungefähre Flächenanteil des Plot-Bereichs, der die entsprechende Exposition und Inklinatation aufweist, notiert werden. Im Zuge der Auswertung können diese Mehrfachangaben unter Berücksichtigung ihrer Flächenanteile zu einem Wert pro Plot verrechnet werden, z. B. mithilfe des Heat-Load-Indexes (McCune & Keon 2002, McCune 2007).

3.3 Baustein 1C: Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald

Die Erfassung der Laufkäfer und bodenlebenden Spinnen in Grünland, Acker und Wald soll in allen bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF) des Grundprogramms durchgeführt werden, die den Schichten „Grünland“, „Acker“ und „Wald“ zugeordnet sind (vgl. Kapitel 2.1). Die Erfassung erfolgt im **Frühjahr und Spätsommer/Herbst** innerhalb der zentral in der SPF befindlichen Bewirtschaftungseinheit (Grünland, Acker bzw. Wald, je nach Schichtzuordnung der SPF), in der der Mittelpunkt der SPF liegt (s. Kapitel 2.1). Die Erfassung erfolgt durch **Bodenfallen** innerhalb eines dauerhaft festgelegten 2.500 m² großen Plots. Vorgaben zu Erfassungszeitraum, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in *grauer Schrift* dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).

- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).
- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbareren Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbarere Individuen werden als nicht bestimmbares Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.3.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Laufkäfer und bodenlebenden Spinnen erfasst?

- **Kartierzeitraum im Jahr:** Die Bodenfallen werden für jeweils drei 14-tägige Fangperioden in zwei Erfassungszeiträumen (Frühjahr: 21. April – 22. Juni, Spätsommer-/Herbsterfassung: 23. August – 24. Oktober) exponiert. Es sollte angestrebt werden, dass jede Bodenfalle in jeder Fangperiode für genau 14 Fangtage exponiert ist. Jeder Erfassungszeitraum umfasst neun Wochen und ist damit drei Wochen länger als die drei 14-tägigen Fangperioden eines jeden Erfassungszeitraums. Dadurch kann der Beginn der Erfassungen an die Wärmegunst des jeweiligen Standorts angepasst werden. Beispielsweise können die Fallen an besonders wärmebegünstigten Standorten direkt zu Beginn der Zeitfenster ausgebracht werden, an Standorten mit mäßiger Wärmegunst ca. 10 Tage nach Beginn der Zeitfenster, und in besonders kühlen Hochlagen so spät, dass das Ende der Fangperiode mit dem Ende des Zeitfensters zusammenfällt. Eventuelle Abweichungen von den Vorgaben zu Expositionszeitpunkt oder -dauer sind so genau wie möglich zu dokumentieren. Während der Pause zwischen dem ersten und zweiten Erfassungszeitraum werden die Fallen entfernt und die Löcher im Boden verfüllt oder anderweitig verschlossen, um eine unbeabsichtigte Fallenwirkung zu verhindern. Bei der zweiten Erfassung erfolgt die Anlage an den gleichen Stellen wie bei der vorherigen Erfassung. Somit müssen die entsprechenden Koordinaten beim Anlegen der Fallen zu Beginn des ersten Zeitraums mittels GPS-Gerät möglichst genau eingemessen werden. Günstig wäre es, wenn gegebenenfalls positionierte Markierungsstäbe stehenbleiben könnten.
- **Tageszeiten:** Grundsätzlich ist die Exposition bzw. Leerung der Fallen tageszeitenunabhängig. Im Idealfall erfolgen aber Exposition und Leerung einer Falle jeweils zur ähnlichen Tageszeit, um den Expositionszeitraum nicht unnötigerweise zu verkürzen oder zu verlängern.
- **Wetterbedingungen:** Die Methode ist weitestgehend wetterunabhängig. Lediglich nach Starkregenereignissen empfiehlt sich eine Kontrolle der Bodenfallen.

3.3.2 Wo werden die Laufkäfer und bodenlebenden Spinnen erfasst?

In der zentralen Grünland-, Acker- bzw. Wald-Bewirtschaftungseinheit²⁸ der SPF (je nach Schichtzuordnung der jeweiligen SPF, s. Kapitel 2.1) erfolgt die Erfassung der Laufkäfer und Spinnen in einem 2.500 m² großen Plot. Die konkrete Position des Plots einer jeden SPF bzw. zu beprobenden Bewirtschaftungseinheit ist für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern das Grünland, der Acker bzw. der Wald im zu kartierenden Plot noch den Anforderungen (s. u.) entspricht und nicht zwingende Gründe eine Verlegung des Plots in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ).

Müssen Bewirtschaftungseinheit und/oder Plot neu ausgewählt werden, sollte dies nur in Abstimmung mit der Naturschutzfachbehörde des Landes und besonderem Augenmerk auf die Bausteine 1B (Heuschrecken im Grünland) und 1D (Xylobionte Käfer im Wald) geschehen: Die ausgewählten Bewirtschaftungseinheiten und sogar Plots innerhalb der Bewirtschaftungseinheiten sollen mit Blick auf Synergien in Umsetzungspraxis und Auswertung nach Möglichkeit mit denen der Bausteine 1B und 1D übereinstimmen.

Anforderungen an bzw. Eignungskriterien für die zu kartierende Bewirtschaftungseinheit in Grünland, Acker bzw. Wald, die im Rahmen der erstmaligen Auswahl der zu kartierenden Bewirtschaftungseinheit zu beachten und vor jeder weiteren Kartierung im Rahmen des Bausteins 1C zu überprüfen sind, sind analog zu den Beschreibungen in Kapitel 2.1 (bausteinübergreifende Aspekte), Kapitel 3.2.2 (Grünland) und Kapitel 3.4.2 (Wald) folgende:

- Die Nutzung der Bewirtschaftungseinheit ist weiterhin dem Nutzungstyp (Grünland, Acker oder Wald) zuzurechnen, dem die SPF ursprünglich zugeordnet wurde.
- Die Bewirtschaftungseinheit ist zugänglich, liegt innerhalb Deutschlands und die vorgesehene Erfassungsmethode ist einsetzbar.
- Die Bewirtschaftungseinheit muss die Positionierung des Plots nach unten beschriebenen Vorgaben zulassen (z. B. hinsichtlich der Größe).
- Für die zu kartierende Bewirtschaftungseinheit in Grünland gibt es weitere Anforderungen: Beprobt werden alle Arten von aktuell landwirtschaftlich genutztem oder brachliegendem Grünland im weiteren Sinne, unabhängig von der Feuchte- und Trophiestufe. Unter „Grünland“ werden hier also sowohl das Wirtschaftsgrünland im engeren Sinne (pflanzensoziologische Klasse Molinio-Arrhenatheretea inklusive der manchmal als eigene Klasse [Agrostietea stoloniferae] angesehenen Flutrasen) als auch anthropo-zoogene Magerrasen auf sauren und basischen Substraten (pflanzensoziologische Klassen Koelerio-Corynephoretea, Festuco-Brometea und Violetea calaminariae sowie Ordnung Nardetalia) gefasst.

²⁸ Der Begriff „Bewirtschaftungseinheit“ bezieht sich auf einzelne, in sich einheitlich bewirtschaftete Flächen. Im Falle von Grünland und Acker sind das meist landwirtschaftlich genutzte Schläge, die gut abgrenzbar sind. Im Falle von Wald sind mit Bewirtschaftungseinheiten im Folgenden forstlich überwiegend einheitlich bewirtschaftete Bestände oder überwiegend einheitlich strukturierte ungenutzte Waldflächen gemeint. Diese sind in manchen Fällen durch Kleinparzelliertheit und Strukturheterogenität weniger gut abgrenzbar als landwirtschaftlich genutzte Bewirtschaftungseinheiten, sodass bei Wald für die Abgrenzung und Auswahl zu kartierender Bewirtschaftungseinheiten gegebenenfalls pragmatisch vorgegangen werden muss. In Extremfällen können auch sehr unterschiedlich bewirtschaftete und strukturierte Bestände zu einer Bewirtschaftungseinheit zusammengefasst werden, Voraussetzung ist aber, dass es sich bei dem als Bewirtschaftungseinheit ausgewählten Bereich um einen zusammenhängenden Waldbereich handelt, also keine anderen Nutzungstypen wie Grünland oder Acker eingeschlossen werden.

Von der Beprobung ausgeschlossen werden hingegen folgende Arten von Grünland:

- Rasen, die sehr oft (ca. jede Woche) gemäht werden (z. B. Golfplätze, Sportplätze, Parkplätze, Straßenbegleitgrün, Zierrasen in Parks);
- „Grasäcker“ (d. h. Grünland, das regelmäßig umgebrochen und wieder neu eingesät wird): erkennbar daran, dass das Gras in Reihen gesät ist (teilweise mit offenem Boden dazwischen), und dass die Vegetation (fast) nur aus 1–2 (Gras-)Arten besteht;
- Sonderkulturen/Plantagen wie Obst-, Wein-, Hopfen- und Weihnachtsbaumkulturen (allerdings sollen Streuobstwiesen, auch brachliegende, beprobt werden, vgl. nachfolgenden Punkt);
- Streuobstwiesen und andere mit Gehölzen durchsetzte Grünländer (z. B. alte Grünland-Brachen) mit einer Gehölzdeckung der Kronen > 75 %;
- Grünland-Brachen mit einer Feldschichthöhe von > 1 m, da hier das Arbeiten mit dem Isolationsquadrat nicht mehr praktikabel ist; alle niedrigeren Bestände werden beprobt.

Sollte eine Bewirtschaftungseinheit die Anforderungen bzw. Eignungskriterien nicht erfüllen, muss eine andere Bewirtschaftungseinheit, die den obigen Eignungskriterien entspricht, ausgewählt werden. Dabei sollen die in Kapitel 2.1 beschriebenen Regeln eingehalten werden.

Bei der erstmaligen Positionierung bzw. Neuplatzierung des Plots innerhalb der Bewirtschaftungseinheit sind folgende Punkte (analog zu Kapiteln 3.2.2 und 3.4.2) zu beachten:

- Der Plot ist ein Bereich der ausgewählten Grünland-/Acker-/Wald-Bewirtschaftungseinheit mit einer Größe von 2.500 m² und ist i. d. R. quadratisch, also 50 × 50 m groß.
- Er wird möglichst zentral in der Bewirtschaftungseinheit platziert (Ausnahmen bilden die Bewirtschaftungseinheiten, die aus der SPF bzw. aus dem Schichtpolygon herausragen, s. Kapitel 2.1 Abb. 3).
- Zur Minimierung von Randeffekten sollten zwischen den Grenzen des Plots und den Rändern der Bewirtschaftungseinheit überall mindestens 20 m liegen (Schirmel et al. 2010). Lässt sich dieser Abstand nicht einhalten (was z. B. bei schmalen, langgestreckten Bewirtschaftungseinheiten der Fall sein kann), kann von der quadratischen Form des Plots abgewichen werden und seine Form den lokalen Gegebenheiten angepasst werden.
- Besonderheit bei Wald-Bewirtschaftungseinheiten:
 - Wenn Wald-Bewirtschaftungseinheiten durch Kleinparzelliertheit und Strukturtherogenität des Waldes nicht gut abgrenzbar sind, soll hier gegebenenfalls pragmatisch vorgegangen und auf räumliche Nähe des Plots zum Mittelpunkt der SPF geachtet werden (gilt nur für Wald).
 - Zur Minimierung von Randeffekten sollten bei Wald zwischen den Grenzen des Plots und den Waldaußenrändern (anstelle der Ränder der Bewirtschaftungseinheit) überall mindestens 20 m liegen. Mit „Waldaußenrand“ sind hier jedoch nur die Grenzen zwischen Wald und anderen Landnutzungen wie Grünland, Acker oder Siedlungen gemeint, nicht die Grenzen zwischen Waldflächen mit unterschiedlicher Bestandsstruktur. Beispielsweise sollten keine Mindestabstände zu Kahlschlag- oder Windwurfflächen eingehalten werden, sofern diese weiterhin zur Waldfläche gehören und keine Umwandlung in andere Landnutzungen beabsichtigt ist. Dasselbe gilt für Waldwege,

Straßen, Rückegassen, Gewässer und ähnliche Sonderstrukturen. Lässt sich dieser Abstand zu Waldaußengrenzen nicht einhalten (was z. B. bei schmalen, langgestreckten Bewirtschaftungseinheiten der Fall sein kann), kann von der quadratischen Form des Plots abgewichen werden und seine Form den lokalen Gegebenheiten angepasst werden.

- Bei der Platzierung des Plots im Wald sollen Kahlschlag-, Windwurf- und andere Wald-Sonderflächen nicht anders behandelt werden als „normale“ Waldbereiche, damit die Plots in ihrer Gesamtheit die Strukturvielfalt und Dynamik der Wälder in Deutschland widerspiegeln. Folglich soll die zufällige Präsenz einer solchen Sonderfläche kein Grund für eine Verschiebung des Plots aus dem Zentrum der SPF heraus sein. Analog dazu soll ein Plot auch dann nicht verlegt werden, wenn sich die Struktur eines bislang geschlossenen Bestands durch Kahlschlag, Windwurf, Borkenkäferbefall oder andere Ursachen stark ändert. Lediglich eine Umwandlung des Plots von Wald in andere Landnutzungen erfordert eine Verschiebung des Plots oder notfalls der Bewirtschaftungseinheit (s. Kapitel 2.1).
- Bei der erstmaligen Beprobung wird die Lage der Ecken des Plots in ein Luftbild eingezeichnet und mit GPS möglichst genau eingemessen, um eine Beprobung desselben Plots in den Folgejahren sicherzustellen.

3.3.3 Wie werden die Laufkäfer und bodenlebenden Spinnen erfasst?

Nach standardisiertem Verfahren werden Bodenfallen exponiert, regelmäßig geleert, die Fänge aufbereitet, die Biomasse verschiedener Artengruppen und die Artzugehörigkeit der einzelnen Individuen von mindestens Laufkäfern und Spinnen bestimmt:

- **Bodenfallentyp:** Für das Monitoring werden standardisierte Mehrweg-Plastiktrinkbecher verwendet. Auch weitere Bodenfallenkomponenten wie z. B. Gitter zum Schutz vor Laubeintrag im Wald sollten den nachfolgend beschriebenen Standards entsprechen:
 - Fanggefäße: Für das Monitoring werden 0,3 bis 0,5 Liter große, farblos-transparente und glattwandige Mehrweg-Plastiktrinkbecher mit einer Höhe von mindestens 10 cm und einem Öffnungsdurchmesser von 8 cm verwendet.
 - Schutz vor Regen: Auf das Anbringen von Dächern als Regenschutz soll im Rahmen des IM verzichtet werden, da Regendächer das Mikroklima im Bereich der Bodenfalle und damit die Fängigkeit verändern können (Blick 1999) und andererseits nach umfangreichen Erfahrungen verschiedener Expert*innen als in der Regel nicht notwendig erachtet werden, wenn Fangperioden nicht mehr als etwa zwei Wochen betragen. Demgegenüber wird das Volllaufen der Bodenfallen durch Oberflächenabfluss bei Starkregenereignissen als kritisch angesehen, das allerdings durch Regendächer nicht verhindert werden kann. Die Fallen sollten daher nicht in Senken oder Ablaufrinnen positioniert und nach Starkregenereignissen kontrolliert werden.
 - Schutz vor Wirbeltierbeifängen: Manchmal werden Gitter-Abdeckungen oder Trichter verwendet, um die Wahrscheinlichkeit zu reduzieren, dass kleine Wirbeltiere in das Fanggefäß fallen. Sie reduzieren aber auch die Fängigkeit der Fallen für große Laufkäfer- und Spinnenarten, ohne vollständigen Schutz vor Wirbeltier-Beifang zu bieten (Blick 1999, Trautner 2017). Bei Verwendung entsprechender Schutzeinrichtungen ist der Typ zu dokumentieren und für die Dauer des Monitorings möglichst beizubehalten.

- Schutz vor Laubeintrag: Zum Schutz vor Laubeintrag wird an Waldstandorten immer ein Gitter (Maschenweite 2 cm, Kantenlänge 20 cm) oberhalb der Bodenfalle angebracht. Dieses wird mit Nägeln oder Gewindestangen im Boden verankert und mit einem Abstand von 10 cm zum Boden sicher fixiert, sodass die Fängigkeit für große Laufkäfer- und Spinnenarten nicht beeinträchtigt wird (Abb. 10).
- Fangflüssigkeit: Als Fangflüssigkeit wird unverdünntes Propylenglykol mit parfümfreiem, geruchsneutrale Spülmittel als Detergens genutzt.
- **Exposition:** Das erstmalige Ausbringen der Bodenfallen muss durch eine Person mit entsprechenden Fachkenntnissen durchgeführt werden, damit repräsentative Standorte ausgewählt werden.
 - Innerhalb des Plots (s. Kapitel 3.3.2) werden sechs Bodenfallen entlang zweier kurzer Transekte mit je drei Fallen angelegt (Abb. 11). Um gegenseitige Beeinflussungen der Fallen (Interferenz) zu minimieren, werden diese in einem Mindestabstand von 10 m zueinander aufgestellt (Trautner & Fritze 1999). Die Bodenfallen werden durchnummeriert und ihre Position jeweils möglichst genau mittels GPS-Gerät eingemessen. Weitere Maßnahmen, die das Wiederauffinden der Fallen erleichtern, sind in den FAQ beschrieben.
 - Beim Einlassen der Bodenfallen in den Boden muss ein überstehender Rand der Fanggefäße unbedingt vermieden werden, da ansonsten die Fängigkeit insbesondere sehr kleiner Arten stark beeinflusst wird. Somit ist es besonders wichtig, dass die Bodenfalle an allen Seiten bündig mit der Bodenoberkante abschließt.
 - Die Becher werden bis zu einem Drittel mit der Fangflüssigkeit (unverdünntes Propylenglykol) befüllt. Zur Verringerung der Oberflächenspannung müssen der Fangflüssigkeit außerdem wenige Tropfen eines parfümfreien, geruchsneutralen Spülmittels hinzugefügt werden. Für eine Standardisierung sollte nach Möglichkeit über die gesamte Laufzeit des Monitorings ein einheitliches Fabrikat verwendet werden.
 - Innerhalb der land- oder forstwirtschaftlich genutzten Bewirtschaftungseinheiten muss die Exposition der Bodenfallen gegebenenfalls der Nutzung bzw. den Nutzungsterminen angepasst werden, die Nutzung der Bewirtschaftungseinheit sollte durch die Untersuchung nicht unzumutbar eingeschränkt werden (siehe auch FAQ).
- **Leerung:** Die regelmäßig erforderlichen Leerungen der Bodenfallen können durch geschulte Hilfskräfte durchgeführt werden. Folgt auf die Leerung eine weitere Fangperiode, sind die Fallen neu zu aktivieren und dabei auch die unter „Exposition“ genannten Aspekte (z. B. bündiger Abschluss der Bodenfalle mit der Bodenoberkante) zu beachten.
 - Jeweils nach Ende einer Fangperiode werden die Becher entnommen und ihr Inhalt in fest verschließbare Transportgefäße überführt. Für jede der 6 Fallen wird ein separates, eindeutig beschriftetes Transportgefäß verwendet, um während der späteren Auswertung für jedes gefangene Laufkäfer- und Spinnenindividuum eindeutig nachvollziehen zu können, aus welcher Falle und Fangperiode es stammt, und um auf dieser Grundlage standardisierte Arten- und Individuenzahlen und Biomasse-Werte berechnen zu können.
 - Die Transportgefäße werden doppelt beschriftet: Außen mit einem wasserfesten Stift oder Etikett, innen mit einem Etikett aus festem (ca. 200 g/m²) Papier (Beschriftung mit Bleistift). Zu vermerken sind mindestens die Nummer der SPF, in der sich die

Bewirtschaftungseinheit befindet, die Fangperiode und die jeweilige Nummer der Falle.

- Anschließend werden diese vollständig entleerten oder saubere Becher²⁹ mit frischer Fangflüssigkeit befüllt und für die nächste Fangperiode exponiert (s. o.) bzw. eingesammelt, wenn keine weitere Fangperiode folgt.
- Eventuelle Beeinträchtigungen, Beschädigungen, Ausfälle und sonstige Besonderheiten (s. FAQ für Beispiele), die im Rahmen der Fallenleerung bemerkt oder vermutet werden, sollen fallenspezifisch unter Angabe der Fallenummer und Fangperiode bzw. eines konkreten Datums dokumentiert und alle Beeinträchtigungen mit Einfluss auf die Fängigkeit der Fallen umgehend behoben werden.
- **Aufbereitung und Konservierung des Probenmaterials:** Nach der Leerung einer Falle wird das Probenmaterial so bald wie möglich aufbereitet. Insbesondere bei durch Regenwasser verdünnter Fangflüssigkeit sollte dies innerhalb weniger Tage geschehen, um keine Verschlechterung des Erhaltungszustandes von morphologischen Merkmalen und DNA des Probenmaterials zu riskieren und das Probenmaterial bestmöglich zu konservieren.
 - Entfernung von Verunreinigungen: Um aussagekräftige, unverfälschte Biomasse-Werte für die Zielorganismen dieses Bausteins zu ermitteln, müssen vor den Wiegun-gen zwingend alle sonstigen Bestandteile (Blätter, Äste, Wirbeltierfell, Steine und andere Verunreinigungen) aus der Probe entfernt bzw. die Zielorganismen separiert werden.
 - Artengruppensortierung: Im Zuge dieser zwingend notwendigen sorgfältigen Entfernung aller Verunreinigungen wird das Probenmaterial in mindestens vier taxonomische Gruppen sortiert (alle Individuen einschließlich ihrer Präimaginalstadien, s. FAQ für Hinweise zum methodischen Vorgehen) und separat gelagert: Laufkäfer, Kurzflügelkäfer, Spinnen und übrige Arthropoda. Optional können weitere Artengruppen wie Weberknechte, Pseudoskorpione, Asseln oder Tausendfüßer separiert werden.
 - Alle Laufkäfer- und alle Spinnenindividuen einschließlich ihrer Präimaginalstadien (Larven, Puppen und Jungtiere) werden getrennt nach Fallenummer und Fangperiode in PE-Flaschen/Behälter überführt, die je nach Tiermenge unterschiedliche Größen haben können. Für die Lagerung der Laufkäfer- und Spinnen-Fänge eines Jahres werden pro Bewirtschaftungseinheit somit für jede der beiden Artengruppen 36 Behälter (6 Fangperioden x 6 Fallen) benötigt, sofern in jeder Falle einer jeden Fangperiode mindestens ein Individuum der Artengruppe enthalten ist.
 - Kurzflügelkäfer und die übrigen Arthropoden einschließlich ihrer Präimaginalstadien (Larven, Puppen und Jungtiere) werden ebenfalls getrennt voneinander aufbewahrt. Die Fänge der einzelnen Fallen und der jeweils drei Fangperioden eines Erfassungszeitraums (Frühjahr bzw. Spätsommer/Herbst) können aber bei Bedarf zusammengeführt werden. Gleiches gilt für weitere optional zu separierende Artengruppen wie Weberknechte, Pseudoskorpione, Asseln oder Tausendfüßer. Für

²⁹ Ein Austausch von benutzten Bechern gegen saubere Becher ist die sicherste Methode, Verfälschungen der Datensätze der verschiedenen Fangperioden durch Verunreinigungen zu vermeiden, wie sie bei Leerung mit direkter Weiterverwendung der benutzten Becher vorkommen können. Wenn Metabarcoding (zur Bestimmung des Beifangs) durchgeführt werden soll, ist auf Sterilität der Becher und Transportgefäße zu achten.

die Lagerung einer jeden dieser Artengruppen werden pro Bewirtschaftungseinheit und Jahr somit mindestens zwei Behälter benötigt, sofern in jedem der beiden Erfassungszeiträume mindestens ein Individuum der Artengruppe enthalten ist.

- Beschriftung der Gefäße: Die Behälter werden außen z. B. mit einem wasserfesten schwarzen Stift oder laserbedruckten Klebeetiketten eindeutig (Leerungszeitpunkt/Fangperiode, Fallnummer, SPF, ...) beschriftet. Zusätzlich erfolgt eine innere Etikettierung durch Bleistift- oder Laserdruckbeschriftung auf z. B. 200 g/m² schweren Papier.
- Konservierungsflüssigkeiten: Jegliches Probenmaterial wird im Zuge der Sortierung in Konservierungsflüssigkeit überführt. Für die Laufkäfer und gegebenenfalls für weitere morphologisch zu bestimmende Coleoptera wie Kurzflügelkäfer soll Scheerpeltz-Lösung (70 % Ethanol, 5 % Essigsäure, 25 % Wasser, vgl. Teichmann 1994) verwendet werden, für Spinnen und die übrigen Artengruppen ist eine Konservierung mit 96 %igem Alkohol notwendig. Wichtig ist, dass die Flaschen nicht bis zum Rand mit Tieren befüllt sind, sondern ein deutlicher Überstand der Konservierungsflüssigkeiten in den Flaschen gegeben ist.
- **Bestimmung der Biomasse:** Nach der Aufbereitung des Probenmaterials sollten alle Proben für mindestens vier Wochen in den oben genannten Konservierungsflüssigkeiten eingelagert gewesen sein, damit eine annähernd vollständige Flüssigkeitssättigung des Körpergewebes der Fänge gewährleistet ist (andernfalls könnten für Individuen gleicher Biomasse unterschiedliche Gewichte gemessen werden). Die Bestimmung des „Abtropfgewichts“ erfolgt nach standardisiertem Vorgehen getrennt für die wie oben beschrieben separierten Artengruppen, Fallen und Fangperioden (für Laufkäfer und Spinnen in der Regel jeweils 36 Wiegunge pro Bewirtschaftungseinheit und Jahr, für Kurzflügelkäfer, übrige Arthropoda und nach Bedarf weitere Artengruppen in der Regel jeweils zwei Wiegunge pro Bewirtschaftungseinheit und Jahr). Eventuell im Probenmaterial befindliche Präimaginalstadien werden mitgewogen. Die Bestimmung der Biomasse erfolgt wie bei den Bausteinen 1D, 1G und 2aB in Anlehnung an Ssymank et al. (2018) (s. auch <http://www.entomologica.org/vd/biomass01.mp4>).
- Vor dem Wiegen wird das Material über einem standardisierten Edelstahl-Sieb abgeschüttet (Durchmesser ca. 20 cm, Maschenweite < 0,5 mm). Dabei hängt das Sieb in einer Vorrichtung aus Glaskolben, Kunststoff- und Glastrichter, sodass die Konservierungsflüssigkeit aufgefangen und der Glastrichter durch den Kunststofftrichter innerhalb des Kolbens zentriert und stabilisiert wird. Gegebenenfalls im Aufbewahrungsgefäß verbliebene Individuen werden mit frischer Konservierungsflüssigkeit (s. o.) in das Sieb gespült. Sicherheitshalber sollte die aufgefangene Konservierungsflüssigkeit auf kleine Insekten, die durch das Sieb hindurch gelangt sein könnten, kontrolliert werden. Falls darin Insekten enthalten sind, sollten sie der Probe vor der Biomassewiegung wieder zugefügt werden.
- Für die Messung wird das Sieb in eine auf der Waage stehende Schale gehängt. Die Gewichte von Sieb und Schale müssen vom Messergebnis abgezogen werden. Nach Ssymank et al. (2018) wird das Probenmaterial gewogen, wenn die Tropfenfolge mehr als 10 Sekunden beträgt. Diese Tropfenfolge hat sich bei der Verwendung von 80 %igem Alkohol als Konservierungsflüssigkeit bewährt (Ssymank et al. 2018), die hier verwendeten Flüssigkeiten haben aber nur unwesentlich höhere bzw. niedrigere

Alkoholgehalte. Daher soll hier die gleiche Vorgehensweise verwendet werden, d. h. die Biomassewiegung findet statt, wenn die Tropfenfolge mehr als 10 Sekunden beträgt. Die Messgenauigkeit sollte 0,1 g betragen. Bei sehr geringen Biomassen können bei Bedarf auch genauere Messergebnisse ($< 0,1$ g) dokumentiert werden.

- Nach der Wiegung werden die gewogenen Tiere in die beschrifteten Aufbewahrungsgefäße zurückgefüllt und es wird so viel frische Konservierungsflüssigkeit (s. o.) zugegeben, dass ein deutlicher Flüssigkeitsüberstand entsteht.
- **Artbestimmung:** Die (morphologische) Artbestimmung erfolgt mindestens für Laufkäfer und Spinnen. Dabei wird jedes Individuum der entsprechenden Probe (Jahr, SPF, Fangperiode, Fallnummer) zugeordnet.
 - Sie erfolgt idealerweise nach der Biomasseermittlung, da sie in vielen Fällen eine Präparation der Individuen (z. B. zum Freilegen der Genitalien) erfordert und dies das Handling der Proben beim Wiegen erschweren kann.
 - Präimaginalstadien müssen nicht näher bestimmt, aber in jedem Fall für jede separierte Artengruppe gezählt werden.
 - Die Nomenklatur der Laufkäfer und Spinnen richtet sich nach der zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Liste der Laufkäfer bzw. Spinnen.
 - Für jede SPF und jedes Erfassungsjahr wird eine Dokumentation der Bestimmungsergebnisse der Laufkäfer und Spinnen erstellt, die Angaben zu identifizierten Arten, deren Abundanzen sowie Abundanzen der nicht bis auf Artniveau bestimmten Individuen pro Falle und Fangperiode enthält.
 - Für Kurzflügelkäfer und übrige Arthropoden ist im Rahmen dieses Bausteins nur die Bestimmung der Biomasse vorgesehen – die Bestimmung auch dieser Individuen auf Artniveau sowie die differenzierte Biomasse- oder Artbestimmung weiterer der oben genannten Arthropodengruppen (Asseln, Tausendfüßer, Pseudoskorpione, Weberknechte) kann optional erfolgen.
 - Bei diesen optional bestimmbaren Artengruppen kann sich die Dokumentation der Ergebnisse bei Bedarf auf Angaben pro Erfassungszeitraum beschränken (bei Laufkäfern und Spinnen ist die Aufschlüsselung auch nach Fangperiode und Falle vorgesehen).
 - Die morphologische Bestimmung wird gegenüber genetischen Methoden wie dem Metabarcoding empfohlen, da nach aktuellem Stand nur durch morphologische Bestimmung Häufigkeiten (Individuenzahlen) der einzelnen Arten ermittelt werden können, die für das Monitoring einen großen Wert haben, auch mit Blick auf die Vergleichbarkeit mit Laufkäfern und bodenlebenden Spinnen. Bei genetischer Bestimmung der Proben sind eine Konservierung mit 96 %igem Alkohol und steriles Arbeiten notwendig.
- **Allgemein:** Neben den oben genannten Parametern werden der Name der fallenbetreuenden Person, das Kürzel der SPF, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn der Begehung (Exposition und/oder Leerung) dokumentiert.

Werden genetische Analysen geplant oder zumindest nicht ausgeschlossen, ist bei allen Arbeiten (in Feld und Labor!) auf die Sterilität von Fanggefäßen, Trichtern und weiteren Materialien und Werkzeugen zu achten, um die Proben nicht mit DNA zu verunreinigen

und Ergebnisse nicht zu verfälschen. Auch ist eine Konservierung der relevanten Proben(teile) mit 96 %igem Alkohol notwendig.

Die dauerhafte Aufbewahrung der Proben ermöglicht die Ergebnisüberprüfung und, sofern die Proben nicht homogenisiert wurden, die taxonomische Bearbeitung weiterer Artengruppen zu einem späteren Zeitpunkt und wird daher empfohlen.



Abb. 10: Bodenfalle, mit der Daten zu Laufkäfern und bodenlebenden Spinnen in Acker, Grünland und Wald erhoben werden. In Waldstandorten ist zum Schutz vor Laubeintrag ein Gitter oberhalb der Fallen anzubringen (© linkes Foto: Dr. Fabian Borchard), an anderen Standorten wird auf das Gitter verzichtet (© rechtes Foto: Dr. Lisa Holtmann).

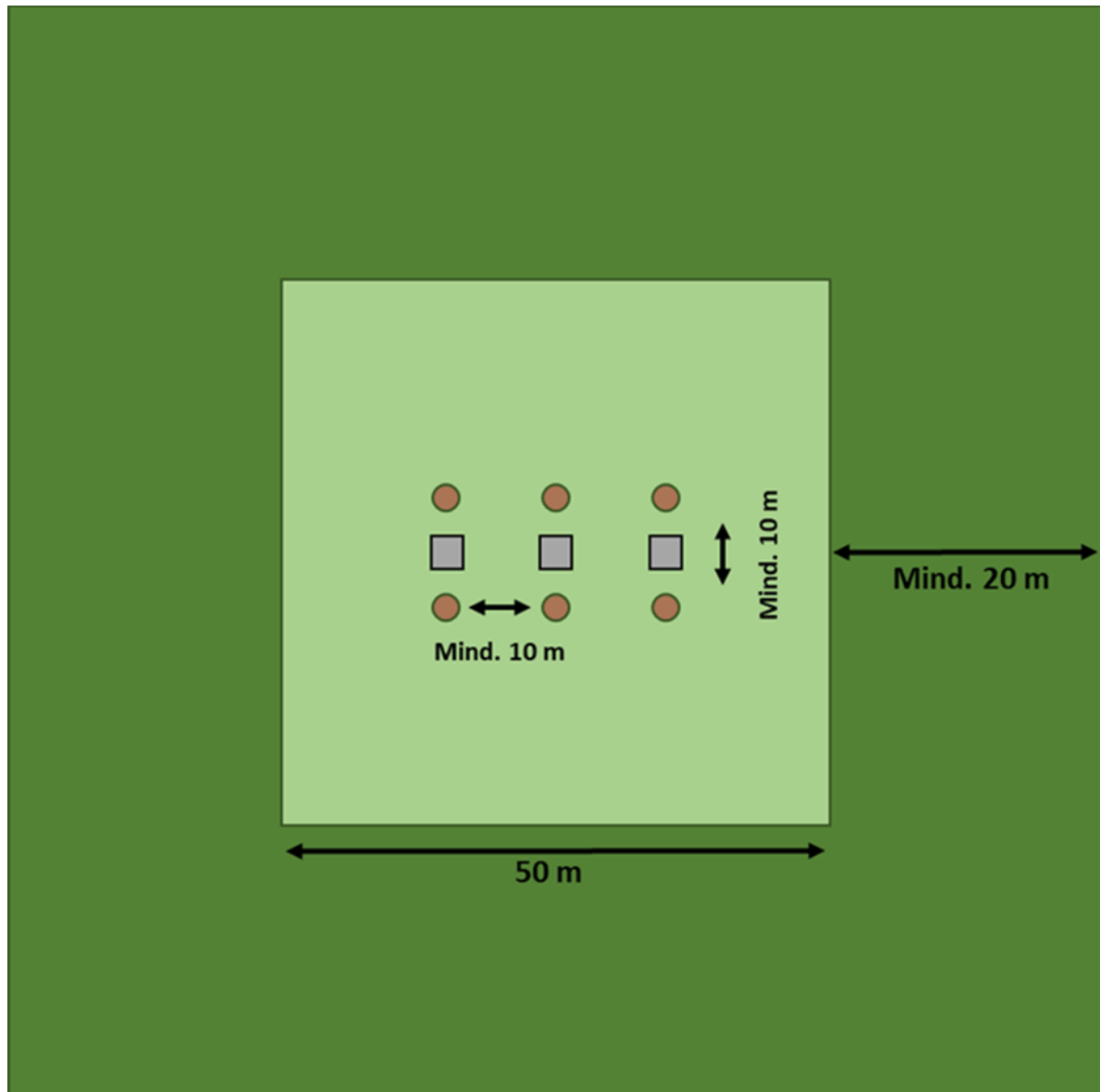


Abb. 11: Untersuchungsdesign zur Erfassung von Laufkäfern und bodenlebenden Spinnen in Acker, Grünland und Wald. Das helle Quadrat repräsentiert den Plot (2.500 m²), der für die faunistischen Erfassungen (Heuschrecken [nur im Grünland], Totholzkäfer [nur im Wald] sowie Laufkäfer und bodenlebende Spinnen) im Zentrum der zu untersuchenden Grünland-, Acker- oder Wald-Bewirtschaftungseinheit angelegt wird. Die braunen Kreise repräsentieren die Bodenfallen, die kleinen grauen Quadrate die Subplots für die Aufnahme der Vegetationsstruktur (s. Kapitel 3.3.4).

3.3.4 Erfassung von Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten

Erfassungsmethoden dargestellt³⁰. Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier Laufkäfer und bodenlebende Spinnen), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden folgende auf dem Plot bzw. dem beprobten Grünland, Acker oder Wald obligatorisch (in schwarzer Schrift) oder optional (in grauer Schrift) zu erfassende Umweltparameter definiert, die durch die Bodenfallen-Betreuenden in der Regel in beiden Erfassungszeiträumen (am Ende der zweiten und fünften Fangperiode) erhoben werden:

- **Exposition und Inklinatation:** Diese Parameter beeinflussen maßgeblich das Mikroklima der Fläche und müssen, da sie sich in der Regel nicht verändern, nur einmalig zu Beginn des Monitorings auf dem konkreten Plot aufgenommen werden (die übrigen Parameter werden in beiden Erfassungszeiträumen aufgenommen). Für den gesamten 2.500 m² großen Plot werden Exposition und Inklinatation mit einem Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder anderen geeigneten technischen Hilfsmitteln) mit einer Genauigkeit von 2° ermittelt.
- **Art der Nutzung/Feldfrucht des beprobten Grünlands/Ackers, Waldform:** Die Nutzungsart des Grünlands, Feldfrucht des Ackers bzw. Waldform wird durch die Bodenfallen-Betreuenden durch Zuordnung zu folgenden Typen erfasst (ist dies nicht sicher möglich, wird auf ggf. vorliegende Daten des ÖSM zurückgegriffen):
 - Nutzungsart des Grünlands durch Zuordnung des Grünlands zu den folgenden drei Typen:
 - Wiesen (Heuwiesen, bei denen das Mähgut auf der Wiese trocknen gelassen wird, und Silage-Wiesen, bei denen das Mähgut sofort abgeräumt wird),
 - Weiden und Mähweiden (die Fläche wird im selben Jahr sowohl gemäht als auch beweidet),
 - Grünlandbrachen.
 - Art der Feldfrucht auf Äckern durch Zuordnung der Feldfrucht zu den folgenden Typen in Anlehnung an die Kartieranleitung des ÖSM:
 - frisch bearbeitet/abgeerntet/Schwarzbrache,
 - Grünbrache,
 - Getreide ohne Mais,
 - Mais,
 - Blattgemüse,
 - Chinaschilf,
 - Erdbeeren,
 - Gründüngung,

³⁰ Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.

- Gurken,
 - Kürbis,
 - Kartoffeln,
 - Kohl,
 - Kräuter,
 - Leguminosen,
 - Raps,
 - Rüben,
 - Sonnenblumen,
 - Spargel,
 - Wurzelgemüse,
 - Zierpflanzen,
 - Zwiebeln,
 - Sonstiges.
- Waldform durch Zuordnung der Wald-Bewirtschaftungseinheit zu den folgenden drei Typen:
- Laubwald
 - Nadelwald
 - Mischwald
- **Biotoptyp und Naturwert der beprobten Grünland-, Acker- bzw. Wald-Bewirtschaftungseinheit:** Grundlage für diese Parameter sollen die aktuellen Daten des Ökosystem- (Kartieranleitung s. Tschiche et al. 2022) und High-Nature-Value-Farmland-Monitorings (Kartieranleitung s. BfN 2022) sein, sofern diese Programme in der entsprechenden SPF umgesetzt werden. Wenn die Daten aus dem ÖSM und HNV-Farmland-Monitoring älter sind als die Insektendaten (also nicht im selben Jahr erhoben wurden), sollten sie falls möglich durch die Bodenfallen-Betreuenden anhand des Geländeeindrucks auf ihre Aktualität geprüft werden. Falls im Feld erhebliche Abweichungen zu derartigen zur Verfügung stehenden Umweltdaten (z. B. massive Intensivierung oder Änderung der Grünlandnutzung) festgestellt werden, sollten diese z. B. in Form eines Kommentars dokumentiert werden; auch über die zu beprobende Bewirtschaftungseinheit hinaus können festgestellte Veränderungen dokumentiert werden, z. B. mittels Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts. Die Prüfung ist nicht obligatorisch. Sollte das ÖSM oder das HNV-Farmland-Monitoring auf den jeweiligen SPF (noch) nicht umgesetzt werden, ist eine Erhebung entsprechender Daten im Rahmen des IM ebenfalls nicht obligatorisch.
- **Vegetationsstruktur:** Die im Folgenden beschriebenen Parameter werden jeweils in drei Subplots erfasst, die sich innerhalb des 2.500 m² großen Plots in gleichmäßigen Abständen zwischen den beiden Fallentransekten befinden (s. Abb. 11). Im Acker und Grünland sind die Subplots 9 m² (3 m × 3 m) groß, im Wald dagegen 100 m² (10 m × 10 m), da Waldlebensräume in der Regel „grobkörniger“ strukturiert sind als Offenlandlebensräume.

Auf jedem der Subplots werden folgende Parameter aufgenommen und getrennt nach Subplot festgehalten:

- **Deckungsgrade von Vegetationsschichten (differenziert nach Grünland, Acker, Wald), Streuschicht, Offenbodenstellen:** Die Aufnahme der Deckungsgrade der einzelnen Schichten erfolgt durch Schätzung (vgl. Behrens & Fartmann 2004a, Fartmann et al. 2012). Dabei werden Abstufungen von 5 % verwendet. Oberhalb von 90 % und unterhalb von 10 % erfolgt die Schätzung feiner in 2,5 %-Stufen. Zur Ermittlung der Deckungsgrade der einzelnen Vegetationsschichten und der Streuschicht wird der gesamte Anteil der Fläche des Subplots geschätzt, der durch die jeweilige Schicht bedeckt ist. Aufgrund von Überlappungen darf die Summe z. B. aus Gräser- und Kräuterdeckung größer sein als die Feldschichtdeckung oder die Summe aller Vegetationsschichten über 100 % liegen.
 - Vegetationsschichten im Grünland und im Wald (im Acker leicht abweichend, s. u.):
 1. Feldschicht: Die Feldschicht umfasst alle Gräser, Kräuter und Farne sowie alle Gehölze mit einer Wuchshöhe kleiner als 0,5 m
 2. Gräser
 3. Kräuter: Individuen von Zwergsträuchern bzw. holzigen Chamaephyten nach Ellenberg et al. (2001) wie z. B. *Genista tinctoria* und *Helianthemum nummularium* werden unabhängig von ihrer Größe zu den Kräutern gezählt
 4. Moose/Flechten
 5. Baumschicht (sofern vorhanden): Die Baumschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe größer als 6,0 m
 6. Strauchschicht (sofern vorhanden): Die Strauchschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe zwischen 0,5 m und 6,0 m (ausgenommen sind Zwergsträucher [Ericaceae] bzw. holzige Chamaephyten [z. B. *Genista tinctoria*] nach Ellenberg et al. 2001; diese werden unabhängig von ihrer Größe zu den Kräutern gezählt)
 7. Gehölzschicht (Bezugsebene ist hier ausnahmsweise der Plot, nicht der Subplot): Zusätzlich zu Baumschicht und Strauchschicht auf der Ebene des Subplots (s. o.) wird der Gesamtdeckungsgrad der Gehölze auf der Ebene des Plots geschätzt; die Gehölzschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe ab 0,5 m (ausgenommen sind Zwergsträucher [Ericaceae] bzw. holzige Chamaephyten [z. B. *Genista tinctoria*] nach Ellenberg et al. 2001; diese werden unabhängig von ihrer Größe zu den Kräutern gezählt)
 - Vegetationsschichten im Acker:
 1. Feldfrucht [sofern vorhanden]
 2. Gräser (zu den Gräsern gehörende Feldfrüchte ausgenommen)
 3. Kräuter (zu den Kräutern gehörende Feldfrüchte ausgenommen)
 4. Moose/Flechten
 - Streuschicht: Zur Streuschicht zählen alle Formen von abgestorbenem, aber noch nicht oder kaum zersetztem Pflanzenmaterial (L-Horizont im Sinne der

Bodenkundlichen Kartieranleitung, 5. Auflage, S. 298–310 [Ad-hoc-Arbeitsgruppe Boden 2005]). Im Wald: Vorhandenes Totholz, das die in Tab. 1 genannten Mindestabmessungen überschreitet, wird nicht zur Streuschicht gerechnet, sondern als separater Parameter aufgenommen (Anzahl der Totholz-Elemente). Totholzelemente, die die Mindestabmessungen unterschreiten, werden zur Streuschicht gerechnet.

- **Offenbodenstellen:** Offenboden ist definiert als der Anteil der Fläche des Subplots, der von keinerlei Vegetation der Feld- oder Strauchschicht überschirmt wird, nicht von Streu bedeckt ist und somit bei senkrechter Aufsicht sichtbar ist. In diesem Sinne vegetations- und streufreie Bereiche werden auch dann als Offenboden gewertet, wenn sie durch das Blätterdach von Bäumen überschirmt werden.
- **Höhe der Feldschicht (im Acker Höhe der Feldfrucht), Mächtigkeit der Streuschicht:** Je Subplot werden die Höhe der Feldschicht/Feldfrucht und die Mächtigkeit der Streuschicht an fünf Stellen mit einem Zollstock gemessen. Je eine der fünf Messstellen sollte in den vier Ecken (mit einem Abstand von ca. 50 cm zu den beiden nächstgelegenen Rändern) und im Zentrum des Subplots liegen. Für den abzulesenden Wert der Feldschichthöhe/Feldfruchthöhe ist maßgeblich, wo sich der Höhenbereich befindet, in dem im Vergleich zu den darüber- und darunterliegenden Bereichen überproportional viel der eintreffenden solaren Strahlung absorbiert wird (Behrens & Fartmann 2004a, vgl. Abb. 12a). Lässt sich ein solcher Bereich nicht eindeutig abgrenzen, weil die Vegetation von der Bodenoberfläche ausgehend nach oben gleichförmig ausdünt, wird als Höhe der Feldschicht/Feldfrucht der Wert angegeben, unterhalb dessen sich ca. 95 % der Biomasse der Feldschicht/Feldfrucht befinden (vgl. Abb. 12b). Die Messung der Feldschichthöhe/Feldfruchthöhe erfolgt mit einer Genauigkeit von 1 cm, die Messung der Mächtigkeit der Streuschicht mit einer Genauigkeit von 0,5 cm (für sehr geringmächtige Streuschichten kann der Wert 0,25 cm vergeben werden). Die jeweils fünf Werte der Feldschicht/Feldfrucht und Streuschicht werden getrennt notiert (sie können im Zuge der späteren Auswertung je Subplot sowie über alle drei Subplots gemittelt werden).
- Im Wald (nicht in Acker und Grünland) wird außerdem die **Humusform** nach Bodenkundlicher Kartieranleitung, 5. Auflage, S. 298–310 (Ad-hoc-Arbeitsgruppe Boden 2005) für eine grobe Einstufung der Bodenazidität erfasst (nur im ersten der beiden Erfassungszeiträume erforderlich).
- Im Wald (nicht in Acker und Grünland) wird außerdem die **Anzahl der Totholz-Elemente** erfasst, getrennt nach stehendem und liegendem sowie starkem und schwachem Totholz (nur im ersten der beiden Erfassungszeiträume erforderlich). Die Mindestabmessungen und Kriterien zur Klassifikation von Totholz werden aus dem ÖSM übernommen (Tab. 1). Totholzelemente, die die Mindestabmessungen unterschreiten, werden zur Streuschicht gerechnet.
- **Weitere Informationen:** Weitere Informationen zur Bewirtschaftungseinheit oder zu ihrer Umgebung können z. B. in Form eines Kommentars zusätzlich erfasst werden.

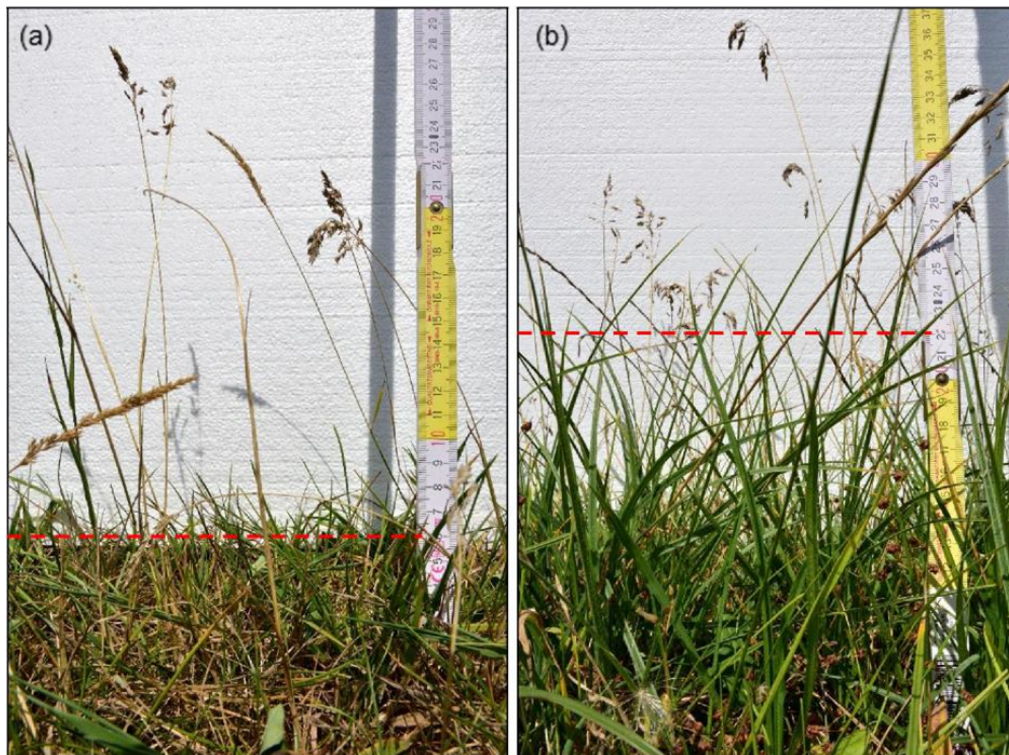


Abb. 12: Messung der Feldschichthöhe: (a) Abgelesen wird in der Regel der Wert des Höhenbereichs, in dem im Vergleich zu den darüber- und darunterliegenden Bereichen überproportional viel der eintreffenden solaren Strahlung absorbiert wird (hier 6 cm). (b) Lässt sich ein solcher Bereich nicht eindeutig abgrenzen, weil die Vegetation von der Bodenoberfläche ausgehend nach oben gleichförmig ausdünn, wird als Höhe der Feldschicht der Wert angegeben, unterhalb dessen sich 95 % der Biomasse der Feldschicht befinden (hier 22 cm; © Fotos: Dr. Gregor Stuhldreher).

Tab. 1: Kriterien zur Klassifikation von Totholz.

Totholzfraktion	Holzart	Durchmesser	Länge bzw. Höhe	weitere Kriterien
Schwachtotholz liegend	Alle	≥ 10 cm	≥ 3 m	zu mehr als ¾ seiner Länge direkt der Bodenoberfläche aufliegend oder höchstens 10 cm Abstand zu letzterer
Starktotholz liegend	Hartlaubholz ¹ , Nadelholz	≥ 50 cm	≥ 3 m	zu mehr als ¾ seiner Länge direkt der Bodenoberfläche aufliegend oder höchstens 10 cm Abstand zu letzterer
	Weichlaubholz ²	≥ 30 cm	≥ 3 m	zu mehr als ¾ seiner Länge direkt der Bodenoberfläche aufliegend oder höchstens 10 cm Abstand zu letzterer
	Zuordnung nicht mehr möglich	≥ 30 cm	≥ 3 m	zu mehr als ¾ seiner Länge direkt der Bodenoberfläche aufliegend oder höchstens 10 cm Abstand zu letzterer

Totholzfraktion	Holzart	Durchmesser	Länge bzw. Höhe	weitere Kriterien
Schwachtotholz stehend	alle	≥ 10 cm	≥ 3 m	–
Starktotholz stehend	Hartlaubholz ¹ , Nadelholz	≥ 50 cm	≥ 3 m	–
	Weichlaubholz ²	≥ 30 cm	≥ 3 m	–
	Zuordnung nicht mehr möglich	≥ 30 cm	≥ 3 m	–

¹ Zu den Hartlaubhölzern werden u. a. Vertreter der Gattungen *Acer*, *Betula*, *Carpinus*, *Fagus*, *Fraxinus*, *Juglans*, *Malus*, *Quercus*, *Prunus* (nur „Pflaumen“), *Robinia* und *Ulmus* gezählt.

² Laubgehölze, deren Holz eine Darrdichte von 0,55 g/cm³ unterschreitet. Dies trifft z. B. auf Arten der Gattungen *Alnus*, *Castanea*, *Populus*, *Prunus* (nur „Kirschen“), *Salix* und *Tilia* zu.

3.3.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.3.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Laufkäfer und bodenlebenden Spinnen erfasst?

Darf von den oben genannten Kartierzeiträumen (Erfassungszeiträumen bzw. Fangperioden) abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die sechs Fangperioden jeweils 14 Tage umfassen und innerhalb der beiden vorgesehenen Erfassungszeiträume liegen. Der konkrete Beginn der sich aneinander anschließenden drei Fangperioden eines jeden Erfassungszeitraums kann beliebig terminiert werden, sofern die insgesamt sechswöchige Expositionsdauer (drei Fangperioden à 14 Tage) vollständig im neunwöchigen Erfassungszeitraum liegt.

Wenn die vorgesehenen Fangperioden nicht innerhalb der vorgesehenen Erfassungszeiträume durchgeführt werden konnten (z. B. wegen temporär eingeschränkter Begehrbarkeit der Bewirtschaftungseinheit bzw. des Plots oder krankheitsbedingten Ausfällen der kartierenden Personen), sind leicht verspätete Expositionszeiten akzeptabel. Gleiches gilt für eine ungeplant verkürzte Expositionsdauer einer Falle z. B. durch Störung oder Ausfall. Eine nicht vollständig termingerechte Exposition der Fallen beeinträchtigt die Qualität des Datensatzes einer SPF in der Regel weniger stark als eine fehlende. Derartige Abweichungen sind so genau wie möglich zu dokumentieren.

Darf der Kartierzeitraum verkürzt oder verlängert werden?

Wichtig für bundesweite Vergleichbarkeit und gemeinsame Auswertbarkeit der Daten ist ein vergleichbares Vorgehen. Daher soll die Anzahl der Kartierzeiträume höchstens unter bestimmten Bedingungen reduziert oder erweitert werden: In extremen Wärmeungunstlagen können Vegetationsperiode und Aktivitätszeiträume der Insekten unter Umständen sehr kurz sein. Durch die im Vergleich zu den Fangperioden längeren Erfassungszeiträume gibt es bereits einen dreiwöchigen Spielraum, der z. B. in hohen Höhenlagen mit spätem Beginn der Vegetationsperiode genutzt werden kann (s. o.). Sollte die vorgegebene Expositionsdauer z. B. in extremen Höhenlagen des alpinen Bereichs trotzdem regelmäßig nicht erreicht werden können, ist der Kontakt zum BfN zu suchen.

Sollte ein längerer Expositionszeitraum der Fallen erwünscht sein (z. B. für landesspezifische Fragestellungen), müssten die Fänge aus den zusätzlichen Fangperioden getrennt von den Fängen aus den zwei Erfassungszeiträumen des IM aufbewahrt und bestimmt werden, um die Vergleichbarkeit der Daten aus dem bundesweiten Kernzeitraum zu wahren und separat auswerten zu können.

Darf das Leerungsintervall (die Fangperioden) verlängert oder verkürzt werden?

Unter bestimmten Umständen ist es sehr sinnvoll, das Leerungsintervall spontan oder geplant zu verkürzen, z. B. wenn nach Starkregenereignissen das Fanggefäß überzulaufen droht oder die Fanggefäße an bestimmten Standorten schon vor Ende des Leerungsintervall mit Insekten gefüllt sind. Hier könnten entweder größere Gefäße (bis zu 0,5 l) genutzt oder das Intervall verkürzt werden. Falls der Austausch in kürzeren Abständen erfolgen soll, sollten die Termine so gewählt werden, dass zwei oder mehr der kürzeren Intervalle zusammengekommen genau dem ursprünglich vorgesehenen 14-tägigen Intervall entsprechen, damit eine Zusammenführung der Daten mit Fallen, die im etatmäßigen 14-tägigen Turnus geleert werden, problemlos möglich ist.

Eine Verlängerung des Leerungsintervalls von 14 Tagen soll im Sinne der bundesweiten Datenvergleichbarkeit vermieden werden.

Was passiert, wenn eine Bewirtschaftungseinheit kurz vor der Beprobung bewirtschaftet (z. B. gemäht oder abgeerntet) wurde und die Vegetation noch deutliche Spuren des Störungsereignisses aufweist?

Sofern möglich sollte die Exposition der Fallen trotzdem erfolgen (andernfalls zum nächstmöglichen Zeitpunkt). Im Idealfall kann das Bewirtschaftungsereignis von der kartierenden Person dokumentiert werden, ebenso der ungefähre Zeitpunkt des Bewirtschaftungsereignisses.

FAQ zu Kapitel 3.3.2 – Wo werden die Laufkäfer und bodenlebenden Spinnen erfasst?

Was passiert, wenn der Plot bzw. die Bewirtschaftungseinheit nicht (mehr) beprobt werden kann?

Falls im Laufe des Monitorings der PLOT nicht beprobt werden kann (z. B. wegen Überflutung des entsprechenden Bereiches der Bewirtschaftungseinheit), sind in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes folgende Optionen zu prüfen:

- Die Kartierung wird – möglichst innerhalb des vorgesehenen Erfassungszeitraums – zeitlich verschoben (nur sinnvoll, wenn zu erwarten ist, dass die Hindernisse entsprechend kurzfristig bestehen).
- Ist dies nicht möglich, soll der Plot innerhalb der Bewirtschaftungseinheit gemäß der Vorgaben in Kapitel 3.3.2 verschoben werden. Dabei sind Bereiche der Bewirtschaftungseinheit, die dem ursprünglichen Plot in Bestand und Struktur ähnlich sind, unähnlichen vorzuziehen, so dass die Verlegung des Plots einen möglichst geringen Einfluss auf die Daten hat. Sollte dies nicht möglich sein, kann der Plot in unähnliche Bereiche der Bewirtschaftungseinheit verlegt werden. Die neue Position des Plots wird kartographisch digital dokumentiert und eine neue Plot-ID vergeben (der ursprüngliche Plot hat die Nummer 1, wird die Position verändert, bekommt der neue Plot die Nummer 2). Im nächsten Turnus wird wieder die ursprüngliche Plotposition (Plot-ID 1) kartiert, sofern der Bereich wieder begehbar ist. Bestehen die Hindernisse in gleicher Weise fort, findet die Kartierung wieder im Plot der letzten Kartierung statt (Plot-ID 2). Wenn sich im Laufe des Monitorings zeigen sollte, dass die ursprüngliche Plot-Position (Plot-ID 1) in der Mehrzahl der Turnusse nicht begangen werden konnte, soll die Verlegung dauerhaft gemacht werden.
- Sollte es auch nicht möglich sein, den Plot innerhalb der Bewirtschaftungseinheit zu verschieben, wird wie im Folgenden beschrieben vorgegangen.

Falls im Laufe des Monitorings die BEWIRTSCHAFTUNGSEINHEIT nicht mehr beprobt werden kann (z. B. vollständige Überflutung der Bewirtschaftungseinheit, Nutzungsänderung wie Überbauung der Fläche, fehlende Betretungserlaubnis, fehlende Betretungsmöglichkeit aufgrund gefährlicher Weidetiere, Ernte- oder Waldarbeiten, Mindestanforderungen nicht mehr erfüllt), soll geprüft werden, ob der Hinderungsgrund voraussichtlich vorübergehender oder dauerhafter Art ist. Ist die Beprobung der Bewirtschaftungseinheit zwar grundsätzlich möglich, jedoch nicht zum angestrebten Kartierzeitpunkt, soll die Kartierung – möglichst innerhalb des vorgesehenen Erfassungszeitraums – zeitlich verschoben werden (s. FAQ unter „Wann und wie oft wird erfasst?“). Ist dies nicht möglich und kann die Bewirtschaftungseinheit nach Einschätzung der kartierenden Person spätestens im nächsten Turnus wieder beprobt werden, wird kein Ersatz gesucht und die Datenreihe zum nächstmöglichen Zeitpunkt fortgesetzt. Ist der Ausfall voraussichtlich dauerhaft (oder besteht der Hinderungsgrund wider Erwarten auch im nächsten Turnus noch), muss in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes eine andere Bewirtschaftungseinheit für die Erfassungen ausgewählt werden. Für die Repräsentativität und Aussagekraft der Daten ist es von großer Bedeutung, dabei nach dem vorgeschriebenen Auswahlverfahren vorzugehen (s. Kapitel 2.1), auch mit Blick auf die Frage, ob die neu ausgewählte Bewirtschaftungseinheit dauerhaft beibehalten werden kann. Dies ist wichtig, da die neue Bewirtschaftungseinheit langfristig beprobt werden soll, auch wenn die vorherige wieder beprobbar sein sollte.

Warum gelten die für Heuschrecken definierten Eignungskriterien wie Verbuschungsgrad und Vegetationshöhe im Grünland auch für Laufkäfer und bodenlebende Spinnen?

Dies ist darauf zurückzuführen, dass mit Blick auf Synergien in Umsetzungspraxis und Auswertung für verschiedene Bausteine des IM dieselben Plots genutzt werden sollen. Daher werden für Laufkäfer und bodenlebende Spinnen z. B. auch Eignungskriterien für Grünland definiert, die auf ihre hohe Relevanz für Heuschrecken zurückgehen.

FAQ zu Kapitel 3.3.3 – Wie werden die Laufkäfer und bodenlebenden Spinnen erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.3.4 zu finden.

Einrichten der Bodenfallen

- GPS-Gerät zum Einmessen bzw. Auffinden der Erfassungsplots und der Bodenfallen, gegebenenfalls Kartenmaterial
- Markierungen für die Bodenfallen (z. B. Tonkinstäbe [Bambusstäbe aus dem Baumarkt])
- Schmale Handschaufel, Bodenbohrer oder ähnliches zum Einlassen der Fanggefäße in den Boden
- 6 Bodenfallen zzgl. Reserve pro SPF:
 - I) Je Falle ein standardisierter Mehrweg-Plastiktrinkbecher (farblos-transparent, glattwandig, Öffnungsdurchmesser 8 cm, Fassungsvermögen 0,3 - 0,5 Liter)
 - II) Je Falle in Wald-SPF ein standardisiertes Metallgitter zum Schutz vor Laubeintrag (Maschenweite 2 cm, Kantenlänge 20 cm), Nägel oder Gewindestangen zum Fixieren der Gitter im Boden
 - III) Standardisierte Fangflüssigkeit: unverdünntes Propylenglykol und parfümfreies, geruchsneutrales Spülmittel

Leerung der Bodenfallen

- GPS-Gerät zum Auffinden der Bodenfallen (zusätzlich gegebenenfalls weitere Hilfsmittel, z. B. Kompass, Luftbilder/Kartenmaterial oder Skizzen zur Lage der Bodenfallen)
- PE-Flaschen oder andere dicht verschließbare Behälter als Transportgefäße
- Trichter zum Umfüllen der Falleninhalte in Transportgefäße
- Utensilien zur Beschriftung der Transportgefäße: z. B. wasserfester Filzstift oder Klebetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten (am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier), die in die Transportgefäße hineingegeben werden
- Standardisierte Fangflüssigkeit (unverdünntes Propylenglykol und parfümfreies, geruchsneutrales Spülmittel) zum erneuten Befüllen der Fanggefäße für die nächste Fangperiode und gegebenenfalls zum Auffüllen der entnommenen Proben falls notwendig (zur provisorischen Konservierung der entnommenen Proben)
- Material und Werkzeug für das Einrichten von Bodenfallen (s. o.) für den Fall, dass Bodenfallen ersetzt oder neu eingegraben werden müssen

Probenaufbereitung und -konservierung

- Für die Reinigung der Probe und Sortierung der Fänge nach Artengruppen:
 - I) Flache Plastikschaalen (z. B. wie zum Selbstentwickeln von Papierfotos)
 - II) Petrischalen (8 cm bis 9 cm Durchmesser aus Plastik oder Glas mit Rasteraufdruck oder untergelegtem Raster auf Papier, z. B. Millimeterpapier)
 - III) (Federstahl-)Pinzetten
 - IV) Binokular
- Für die Lagerung der zu separierenden Zielartengruppen:
 - I) Gefäße, z. B. PE-Flaschen (unterschiedliche Größen je nach Menge der Tiere); pro Bewirtschaftungseinheit und Jahr jeweils erforderlich
 - > 1 Flasche pro Bodenfalle und Fangperiode für Laufkäfer (\triangleq bis zu 36 Flaschen)
 - > 1 Flasche pro Bodenfalle und Fangperiode für Spinnen (\triangleq bis zu 36 Flaschen)
 - > 1 Flasche für Kurzflügelkäfer pro Erfassungszeitraum (\triangleq bis zu 2 Flaschen)
 - > 1 Flasche für alle übrigen Arthropoden pro Erfassungszeitraum (\triangleq bis zu 2 Flaschen)
 - > Optional können weitere Artengruppen wie Weberknechte, Pseudoskorpione, Tausendfüßler und Asseln z. B. analog zu den Kurzflügelkäfern separat gelagert und ausgewertet werden
 - II) Für die Beschriftung der Gefäße: z. B. wasserfester Filzstift oder Klebeetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten (am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier), die in die Flaschen hineingegeben werden
 - III) Standardisierte Konservierungssubstanzen
 - > Scheerpeltz-Lösung (70 % Ethanol, 5 % Essigsäure, 25 % Wasser, vgl. Teichmann 1994) für Laufkäfer (und Kurzflügelkäfer, falls diese morphologisch bestimmt werden)
 - > Vergälltes Ethanol (96 %, 1 Vol.-% MEK) für Spinnen und alle weiteren Arthropoden

Ermittlung der Biomasse (Abtropfgewicht nach Ssymank et al. 2018)

- Standardisiertes Edelstahl-Feinsieb (Durchmesser ca. 20 cm, Maschendrahtweite < 0,5 mm)
- Vorrichtung zum Halten des Siebs und Auffangen der Konservierungsflüssigkeit: Glaskolben, Kunststoff- und Glastrichter; der Kunststofftrichter wird benutzt, um den Glastrichter innerhalb des Kolbens zu zentrieren und stabilisieren
- Waage mit einer Messgenauigkeit von mindestens 0,1 g (oder feiner, falls erforderlich)
- Gefäß zum Halten des Siebs während der Wiegung
- Trichter zum Umfüllen des Probenmaterials vom Sieb in die PE-Flasche

Bestimmung

- Bestimmungsliteratur, z. B. für Laufkäfer Müller-Motzfeld (2004) und Hürka (1996), für Spinnen Nentwig et al. (2023)
- Binokular

- (Federstahl-)Pinzetten
- Plastikschalen, Petrischalen

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum haben die Bodenfallen einen relativ großen Öffnungsdurchmesser von 8 cm?

Der relativ große Öffnungsdurchmesser von 8 cm geht auf die Verfügbarkeit von Mehrweg-Plastiktrinkbechern mit dem erforderlichen Fassungsvermögen zurück: Die Becher sind preiswert und können von verschiedenen Herstellern bezogen werden, was für ein groß angelegtes Monitoringvorhaben besonders wichtige Voraussetzungen sind.

Warum wird Propylenglykol als Fangflüssigkeit genutzt?

Im IM soll eine nicht-lockende Substanz verwendet werden, um zu verhindern, dass das erfasste Artenspektrum zugunsten von Taxa, die stärker als andere angelockt werden, verschoben wird. Darüber hinaus soll die Fangflüssigkeit sowohl morphologische Bestimmungen als auch genetische Analysen des Probenmaterials ermöglichen, d. h. die DNA konservieren. Nach den derzeitigen Entwicklungen ist davon auszugehen, dass genetische Analysen in Zukunft eine höhere Bedeutung im Rahmen von Insektenerfassungen erlangen werden, sodass dieser Aspekt bei der Konzipierung des Bausteins mitbedacht werden muss. Nach Befragung von Expert*innen zur Eignung verschiedener Fangflüssigkeiten unter Berücksichtigung der oben genannten Kriterien hat sich Propylenglykol als am besten geeignet herausgestellt, um die Ansprüche des IM zu erfüllen. Propylenglykol hat höchstens eine geringe Lockwirkung, ist für Wirbeltiere und Menschen nicht toxisch und konserviert die DNA gut, sodass die Möglichkeit, genetische Analysen wie Metabarcoding durchzuführen, erhalten bleibt. Andere Fangflüssigkeiten wie etwa gesättigte Kochsalzlösung oder Renner-Lösung sind aufgrund ihres Wasseranteils bzw. der enthaltenen Essigsäure im Zusammenhang mit genetischen Analysen potenziell problematisch und noch nicht ausreichend erprobt.

Sind die Fänge von sechs Fallen ausreichend für aussagekräftige Ergebnisse?

Für die repräsentative Erfassung der Laufkäfer und bodenlebenden Spinnen ist eine Mindestanzahl von sechs bis zehn Bodenfallen je Bewirtschaftungseinheit erforderlich (Trautner & Fritze 1999). Da der personelle und finanzielle Aufwand mit jeder zusätzlichen Falle deutlich ansteigt, wird im IM mit sechs Bodenfallen pro Bewirtschaftungseinheit gearbeitet.

Welche Maßnahmen können das Wiederfinden der Fallen im Feld erleichtern?

Zusätzlich zur Einmessung der Fallen mittels GPS-Gerät ist es empfehlenswert, die Transekte z. B. mit Tonkinstäben zu markieren, indem Stäbe in einem Abstand von 10 bis 15 cm zu den Fallen an Beginn und Ende der Transekte aufgestellt werden. Zusätzlich können weitere Markierungen/Geländefixpunkte bzw. Orientierungsmöglichkeiten zum Auffinden der Bodenfallen verwendet werden. In genutztem Grünland haben sich zum Beispiel das

Einmessen der Fallen mit einem Kompass ausgehend von einem fixen Punkt außerhalb der genutzten Bewirtschaftungseinheit und die Anpeilung eines Geländepunktes bewährt. Wichtig sind gute Skizzen mit Angabe exakter Schrittzahlen oder die Benutzung eines Maßbandes. In Ackerflächen können Markierungen überflüssig sein, wenn man die Fallen parallel zu den Bearbeitungsgassen installiert und sich an der exakten Schrittzahl (Entfernung zwischen den Fallen) orientiert.

Inwiefern sollte die Exposition der Bodenfallen der Nutzung der Bewirtschaftungseinheiten angepasst werden, um sie nicht unzumutbar einzuschränken?

Erfolgt eine Nutzung (Getreide- oder Holzernte, Mahd usw.) während der Fangperiode, sollte die Fangperiode für den Zeitraum der Nutzung unterbrochen und nach der Nutzung entsprechend der ausgefallenen Tage verlängert werden. Jede Unterbrechung ist zu dokumentieren. Enge Absprachen und eine gemeinsame Begehung mit den Flächenbewirtschaftenden sind notwendig, um sich hinsichtlich der Nutzungstermine und der genauen Lage der Bodenfallen abzustimmen.

Was sind Beispiele für Beeinträchtigungen, Beschädigungen, Ausfälle und sonstige dokumentationswürdige Besonderheiten?

Alle Beeinträchtigungen usw. mit (wahrscheinlichem) Einfluss auf die Fängigkeit der Fallen sollen umgehend behoben und, für die Möglichkeit ihrer Berücksichtigung im Rahmen der Auswertungen, dokumentiert werden. Beispiele für Hinweise auf eine nicht ordnungsgemäß funktionierende Bodenfalle:

- In der Falle befinden sich ein oder mehrere tote Wirbeltiere, sodass zu vermuten ist, dass der Verwesungsgeruch das Fangergebnis beeinflusst hat.
- In oder auf der Falle befinden sich Laub, Äste oder ähnliches, wodurch die Fängigkeit der Falle herabgesetzt sein könnte.
- Die Falle ist randvoll mit hineingefallenen Tieren, sodass anzunehmen ist, dass sie über einen mehr oder weniger langen Zeitraum am Ende der jeweiligen Fangperiode nicht mehr in der Lage war, weitere Individuen aufzunehmen.
- Ein großer Teil der Fangflüssigkeit ist verdunstet.
- Die Fangflüssigkeit ist durch eingelaufenes Regenwasser stark verdünnt worden.
- Die Falle ist ausgegraben, ausgespült, beschädigt oder ganz entfernt worden (durch Vandalismus, Wild-/Weidetiere oder Witterungseinflüsse wie Regenereignisse).

(Wie) Werden Laufkäfer und bodenlebende Spinnen aufgenommen, die im Rahmen der Feldarbeiten außerhalb der Fallen gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Daten der regulären Erfassung aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder SPF der Erfassungsaufwand und die Erfassungsart dieselben sind, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Müssen tatsächlich die Inhalte der sechs Fallen einer SPF jeweils einzeln erfasst werden?

Um die Möglichkeiten der statistischen Auswertung ausschöpfen zu können, sollen die erfassten Fänge den jeweiligen Fallen und auch Fangperioden (Laufkäfer, Spinnen) bzw. Erfassungszeiträumen (sonstige) zugeordnet werden.

Wie können die Individuen der einzelnen Artengruppen zuverlässig aus den Proben sortiert werden?

Für die Sortierung nach Artengruppen (Laufkäfer, Kurzflügelkäfer, Spinnen, übrige Arthropoden; optional können weitere Artengruppen wie Weberknechte, Pseudoskorpione, Asseln oder Tausendfüßer separiert werden) empfiehlt es sich, die einzelnen Proben in eine flache mit Propylenglykol gefüllte Fotoschale einzulassen. Grobes Material (Blätter, Äste, Wirbeltierfell, Steine etc.) wird aussortiert und die Tiere werden durch intensives Schwenken in der mit Propylenglykol gefüllten Schale abgespült. Größere Tiere werden direkt aus der Schale getrennt nach Artengruppen separiert. Für kleinere Zielorganismen (z. B. Linyphiidae) ist die Verwendung eines Binokulars erforderlich. Hierfür eignen sich Petrischalen aus Glas oder Plastik mit einem Durchmesser von 8 bis 9 cm und mit Rasteraufdruck oder untergelegtem Raster auf Papier, z. B. Millimeterpapier. Somit ist es möglich, die Probe systematisch nach Zielorganismen abzusuchen, indem das Material Gitterzelle für Gitterzelle durchsucht wird. Dabei ist darauf zu achten, dass die Schale nicht zu voll ist. Man sollte den Schalenboden immer noch durch das Fallenmaterial sehen können. In der Petrischale sollte sich nur so viel Flüssigkeit befinden, dass sowohl die Oberfläche der Flüssigkeit als auch der Boden der Schale innerhalb der Schärfentiefe des Binokulars liegen. Sonst wird die Bearbeitung unsicher bzw. dauert länger, weil dann mehrere Schichten getrennt scharfgestellt und abgesucht werden müssen. Die Füllung einer Petrischale muss je nach Füllmenge zwei- bis dreimal durchsucht werden. Es ist wichtig zwischen jedem Kontrolldurchgang die Petrischale leicht zu schwenken, um Lageveränderung der Zielorganismen zu erreichen (Vermeidung eines Gewöhnungseffektes).

Warum werden Laufkäfer und Spinnen getrennt nach Falle und Fangperiode aufbewahrt, die übrigen Arthropoden aber bei Bedarf nur getrennt nach Erfassungszeitraum?

Die Fänge der einzelnen Fallen und Fangperioden sollen für Laufkäfer und Spinnen separat gelagert werden, da diese Artengruppen im Fokus des Bausteins stehen und für sie umfassende Auswertungen ermöglicht werden sollen. Auch für die übrigen Artengruppen kann dieses Vorgehen analog umgesetzt werden, um entsprechend umfassende Auswertungen zu ermöglichen. Um den logistischen Aufwand zu begrenzen, können bei diesen Artengruppen (nicht bei Laufkäfern und Spinnen!) alternativ die Fänge der einzelnen Fallen und der jeweils drei Fangperioden eines Erfassungszeitraums (Frühjahr bzw. Spätsommer/Herbst) bei Bedarf zusammengeführt werden. So werden statt 36 nur zwei Gefäße benötigt, die Analysemöglichkeiten sind allerdings deutlich eingeschränkt.

Warum werden für die verschiedenen Artengruppen unterschiedliche Konservierungsflüssigkeiten genutzt?

Für die Laufkäfer und gegebenenfalls für weitere morphologisch zu bestimmende Coleoptera wie Kurzflügelkäfer soll die oben genannte Scheerpeltz-Lösung verwendet werden, um eine Verhärtung der Tiere (wie sie bei der Lagerung in Alkohol eintritt) zu vermeiden, wodurch z. B. Genitalpräparationen erschwert würden (Teichmann 1994). Für Spinnen und

die übrigen Artengruppen ist eine Konservierung mit 96 %igem Alkohol notwendig, um die morphologische und bei Bedarf genetische Bestimmbarkeit zu erhalten.

Warum werden die vier Artengruppen (Laufkäfer, Kurzflügelkäfer, Spinnen und übrige Arthropoda) pro Falle und Fangperiode jeweils einzeln gewogen?

Vorteil der separaten Wiegung der genannten Artengruppen sind spezifische Biomasse-Werte für Laufkäfer, Kurzflügelkäfer, Spinnen und übrige Arthropoda. Diese können einzeln für Analysen verwendet sowie durch Addition der Einzelwerte zur Gesamtbiomasse einer Falle pro Fangperiode oder Jahr verrechnet werden. Letztere entspricht dem Pendant zum Biomassewert für den Gesamtfang einer Malaise Falle (Baustein 1G „Flugaktive Insekten im Offenland“ (Kapitel 3.7). Da Scheerpeltz-Lösung und 96 %iges Ethanol ähnliche spezifische Gewichte ($0,85 \text{ g/cm}^3$ bzw. $0,80 \text{ g/cm}^3$) haben, ist die Summierung der Einzelwerte möglich.

Warum wird das Abtropfgewicht anstelle der Trockenbiomasse bestimmt?

Für die Bestimmung der Biomasse soll auf eine vorherige Trocknung der Proben verzichtet werden, weil die Bestimmung von Laufkäfern und Spinnen im trockenen Zustand weniger gut bis gar nicht mehr möglich ist und im Fall der Spinnen in der Regel einer Zerstörung des Probenmaterials gleichkommt.

Was muss beachtet werden, wenn gegebenenfalls genetische Analysen (z. B. der optional zu bestimmenden Artengruppen) durchgeführt werden sollen?

Sollen die Proben genetisch untersucht werden bzw. soll die Möglichkeit genetischer Analysen bestehen, muss unbedingt auf Sterilität von Fanggefäßen, Trichtern und weiteren Materialien und Werkzeugen geachtet werden. Werden Proben mit DNA verunreinigt, werden die Ergebnisse verfälscht. Aussagekräftige Ergebnisse sind nur zu erwarten, wenn einerseits die DNA der Proben für die genetische Analyse erhalten bleibt, andererseits keinerlei Fremd-DNA hinzugelangen. Auch ist eine Konservierung der relevanten Proben(teile) mit 96 %igem Alkohol notwendig.

Falls genetische Analysen mittels Metabarcoding durchgeführt werden (z. B. zu optional zu bestimmenden Artengruppen), ist dann eine Größenfraktionierung der Probe erforderlich?

Bei biomassereichen Proben (tierische Biomasse überschreitet ein Volumen von 500 ml) ist es erforderlich, vor dem Metabarcoding eine Größenfraktionierung vorzunehmen, da sonst seltene Arten und Arten mit kleinen Individuen nicht zuverlässig detektiert werden. Dabei werden kleinere und größere Individuen mithilfe eines Siebes voneinander getrennt und die beiden Teilproben einzeln analysiert. Die Größenfraktionierung wird von DNA-Analyse-Laboren angeboten.

Auf welche Weise können Proben für genetische Analysen „gepoolt“, also zusammen analysiert, werden um Kosten zu sparen?

Um den finanziellen Aufwand möglichst gering zu halten, kann das Probenmaterial der optional zu bestimmenden Artengruppen (Kurzflügelkäfer und übrige Arthropoda) bei Bedarf „gepoolt“ werden, bevor es ins Metabarcoding gegeben wird.

- Möglich ist eine Poolung des Materials der verschiedenen Fallen und/oder der Fangperioden. Werden Fallen und Fangperioden gepoolt, erhält man je eine Gesamtprobe für die beiden Erfassungszeiträume Frühjahr und Spätsommer/Herbst pro Plot und Jahr, in der das Material aller Fallen und Fangperioden eines Erfassungszeitraums enthalten ist.

Unabhängig davon, ob Fallen und/oder Fangperioden gepoolt werden, kann später eine Gesamtartenzahl dieses „Beifangs“ pro SPF und Jahr ermittelt werden, mit der eine bundesweite Auswertung erfolgen kann. Fachlich ideal wäre eine nach Fallen und Fangperioden getrennte Analyse, wie es auch für die Laufkäfer und Spinnen vorgesehen ist (s. o.), da damit umfangreiche Analysen ermöglicht werden, zum Beispiel auch die statistische Berücksichtigung von Ausfällen einzelner Fallen.

- Falls die Kurzflügelkäfer nicht morphologisch bestimmt wurden, können sie je nach Bedarf dem Probenmaterial der übrigen Arthropoda beigegeben oder separat analysiert werden.
- Vor jeglicher Poolung von Proben sollte bedacht werden, dass das Gesamt-Volumen der tierischen Biomasse nach der Poolung einen Wert von 500 ml nicht überschreiten sollte, da sonst eine Größenfraktionierung und separate Analysen von Teilproben erforderlich würden. Dies würde die Kostenersparnis, die mit dem Poolen angestrebt wird, teilweise oder ganz zunichtemachen. In diesem Fall erscheint es sinnvoller, auf die Poolung zu verzichten und die Artengruppen, Fallen und/oder Fangperioden getrennt analysieren zu lassen.

Gibt es ein Laborprotokoll zum Metabarcoding, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen?

Bislang fehlt ein standardisiertes Verfahren für das Metabarcoding von Sammelproben, welches laborübergreifend angewandt wird (Leese et al. 2020, 2023). Für das IM ist jedoch ein standardisiertes Laborprotokoll erforderlich, um bundesweit vergleichbare Daten zu erhalten. Unter anderem zu taxonomischen Markern, Primern und Sequenziertiefe müssen Standards entwickelt werden (vgl. Leese et al. 2020, 2023). Wichtig für ein Langzeitmonitoring ist allerdings auch, dass der zu entwickelnde Methodenstandard langfristig beibehalten werden kann und nicht regelmäßig an neue methodische Entwicklungen angepasst werden muss.

Solange noch keine Analysestandards für das Metabarcoding etabliert sind, sollten die verwendeten Methoden und technischen Geräte genau dokumentiert werden. Dies ist erforderlich, um später die Vergleichbarkeit zwischen Metabarcoding-Daten aus unterschiedlichen Bundesländern und Zeitpunkten beurteilen zu können.

FAQ zu Kapitel 3.3.4 – Erfassung von Umweltvariablen

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.3.3 zu finden.

- Maßband und Markierungen (z. B. farblich markierte Zeltheringe) zum Abmessen und Abstecken der Bereiche, in denen die Vegetationsstruktur aufgenommen wird („Subplots“)
- Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder andere geeignete technische Hilfsmittel) für die einmalige Erfassung von Exposition und Inkliniation

- Zollstock zum Messen der Wuchshöhe der Feldfrucht (im Acker) bzw. der Feldschichthöhe (im Grünland und im Wald), der Mächtigkeit der Streuschicht und Totholzabmessungen
- Bodenkundliche Kartieranleitung, 5. Auflage, S. 298–310 (Ad-hoc-Arbeitsgruppe Boden 2005) für eine grobe Einstufung der Bodenazidität
- Ergebnisse der aktuellen ÖSM- und gegebenenfalls HNV-Kartierungen zur Prüfung auf Aktualität durch die Fallen-Betreuenden

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Wie werden Exposition und Inklination gemessen, wenn im Plot unterschiedliche Expositionen und/oder Inklinationen in nennenswerter Ausdehnung vorkommen?

In dem Fall werden zwei oder mehr Wertepaare notiert. Für jedes Wertepaar sollte zusätzlich der ungefähre Flächenanteil des Plot-Bereichs, der die entsprechende Exposition und Inklination aufweist, notiert werden. Im Zuge der Auswertung können diese Mehrfachangaben unter Berücksichtigung ihrer Flächenanteile zu einem Wert pro Plot verrechnet werden, z. B. mithilfe des Heat-Load-Indexes (McCune & Keon 2002, McCune 2007).

3.4 Baustein 1D: Xylobionte Käfer im Wald

Die Erfassung der xylobionten Käfer im Wald soll in allen bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF) des Grundprogramms der Schicht „Wald“ durchgeführt werden (vgl. Kapitel 2.1). Die Erfassung erfolgt in einem Zeitraum von Ende März bis Anfang August innerhalb der zentral in der SPF befindlichen Wald-Bewirtschaftungseinheit, in der der Mittelpunkt der SPF liegt (s. Kapitel 2.1). Hier wird ein 2.500 m² großer Plot dauerhaft angelegt, in dem Kreuzfensterfallen für die Erfassung aufgestellt werden. Vorgaben zu Erfassungszeitraum, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in grauer Schrift dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).
- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich

zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).

- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbar Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbar Individuen werden als nicht bestimmbar Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.4.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die xylobionten Käfer erfasst?

- **Kartierzeitraum im Jahr:** Die Kreuzfensterfallen werden für einen Expositionszeitraum von 16 Wochen (112 Tagen) durchgehend betrieben. Dieser 16-wöchige Expositionszeitraum sollte innerhalb des 19-wöchigen Zeitfensters zwischen dem 24. März und 3. August (Erfassungszeitraum) realisiert werden. Dadurch, dass der Erfassungszeitraum drei Wochen länger ist als der Expositionszeitraum, kann der Beginn der Erfassungen an die Wärme gunst des jeweiligen Standorts angepasst werden. Beispielsweise könnten die Fallen an besonders wärmebegünstigten Standorten direkt zu Beginn des Erfassungszeitraums (Ende März) ausgebracht werden, an Standorten mit mäßiger Wärmegunst ca. 10 Tage nach Beginn des Erfassungszeitraums (Anfang April), und in besonders kühlen Hochlagen so spät, dass das Ende des Expositionszeitraums mit dem Ende des Erfassungszeitraums zusammenfällt.

Der Expositionszeitraum gliedert sich in vier jeweils 28-tägige Intervalle (= Fangperioden), die separat ausgewertet werden mit Blick auf phänologische Informationen und umfassende statistische Auswertungsmöglichkeiten. Die Fallen werden in der Regel zu Ende eines jeden Intervalls (also nach jeweils 28 Tagen Expositions dauer) geleert bzw. ausgetauscht³¹.

Eventuelle Abweichungen von diesen Vorgaben sind so genau wie möglich zu dokumentieren.

- **Tageszeiten:** Grundsätzlich ist die Exposition bzw. Leerung der Fallen tageszeitenunabhängig. Im Idealfall erfolgen aber Exposition und Leerung einer Falle jeweils zur ähnlichen Tageszeit, um den Expositionszeitraum nicht unnötigerweise zu verkürzen oder zu verlängern.

³¹ Ein Austausch von Fangflaschen gegen saubere Flaschen ist die sicherste Methode, Verfälschungen der Datensätze der verschiedenen Fangperioden durch Verunreinigungen zu vermeiden, wie sie bei Leerung mit direkter Weiterverwendung der benutzten Fangflaschen vorkommen können (überdies erhöht ein Umfüllen der Fänge vor Ort das Risiko von Datenverlusten). Wenn Metabarcoding (zur Bestimmung des Beifangs) durchgeführt werden soll, ist auf Sterilität der Fangflaschen zu achten – soll das Metabarcoding getrennt nach Fangperioden erfolgen (vgl. Abschnitt „Artbestimmung“), sollten für jede Fangperiode sterile Flaschen eingesetzt und auf eine Leerung mit direkter Weiterverwendung der benutzten Flaschen verzichtet werden.

- **Wetterbedingungen:** Die Methode ist weitestgehend wetterunabhängig. Lediglich nach Starkregenereignissen oder Stürmen empfiehlt sich eine Kontrolle der Kreuzfensterfallen.

3.4.2 Wo werden die xylobionten Käfer erfasst?

In jeder SPF erfolgt die Erfassung der xylobionten Käfer in einem 2.500 m² großen Plot, der innerhalb einer Wald-Bewirtschaftungseinheit³² angelegt ist. Die konkrete Position des 2.500 m² großen Plots einer jeden SPF ist für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern die Wald-Bewirtschaftungseinheit im zu kartierenden Plot noch den Anforderungen (s. u.) entspricht und nicht zwingende Gründe eine Verlegung des Plots in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ).

Müssen Bewirtschaftungseinheit und/oder Plot neu ausgewählt werden, sollte dies nur in Abstimmung mit der Naturschutzfachbehörde des Landes und besonderem Augenmerk auf den im Wald umzusetzenden Teil des Bausteins 1C (Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald) geschehen: Die ausgewählten Bewirtschaftungseinheiten und sogar Plots innerhalb der Bewirtschaftungseinheiten sollen mit Blick auf Synergien in Umsetzungspraxis und Auswertung nach Möglichkeit mit denen des Bausteins 1C übereinstimmen (s. Abb. 14).

Anforderungen an bzw. Eignungskriterien für die (Wald-)Bewirtschaftungseinheit, die im Rahmen der erstmaligen Auswahl der zu kartierenden Bewirtschaftungseinheit und vor jeder weiteren Kartierung zu überprüfen sind, sind in Kapitel 2.1 (bausteinübergreifende Aspekte) beschrieben. Die zu beprobende Bewirtschaftungseinheit muss außerdem die Positionierung des Plots nach unten beschriebenen Vorgaben zulassen (z. B. hinsichtlich der Größe).

Bei der erstmaligen Positionierung bzw. Neuplatzierung des Plots sind folgende Punkte (analog zur Untersuchung von Laufkäfern und bodenlebenden Spinnen des im Wald umzusetzenden Teils des Bausteins 1C) zu beachten:

- Der Plot ist ein Bereich der ausgewählten Wald-Bewirtschaftungseinheit mit einer Größe von 2.500 m² und ist i. d. R. quadratisch, also 50 m × 50 m groß;
- Er wird möglichst zentral in der ausgewählten Bewirtschaftungseinheit angelegt bzw. möglichst zentral in dem Teil der Bewirtschaftungseinheit, der innerhalb der SPF liegt (s. Kapitel 2.1 Abb. 3). Wenn Bewirtschaftungseinheiten durch Kleinparzelliertheit und Strukturheterogenität des Waldes nicht gut abgrenzbar sind, soll hier gegebenenfalls pragmatisch vorgegangen und auf räumliche Nähe des Plots zum Mittelpunkt der SPF geachtet werden.
- Zur Minimierung von Randeffekten (um eine starke Beeinflussung der Artenzusammensetzung der Fänge durch Nicht-Waldarten zu vermeiden) sollten zwischen den Grenzen des Plots und den Waldaußenrändern überall mindestens 20 m liegen (Schirmel et al. 2010). Mit „Waldaußenrand“ sind hier jedoch nur die Grenzen zwischen Wald und anderen

³² Im Falle von Wald sind mit „Bewirtschaftungseinheiten“ forstlich überwiegend einheitlich bewirtschaftete Bestände oder überwiegend einheitlich strukturierte ungenutzte Waldflächen gemeint. Diese sind in manchen Fällen durch Kleinparzelliertheit und Strukturheterogenität weniger gut abgrenzbar als landwirtschaftlich genutzte Bewirtschaftungseinheiten, sodass bei Wald für die Abgrenzung und Auswahl zu kartierender Bewirtschaftungseinheiten gegebenenfalls pragmatisch vorgegangen werden muss. In Extremfällen können auch sehr unterschiedlich bewirtschaftete und strukturierte Bestände zu einer Bewirtschaftungseinheit zusammengefasst werden, Voraussetzung ist aber, dass es sich bei dem als Bewirtschaftungseinheit ausgewählten Bereich um einen zusammenhängenden Waldbereich handelt, also keine anderen Nutzungstypen wie Grünland oder Acker eingeschlossen werden.

Landnutzungen wie Grünland, Acker oder Siedlungen gemeint, nicht die Grenzen zwischen Waldflächen mit unterschiedlicher Bestandsstruktur. Beispielsweise sollten keine Mindestabstände zu Kahlschlag- oder Windwurfflächen eingehalten werden, sofern diese weiterhin zur Waldfläche gehören und keine Umwandlung in andere Landnutzungen beabsichtigt ist. Dasselbe gilt für Waldwege, Straßen, Rückegassen, Gewässer und ähnliche Sonderstrukturen. Lässt sich dieser Abstand zu Waldaußengrenzen nicht einhalten (was z. B. bei schmalen, langgestreckten Bewirtschaftungseinheiten der Fall sein kann), kann von der quadratischen Form des Plots abgewichen werden und seine Form den lokalen Gegebenheiten angepasst werden;

- Bei der Platzierung des Plots sollen Kahlschlag-, Windwurf- und andere Wald-Sonderflächen nicht anders behandelt werden als „normale“ Waldbereiche, damit die Plots in ihrer Gesamtheit die Strukturvielfalt und Dynamik der Wälder in Deutschland widerspiegeln. Folglich soll die zufällige Präsenz einer solchen Sonderfläche kein Grund für eine Verschiebung des Plots aus dem Zentrum der SPF heraus sein. Analog dazu soll ein Plot auch dann nicht verlegt werden, wenn sich die Struktur eines bislang geschlossenen Bestands durch Kahlschlag, Windwurf, Borkenkäferbefall oder andere Ursachen stark ändert. Lediglich eine Umwandlung des Plots von Wald in andere Landnutzungen erfordert eine Verschiebung des Plots oder notfalls der Bewirtschaftungseinheit (s. Kapitel 2.1);
- Bei der erstmaligen Beprobung wird die Lage der Ecken des Plots in ein Luftbild eingezeichnet und mit GPS möglichst genau eingemessen, um eine Beprobung desselben Plots in den Folgejahren sicherzustellen.

3.4.3 Wie werden die xylobionten Käfer erfasst?

Nach standardisiertem Verfahren werden pro SPF drei Kreuzfensterfallen (Abb. 13, Abb. 14) exponiert, regelmäßig geleert, die Fänge aufbereitet, die Biomasse verschiedener Artengruppen ermittelt und die Artzugehörigkeit der einzelnen Individuen mindestens aller Käferfamilien (ausgenommen der Staphylinidae und Scolytinae, die optional einbezogen werden können) bestimmt:

- **Fallentyp:** Für das Monitoring wird das (bei Bedarf auch käuflich zu erwerbende) Modell „Luftklektor nach Rahn“ mit den folgenden Eigenschaften/Komponenten verwendet:
 - zwei gekreuzte Scheiben aus glattem, klarem Acrylglas (50 cm hoch, 24 cm breit, 3 mm dick); eine der beiden Acrylglasscheiben mit je einem gelben und einem weißen Farbstreifen (in unterer Hälfte horizontal über gesamte Scheibenbreite verlaufend)
 - horizontaler „Deckel“ am oberen Ende der Acrylglasscheiben in dunkelbrauner, dunkelgrüner oder schwarzer Farbe als Regenschutz, Ø 30 cm
 - Trichter (Ø 30 cm) am unteren Ende der Acrylglasscheiben
 - PE-Fangflasche: Fassungsvermögen 0,5 l bis 1 l, mit drei Überlauföchern (Ø 0,3 cm) im oberen Bereich (bei ca. drei Viertel der Flaschenhöhe)
 - Hülle um Trichter und Fangflasche aus braun-grünem Tarnfleck-Stoff
 - Fangflüssigkeit: Als Fangflüssigkeit wird unverdünntes Propylenglykol mit parfümfreiem, geruchsneutraleem Spülmittel als Detergens genutzt.
- **Exposition:** Das erstmalige Ausbringen der Kreuzfensterfallen muss durch eine Person mit entsprechenden Fachkenntnissen durchgeführt werden. Die konkreten Positionen der drei

Kreuzfensterfallen innerhalb des Plots liegen, sofern dieser Baustein des IM in der Vergangenheit bereits umgesetzt wurde, den zuständigen Naturschutzfachbehörden der Länder vor. Sie sind für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern bestimmte Anforderungen (s. u.) erfüllt werden und nicht zwingende Gründe eine Verlegung der Fallen in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ). Folgende Punkte sind bei der Exposition der Fallen zu prüfen bzw. bei einer Neuplatzierung zu beachten:

- Die Platzierung der Kreuzfensterfallen kann zu Beginn der Bausteinumsetzung bzw. bei erforderlicher Neuplatzierung mit nachfolgend genannten Einschränkungen frei gewählt, soll aber über die Laufzeit des Monitorings beibehalten werden. Dafür werden die Koordinaten der Standorte mittels GPS eingemessen und im Idealfall für eine genauere Verortung der Fallenstandorte Magnete in den Boden eingelassen oder die Position für die Folgejahre auf andere geeignete Weise markiert und/oder dokumentiert.
 - Die Fallen sollen mit einem Abstand von mindestens 10 m zueinander aufgestellt werden, um zu verhindern, dass sie sich gegenseitig beeinflussen.
 - Eine möglichst zentrale Platzierung der Fallen innerhalb des Plots ist sinnvoll, um eine enge räumliche Korrelation mit den Umweltvariablen zu erreichen, die auf der Plotebene aufgenommen werden.
 - Die Fallen sollen nach Möglichkeit mit einem Mindestabstand von 3 m zum nächsten Baumstamm oder Totholz-Element positioniert werden. Falls im Laufe des Monitorings in weniger als 3 m Entfernung zur Falle ein Baum aufwächst oder ein Totholz-Element zu liegen kommt, sollte der Standort der Falle unter Beachtung der oben genannten Kriterien geringfügig verschoben werden, sodass der Mindestabstand zu Baumstämmen und Totholz-Elementen wieder gegeben ist.
- Für die Aufhängung der Fallen gibt es verschiedene Möglichkeiten, z. B. an Galgen (wobei Konstruktionen aus Metall wegen der längeren Haltbarkeit empfehlenswerter sind als solche aus Holz), an großen Dreibeinstativen oder an einem zwischen zwei Bäumen gespannten Band.
- In jedem Fall sollen die Fallen so aufgehängt werden, dass sich die Mitte der Prallfläche ca. 1,25 m über der Bodenoberfläche befindet.
- Bei sehr dichtem Bewuchs (z. B. in jungen Fichtenbeständen oder hochwüchsigem Adlerfarn) sollte darauf geachtet werden, dass die Prallflächen möglichst frei liegen und nicht von Ästen/Zweigen berührt werden.
- Um ein starkes Hin- und Herschwingen der Fallen bei windigem Wetter zu verhindern, soll die Falle z. B. mithilfe von zwei in den Boden geschlagenen Heringen und Schnüren abgespannt werden.
- Die Exposition der Kreuzfensterfallen muss gegebenenfalls der Waldnutzung bzw. den Bewirtschaftungsterminen angepasst werden, die Nutzung der Bewirtschaftungseinheit sollte durch die Untersuchung nicht unzumutbar eingeschränkt werden (siehe auch FAQ).
- Jeweils bei Exposition (und Fangflaschenwechsel, s. nachfolgender Punkt) wird jede der Fangflaschen eindeutig beschriftet, um während der späteren Auswertung Arten- und Individuenzahlen für jede Falle und Fangperiode separat ermitteln zu können. Die

Fangflaschen werden doppelt beschriftet: Außen mit einem wasserfesten Stift oder Etikett, innen mit einem Etikett aus festem (ca. 200 g/m²) Papier (Beschriftung mit Bleistift). Zu vermerken sind mindestens die Nummer der SPF, in der sich die Bewirtschaftungseinheit befindet, die Fangperiode und die jeweilige Nummer der Falle.

- **Leerung:** Die regelmäßig erforderlichen Leerungen der Kreuzfensterfallen können durch geschulte Hilfskräfte durchgeführt werden. Folgt auf die Leerung eine weitere Fangperiode (Leerungsintervall), sind die Fallen neu zu aktivieren und dabei auch die unter „Exposition“ genannten Aspekte zu beachten.
 - Jeweils nach Ende einer Fangperiode wird die Fangflasche der Falle entnommen, auf eindeutige Beschriftung geprüft bzw. eindeutig beschriftet, um während der späteren Auswertung Arten- und Individuenzahlen für jede Falle und Fangperiode separat ermitteln zu können (s. o.), und fest verschlossen.
 - Anschließend werden neue, eindeutig beschriftete Fanggefäße an den Kreuzfensterfallen angebracht und die Fallen für die nächste Fangperiode exponiert (s. o.) bzw. zusammen mit der Falle und Befestigungsvorrichtungen eingesammelt, wenn keine weitere Fangperiode folgt.
 - Eventuelle Beeinträchtigungen, Beschädigungen, Ausfälle und sonstige Besonderheiten (s. FAQ für Beispiele), die beim Leeren einer Falle bemerkt oder vermutet werden, sollten fallenspezifisch unter Angabe der Fallnummer und Fangperiode bzw. eines konkreten Datums dokumentiert und alle Beeinträchtigungen mit Einfluss auf die Fängigkeit der Fallen umgehend behoben werden. Wenn sich herausstellen sollte, dass Beeinträchtigungen der Fallen an bestimmten Standorten häufig vorkommen, sollte möglichst immer nach der Hälfte einer Fangperiode (also alle 14 Tage) eine Kontrolle vorgenommen werden. Eventuell eingetretene Beeinträchtigungen sollten dann behoben werden, um eine möglichst gleichbleibend hohe Qualität der Daten zu gewährleisten.
- **Aufbereitung und Konservierung des Probenmaterials:** Nach der Leerung einer Falle wird das Probenmaterial so bald wie möglich aufbereitet. Insbesondere bei durch Regenwasser verdünnter Fangflüssigkeit sollte dies innerhalb weniger Tage geschehen, um keine Verschlechterung des Erhaltungszustandes von morphologischen Merkmalen und DNA des Probenmaterials zu riskieren und das Probenmaterial bestmöglich zu konservieren.
 - Entfernung von Verunreinigungen: Um aussagekräftige, unverfälschte Biomasse-Werte für die Zielorganismen dieses Bausteins zu ermitteln, müssen vor den Wiegun-gen zwingend alle sonstigen Bestandteile (Blätter, Knospenschuppen und andere Verunreinigungen) aus der Probe entfernt bzw. die Zielorganismen separiert werden.
 - Artengruppensortierung: Im Zuge dieser zwingend notwendigen sorgfältigen Entfernung aller Verunreinigungen wird das Probenmaterial in mindestens vier taxonomische Gruppen sortiert (s. FAQ für Hinweise zum methodischen Vorgehen) und separat gelagert: Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae (Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer), übrige Insekten, sonstige Arthropoda (z. B. Spinnen) (Abb. 15). *Optional können weitere Insektenartengruppen separiert werden.* Alle Individuen dieser vier Artengruppen werden jeweils getrennt nach Fallnummer und Fangperiode in PE-Flaschen/Behälter überführt, die je nach Tiermenge unterschiedliche Größen haben können. Für die Lagerung der Kreuzfensterfallen-Fänge eines Jahres werden pro Bewirtschaftungseinheit somit 48 Behälter (4 Fangperioden x 3 Fallen x 4 Artengruppen) benötigt, sofern in

jeder Falle einer jeden Fangperiode mindestens ein Individuum jeder der vier Artengruppen enthalten ist.

- Beschriftung der Gefäße: Die Behälter werden außen z. B. mit einem wasserfesten schwarzen Stift oder laserbedruckten Klebeetiketten eindeutig (Leerungszeitpunkt/Fangperiode, Fallnummer, SPF, ...) beschriftet. Zusätzlich erfolgt eine innere Etikettierung durch Bleistift- oder Laserdruckbeschriftung auf z. B. 200 g/m² schweren Papier.
- Konservierungsflüssigkeiten: Jegliches Probenmaterial wird im Zuge der Sortierung in Konservierungsflüssigkeit (s. u.) überführt. Wichtig ist, dass die Flaschen nicht bis zum Rand mit Tieren befüllt sind, sondern ein deutlicher Überstand der Konservierungsflüssigkeiten in den Flaschen gegeben ist. Die Konservierungsflüssigkeit ist in Abhängigkeit von Artengruppe bzw. Bestimmungsmethode unterschiedlich:
 - Coleoptera in Scheerpeltz-Lösung (70 % Ethanol, 5 % Essigsäure, 25 % Wasser, vgl. Teichmann 1994),
 - Staphylinidae und Scolytinae (Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer) in Scheerpeltz-Lösung, sofern sie morphologisch bestimmt werden sollen,
 - Staphylinidae und Scolytinae (Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer) in Ethanol (96 %), sofern sie mittels Metabarcoding bestimmt werden sollen,
 - Übrige Insekten in Ethanol (96 %),
 - Sonstige Arthropoda in Ethanol (96 %).
- Bestimmung der Biomasse: Nach der Aufbereitung des Probenmaterials sollten alle Proben für mindestens vier Wochen in den oben genannten Konservierungsflüssigkeiten eingelagert gewesen sein, damit eine annähernd vollständige Flüssigkeitssättigung des Körpergewebes der Fänge gewährleistet ist (andernfalls könnten für Individuen gleicher Biomasse unterschiedliche Gewichte gemessen werden). Die Bestimmung des „Abtropfgewichts“ erfolgt nach standardisiertem Vorgehen getrennt für die 48 Teilproben (4 Fangperioden × 3 Fallen × 4 Artengruppen) pro SPF und Jahr. Eventuell im Probenmaterial befindliche Präimaginalstadien werden mitgewogen. Die Bestimmung der Biomasse erfolgt wie bei den Bausteinen 1C, 1G und 2aB in Anlehnung an Ssymank et al. (2018) (s. auch <http://www.entomologica.org/vd/biomass01.mp4>):
 - Vor dem Wiegen wird das Material über einem standardisierten Edelstahl-Sieb abgeschüttet (Durchmesser ca. 20 cm, Maschenweite < 0,5 mm). Dabei hängt das Sieb in einer Vorrichtung aus Glaskolben, Kunststoff- und Glastrichter, sodass die Konservierungsflüssigkeit aufgefangen und der Glastrichter durch den Kunststofftrichter innerhalb des Kolbens zentriert und stabilisiert wird. Gegebenenfalls im Aufbewahrungsgesäß verbliebene Individuen werden mit frischer Konservierungsflüssigkeit (s. o.) in das Sieb gespült. Sicherheitshalber sollte die aufgefangene Konservierungsflüssigkeit auf kleine Insekten, die durch das Sieb hindurch gelangt sein könnten, kontrolliert werden. Falls darin Insekten enthalten sind, sollten sie der Probe vor der Biomassewiegung wieder zugefügt werden.
 - Für die Messung wird das Sieb in eine auf der Waage stehende Schale gehängt. Die Gewichte von Sieb und Schale müssen vom Messergebnis abgezogen werden. Nach Ssymank et al. (2018) wird das Probenmaterial gewogen, wenn die Tropfenfolge mehr

- als 10 Sekunden beträgt. Diese Tropfenfolge hat sich bei der Verwendung von 80 %igem Alkohol als Konservierungsflüssigkeit bewährt (Ssymank et al. 2018). Die hier verwendeten Flüssigkeiten haben nur unwesentlich höhere bzw. niedrigere Alkoholgehalte, daher soll die gleiche Vorgehensweise verwendet werden (d. h. die Biomassewiegung findet statt, wenn die Tropfenfolge mehr als 10 Sekunden beträgt). Die Messgenauigkeit sollte 0,1 g betragen. Bei sehr geringen Biomassen können bei Bedarf auch genauere Messergebnisse (< 0,1 g) dokumentiert werden.
- Nach der Wiegung werden die gewogenen Tiere in die beschrifteten Aufbewahrungsgefäße zurückgefüllt und es wird so viel frische Konservierungsflüssigkeit (s. o.) zugegeben, dass ein deutlicher Flüssigkeitsüberstand entsteht.
 - **Artbestimmung:** Die (morphologische) Artbestimmung erfolgt mindestens für alle Individuen der Coleoptera ausgenommen der Kurzflügelkäfer (Staphylinidae) und Borkenkäfer (Scolytinae). Dabei wird jedes Individuum der entsprechenden Probe (Jahr, SPF, Fangperiode, Fallennummer) zugeordnet (Abb. 15). Optional können weitere Artengruppen bestimmt werden, idealerweise Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer (Staphylinidae und Scolytinae).
 - Die Artbestimmung erfolgt möglichst nach der Biomasseermittlung.
 - Die Nomenklatur der Käfer richtet sich nach den zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Listen der entsprechenden Käfergruppen.
 - Für jede SPF und jedes Erfassungsjahr wird eine Dokumentation der Bestimmungsergebnisse mindestens der Coleoptera exklusive Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer erstellt, die Angaben zu identifizierten Arten, deren Abundanzen sowie Abundanzen der ggf. nicht bis auf Artniveau bestimmten Individuen pro Falle und Fangperiode enthält. Das gleiche gilt für Artengruppen, die optional darüber hinaus morphologisch bestimmt werden (z. B. Kurzflügel- und Borkenkäfer).
 - Für Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer (Staphylinidae und Scolytinae), übrige Insekten und sonstige Arthropoda ist im Rahmen dieses Bausteins mit Blick auf die Umsetzbarkeit nur die Bestimmung der Biomasse vorgesehen. Da auch unter den in der Regel aufwändiger zu bestimmenden Kurzflügel- und Borkenkäfern zahlreiche Totholzkäferarten vorkommen, wird auch ihre Artbestimmung empfohlen. Auch eine Bestimmung weiterer Artengruppen kann optional erfolgen.
 - Insbesondere bei den Kurzflügel- und Borkenkäfern wird die morphologische Bestimmung gegenüber genetischen Methoden wie dem Metabarcoding empfohlen, da nach aktuellem Stand nur durch morphologische Bestimmung Häufigkeiten (Individuenzahlen) der einzelnen Arten ermittelt werden können, die für das Monitoring einen großen Wert haben, auch mit Blick auf die gemeinsame Auswertbarkeit mit den übrigen Totholzkäfern.
 - Bei den optional zu bestimmenden Artengruppen ist auch eine genetische Bestimmung, z. B. mittels Metabarcoding, möglich, auch wenn hierbei nach aktuellem Stand keine Individuenzahlen ermittelt werden können.
 - Allgemein: Neben den oben genannten Parametern werden der Name der fallenbetreuenden Person, das Kürzel der SPF, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn der Begehung (Exposition und/oder Leerung) dokumentiert.

Werden genetische Analysen geplant oder zumindest nicht ausgeschlossen, ist bei allen Arbeiten (in Feld und Labor!) auf die Sterilität von Fanggefäßen, Trichtern und weiteren Materialien und Werkzeugen zu achten, um die Proben nicht mit DNA zu verunreinigen und Ergebnisse nicht zu verfälschen. Auch ist eine Konservierung der relevanten Proben(teile) mit 96 %igem Alkohol notwendig.

Die dauerhafte Aufbewahrung der Proben ermöglicht die Ergebnisüberprüfung und, sofern die Proben nicht homogenisiert wurden, die taxonomische Bearbeitung weiterer Artengruppen zu einem späteren Zeitpunkt und wird daher empfohlen.



Abb. 13: Kreuzfensterfalle, mit der Daten zu xylobionten Käfern im Wald erhoben werden (© Foto: Dr. Jürgen Schmidl).

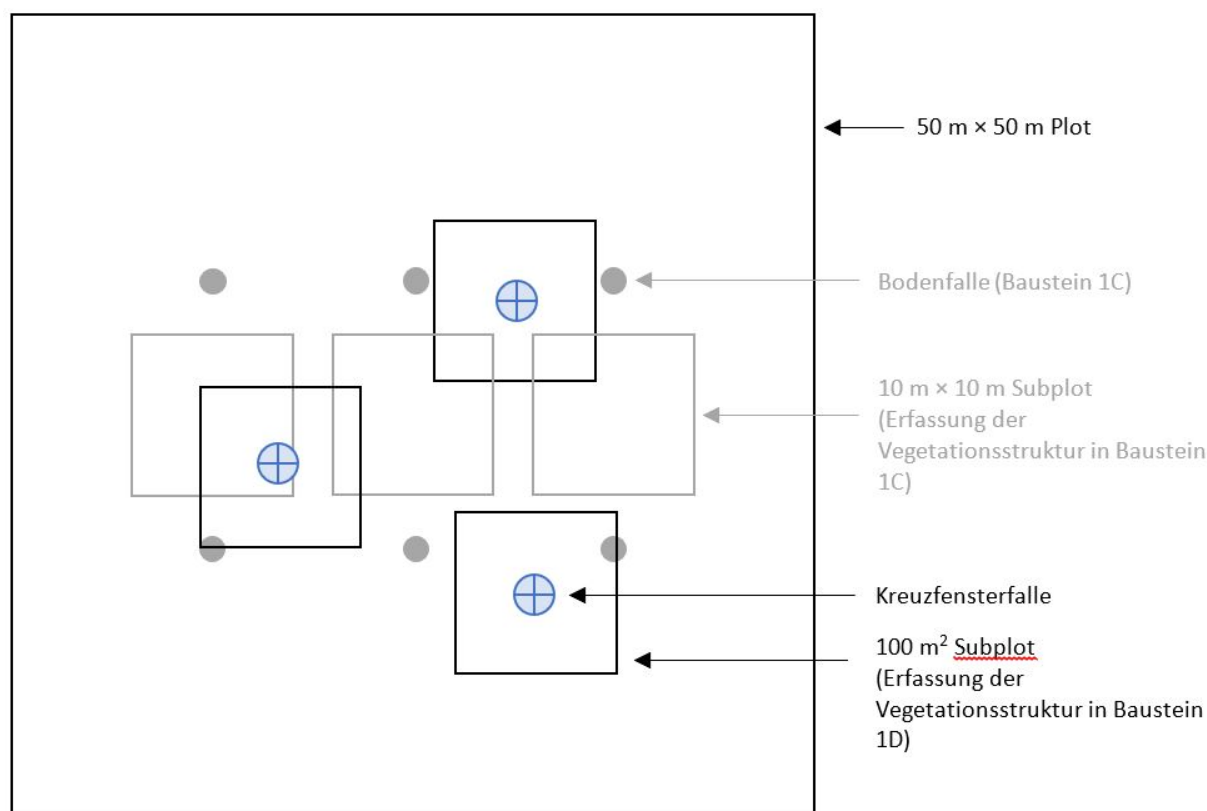


Abb. 14: Untersuchungsdesign zur Erfassung von xylobionten Käfern im Wald mit Kreuzfensterfallen (blaue Kreise mit Kreuz) und zur Erfassung der Vegetationsstruktur (100 m² große Subplots als schwarze Quadrate um die Kreuzfensterfallen dargestellt; alternativ zur quadratischen Form dürfen die Subplots kreisförmig sein) innerhalb des 50 m x 50 m großen Plots. Die Standorte der Kreuzfensterfallen können zu Beginn des Monitorings innerhalb des Plots frei gewählt werden (nach Möglichkeit zentral im Plot, aber unter Berücksichtigung bestimmter Einschränkungen für die Platzierung der Fallen und mit einem Abstand zwischen den Fallen von mindestens 10 m) und werden über die Laufzeit des Monitorings beibehalten. Da in der Regel derselbe Plot auch für die Erfassung der Laufkäfer und Spinnen im Rahmen des Bausteins 1C genutzt wird, ist hier auch die Anordnung der Bodenfallen (sechs graue Punkte) und der im Baustein 1C vorgesehenen Subplots zur Aufnahme der Vegetationsstruktur (drei graue Quadrate) dargestellt. Aus Gründen der Praktikabilität wäre zu Beginn der Bausteinumsetzung eine Platzierung der Kreuzfensterfallen in den Zentren der drei Subplots des Bausteins 1C sinnvoll (Kreuzfensterfalle als Orientierungshilfe zum Auffinden der Bodenfallen, gemeinsame Aufnahme der in 1C und 1D vorgesehenen Strukturparameter in denselben Subplots), sofern die Kriterien zur Platzierung der Fallen dies zulassen.

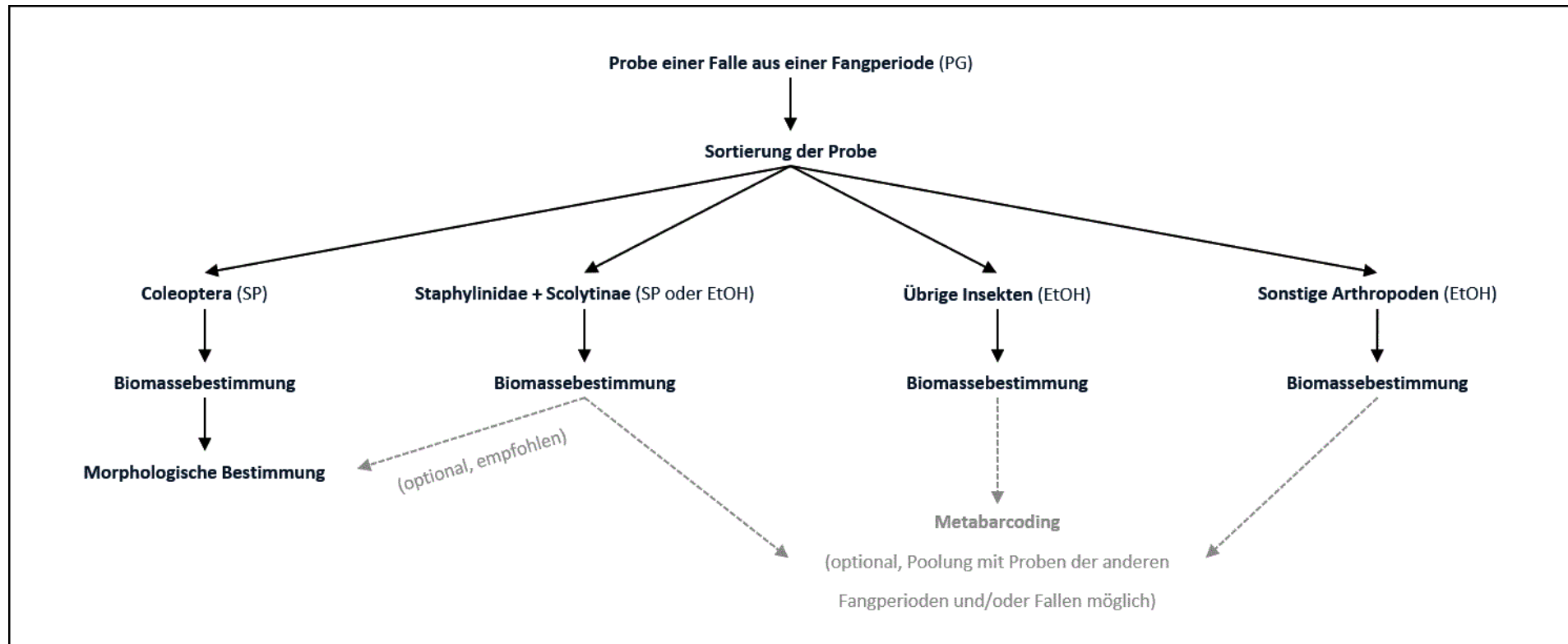


Abb. 15: Arbeitsablauf für die Aufbereitung und Analyse des Probenmaterials aus den Kreuzfensterfallen. Die in schwarzer Schrift und mit durchgezogenen Pfeilen versehenen Arbeitsschritte stellen den Minimalumfang des Bausteins dar, die in grau dargestellten Schritte sind optional. Die Abkürzungen in Klammern geben die im jeweiligen Schritt zu verwendende Konservierungsflüssigkeit an (PG = Propylenglykol (100 %), SP = Scheerpeltz-Lösung, EtOH = Ethanol 96 %). Wenn die Staphylinidae und Scolytinae morphologisch bestimmt werden, können sie nach dem Aussortieren aus der Gesamtprobe in Scheerpeltz-Lösung gelagert werden. Wenn sie ins Metabarcoding gegeben werden sollen, sollten sie in Ethanol gelagert werden.

3.4.4 Erfassung von Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten Erfassungsmethoden dargestellt³³. Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier xylobionte Käfer), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden folgende auf dem Plot obligatorisch (in schwarzer Schrift) oder optional (in grauer Schrift) zu erfassende Umweltparameter definiert, die durch die Fallen-Betreuenden vorzugsweise in der ersten Juli-Hälfte erhoben werden. Die konkreten Erfassungsmethoden aller im Folgenden benannten Umweltvariablen werden in Tab. 2 detailliert beschrieben:

- An jedem der drei **Fallenstandorte** wird in einem wahlweise quadratischen oder kreisförmigen Subplot von 100 m² Größe (idealerweise mit der Falle im Zentrum des Subplots) Baumartenzusammensetzung und Beschattungsgrad erfasst, da sie die Totholzkäfergemeinschaft bzw. die Fängigkeit der Fallen beeinflussen.
- Im **Plot** (in der Regel 50 m x 50 m) werden folgende Parameter erfasst:
 - Exposition und Inklination: Diese Parameter beeinflussen maßgeblich das Mikroklima der Fläche und müssen, da sie sich in der Regel nicht verändern, nur einmalig zu Beginn des Monitorings auf dem konkreten Plot aufgenommen werden (alle übrigen Parameter werden in jedem Erfassungsjahr aufgenommen bzw. auf Aktualität geprüft).
 - Waldtypen
 - Waldentwicklungsphasen
 - Schichtigkeit (Anzahl der Baumschichten)
 - Gesamt-Deckungsgrad der Baumschicht(en)
 - Gesamt-Deckungsgrad der Strauchschicht
 - Dominierende Gehölze der Baumschicht(en)
 - Dominierende Gehölze der Strauchschicht(en)
 - Diversität der Gehölzpflanzen
 - Alt- und Totholz-Angebot: hier ist eine relativ umfassende Kartierung vorgesehen, da es ein Schlüsselfaktor für die Zönosen der xylobionten Käfer ist.
- **Weitere Informationen:** Weitere Informationen zur Waldbewirtschaftungseinheit, zu ihrer Umgebung oder zur Umgebung des Waldes (z. B. im Feld festgestellte erhebliche Abweichungen zu ggf. älteren ÖSM-Daten) können z. B. in Form eines Kommentars zusätzlich

³³ Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.

erfasst werden, z. B. mittels Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts.

Tab. 2: Umweltvariablen, die potenziell wichtige Einflussgrößen auf Zönosen der xylobionten Käfer darstellen, mit detaillierter Beschreibung ihrer Erfassungsmethodik. BHD = Brusthöhendurchmesser, ÖSM = Ökosystem-Monitoring.

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
Fallenstandort: jeweils ein 100 m² großer (quadratischer oder kreisförmiger) Subplot um jede der drei Kreuzfensterfallen (KFF) (aufgrund des Mindestabstands der Fallen zueinander ist keine Überschneidung möglich)			
Baumartenzusammensetzung	Artidentität der der Falle nächsten Bäume	Artbestimmung der zehn der Falle nächststehenden Baumindividuen (maßgeblich ist die Position der Stämme relativ zur Falle), die einen BHD > 13 cm und eine Höhe ≥ 1,3 m haben (wenn im Subplot weniger als zehn Baumindividuen stehen, die diesen Kriterien entsprechen, werden entsprechend weniger aufgenommen). Abgängige und tote Baumindividuen werden dabei einbezogen, sofern ihre Artidentität noch feststellbar ist.	im Baustein 1D aufnehmen
Gesamt-Deckungsgrad der Baumschicht(en) und der Strauchschicht zusammengekommen als Maß für die Beschattung der Falle	Prozent	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand; Definition der Baum- und Strauchschicht s. u.; optional kann er zusätzlich mit einer anderen Methode ermittelt werden, um präzisere und objektivere Werte zu erhalten (z. B. über Fotos mit einem Fisheye-Objektiv und anschließender computergestützter Auswertung der Bilddaten oder über die Anbringung eines Strahlungssensors)	im Baustein 1D aufnehmen
50 m × 50 m Plot			
Inklination Exposition	Grad	Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (Messung auf 2° genau). Falls im Plot unterschiedliche Expositionen und/oder Inklinationen in nennenswerter Ausdehnung vorkommen, werden zwei oder mehr Wertepaare notiert. Für jedes Wertepaar sollte zusätzlich der ungefähre Flächenanteil des Plot-Bereichs, der die entsprechende Exposition und Inklination aufweist, notiert werden.	im Baustein 1D aufnehmen oder aus Baustein 1C übernehmen (falls die KFF im Zentrum eines Subplots des Bausteins 1C aufgehängt wird); einmalige Erfassung zu Beginn

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
			des Monitorings ausreichend
Waldtyp(en)	Kategorien des ÖSM	Ansprache aller Waldtypen, die in der Plotfläche vorkommen, anhand des ÖSM-Schlüssels (Tschiche et al. 2022), und Schätzung ihrer Flächenanteile in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand	Falls ÖSM-Daten vorhanden: Übernahme nach Prüfung und gegebenenfalls Modifikation; sonst im Baustein 1D aufnehmen
Waldentwicklungsphasen	Flächenanteil in Prozent für jede der folgenden drei Phasen: Jungwuchs bis Stangenholz, BHD bis 13 cm geringes und mittleres Baumholz, BHD > 13–49 cm starkes und sehr starkes Baumholz, BHD > 49 cm	Schätzung in 10 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 5 %-Schritten) im belaubten Zustand. Für die Schätzung maßgeblich ist der von den Baumindividuen der jeweiligen Phase überschirmte Anteil an der Plotfläche. Bei der Flächenanteilsschätzung werden alle Baumindividuen ab 1,3 m Höhe berücksichtigt. In Wäldern mit mehreren Baumschichten können die unterschiedlichen Waldentwicklungsphasen zusammengefasst auf mehr als 100 % Anteil kommen. Sträucher sind nicht Teil der Betrachtung, wohl aber mehrtriebiger/strauchförmiger Baumjungwuchs	Falls ÖSM-Daten vorhanden: Übernahme nach Prüfung und gegebenenfalls Modifikation; sonst im Baustein 1D aufnehmen
Schichtigkeit (Anzahl der Baumschichten)	drei Kategorien ¹ : 1) einschichtig 2) zweischichtig 3) mehrschichtig	visuelle Beurteilung; Gehölze mit einer Wuchshöhe ≤ 6 m zählen zur Strauchschicht und werden nicht berücksichtigt	im Baustein 1D aufnehmen
Gesamt-Deckungsgrad der Baumschicht (wenn nur eine ausgebildet ist) bzw. aller Baumschichten zusammengefasst (wenn mehrere Baumschichten ausgebildet sind)	Prozent	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand; Gehölze mit einer Wuchshöhe ≤ 6 m zählen zur Strauchschicht und werden bei der Schätzung nicht berücksichtigt	im Baustein 1D aufnehmen
Gesamt-Deckungsgrad der Strauchschicht (umfasst alle Gehölze [mit Ausnahme der Zwergsträucher/holzigen Chamaephyten wie z. B. Ericaceae und holzigen Lianen wie	Prozent	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand	im Baustein 1D aufnehmen

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
<i>Hedera helix</i>] mit einer Wuchshöhe > 0,5 m und ≤ 6 m)			
Dominierende Gehölze der Baumschicht(en) (Wuchshöhe > 6 m)	Deckungsgrade (in Prozent) der drei dominierenden Gehölzpflanzenarten der Baumschicht(en)	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand	im Baustein 1D aufnehmen
Dominierende Gehölze der Strauchschicht(en) (0,5 m < Wuchshöhe ≤ 6 m; Zwergsträucher/holzige Chamaephyten wie z. B. Ericaceae und holzige Lianen wie <i>Hedera helix</i> ausgenommen)	Deckungsgrade (in Prozent) der drei dominierenden Gehölzpflanzenarten der Strauchschicht	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand	im Baustein 1D aufnehmen
Diversität der Gehölzpflanzen (Zwergsträucher/holzige Chamaephyten wie z. B. Ericaceae und holzige Lianen wie <i>Hedera helix</i> ausgenommen)	Artenzahl	Vollständige Artenliste aller Gehölzpflanzen, die mit mind. 1 Individuum > 0,5 m Wuchshöhe im Plot vertreten sind	im Baustein 1D aufnehmen
Alt- und Totholz-Angebot: Für alle Alt- und Totholz-Elemente, die bestimmte Mindestabmessungen (Durchmesser > 30 cm, Höhe bzw. Länge > 1 m) überschreiten, werden die nachfolgend genannten Parameter aufgenommen. Auf der Plotgrenze liegende Elemente werden vollständig miterfasst, wenn ihr dickeres Ende innerhalb des Plots liegt oder ihr dünneres Ende mindestens 1 m in den Plot hineinragt.			im Baustein 1D aufnehmen
Durchmesser	Zentimeter (Schätzung auf 10 cm genau)	Bei stehenden Elementen wird der Durchmesser in 1,3 m Höhe ermittelt, bei liegenden Elementen in einer Entfernung von 1,3 m vom dickeren Ende. Bei Elementen mit einer Höhe bzw. Länge zwischen 1 m und 1,3 m erfolgt die Schätzung am oberen/dünneren Ende.	
Höhe bzw. Länge	Meter (Schätzung auf 5 m genau, bei Totholz-Elementen < 10 m Höhe bzw. Länge auf 1 m genau).	Die Schätzung sollte sich auf den Bereich zwischen der Stammbasis bzw. dem dickeren Ende und dem oberen Stammende (Stammdurchmesser ≥ 7 cm, Derbholzgrenze; die Krone zählt also nicht mit) bzw. dem dünneren Ende beziehen.	
Baumart	fünf Kategorien:		
	1) Stiel- oder Traubeneiche		

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
	2) Rotbuche		
	3) sonstige einheimische Laubbaumarten		
	4) einheimische Nadelbaumarten		
	5) nicht-einheimische Baumarten		
	Optional: zusätzlich Dokumentation auf Artniveau (soweit noch erkennbar)		
Position	drei Kategorien: 1) stehend (außer mit Stammbasis/Wurzeln keinerlei Bodenkontakt) 2) schräg aufliegend (entwurzelte Bäume und abgebrochene Stammteile, die auf maximal 50 % ihrer Länge direkten Bodenkontakt haben) 3) liegend (auf > 50 % ihrer Länge dem Boden aufliegend)		
Lage im Subplot	Angabe, ob Element (ganz oder teilweise) innerhalb der Subplots von KFF 1, KFF 2 und/oder von KFF 3 liegt (Mehrfachnennung möglich)		
Besonnung	drei Kategorien: 1) voll besonnt (in der Vegetationsperiode [annähernd] ganztägig direktem Sonnenlicht ausgesetzt, z. B. auf Lichtungen oder an süd-exponierten Waldinnenrändern) 2) Halbschatten (in der Vegetationsperiode zumindest ein Teil des Totholz-Elements für einen Teil des Tages von der Sonne beschienen, z. B. in kleineren Bestandslücken oder am Rand von Waldwegen) 3) weitestgehend oder voll beschattet (z. B. in geschlossenen Beständen)		
Zersetzungsgrad	fünf Kategorien: 1) noch lebende, aber anbrüchige Bäume (Altholz) Merkmale: Hier werden noch lebende Bäume mit morschen und/oder hohlen Stamm- und Astpartien, großen Faulästen, teilweise abgebrochener Krone und ähnlichen Schäden eingeordnet. Dabei kann es sich sowohl um alte, langsam absterbende als auch um jüngere, durch externe Einflüsse teilgeschädigte Baumindividuen handeln. Ein Baum muss neben den oben genannten Mindestabmessungen mindestens eines der folgenden Mikrohabitate aufweisen, um als Altholz-Element klassifiziert und damit in die Zersetzungsgrad-Kategorie 1 eingeordnet werden zu können: -> Totäste > 20 cm Durchmesser und > 1 m Länge bzw. Kronentotholz > 10 %; -> Baumhöhlen (Platz mindestens für kleinen Vogel) und/oder Spaltenquartiere (Spaltenweite > 1 cm, Tiefe > 10 cm, Länge > 50 cm);		

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
	-> Baumpilze > 5 cm Durchmesser (oder Cluster > 10 Fruchtkörper)		
	2a) frisch (maximal 3 Jahre) tot Merkmale: Rinde frisch toter Bäume sitzt meist noch überwiegend fest an, das Holz ist teilweise noch fest		
	2b) frisch toter Baum mit komplettem Kronenbruch		
	3) beginnende bis fortgeschrittene Zersetzung Merkmale: lose oder schon abgelöste Rinde und zumindest teilweise schon weiches bzw. trockenes Holz		
	4) stark zersetzt Merkmale: Holz weich, zerlöchert, ohne Rinde		
Baumhöhlen	drei Kategorien: 1) mind. 3 kleine Baumhöhlen (Platz mind. für kleinen Vogel) oder 1 große (z. B. Schwarzspechthöhle, ausgefaulte Astpartien, hohler Stammfuß) 2) 1-2 kleine Baumhöhlen und/oder Vorhandensein von Spaltenquartieren aufgrund abstehender Rinde, Stammrissen o. ä. 3) keine Baumhöhle oder Spaltenquartiere		
Baumpilze	drei Kategorien: 1) viele Baumpilze (Präsenz mehrerer Arten von Baumpilzen mit Fruchtkörperbildung, z. B. „Konsolen“- und Rindenpilze) 2) wenige Baumpilze (meist sind nur Rinden- und Schichtpilze vorhanden, ausgeprägte Pilzkonsolen dagegen kaum) 3) keine Baumpilze		

¹ Die Unterscheidung von drei Kategorien orientiert sich an Schwill et al. (2016). Kategorie 1 wird für einen Bestand vergeben, bei dem nur eine einzige Baumschicht ausgebildet ist (z. B. in einem Hallenbuchenwald oder einem Fichtenforst, der nur aus Bäumen einer Altersstufe besteht). Kategorie 2 wird vergeben, wenn zwei Baumschichten ausgebildet sind (wie z. B. in einem alten Kiefernwald mit darunter aufkommendem Buchenjungbestand). Kategorie 3 kennzeichnet einen Waldbestand, der aus mindestens drei Baumschichten besteht. Baumindividuen, die weniger als 6 m hoch sind und somit zur Strauchschicht zählen, bleiben bei der Beurteilung der Schichtigkeit unberücksichtigt.

3.4.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.4.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die xylobionten Käfer erfasst?

Darf von dem oben genannten Kartierzeitraum (Erfassungszeitraum, Expositionszeitraum bzw. Fangperioden) abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die Kreuzfensterfallen innerhalb des vorgegebenen Erfassungszeitraums insgesamt 16 aufeinander folgende Wochen betrieben werden (Expositionszeitraum). Der konkrete Beginn des Expositionszeitraums kann beliebig terminiert werden, sofern der insgesamt 16-wöchige Expositionszeitraum vollständig im 19-wöchigen Erfassungszeitraum liegt.

Wenn der vorgesehene Expositionszeitraum nicht innerhalb des vorgesehenen Erfassungszeitraums umgesetzt werden konnte (z. B. wegen temporär eingeschränkter Begehrbarkeit der Bewirtschaftungseinheit bzw. des Plots oder krankheitsbedingter Ausfälle der kartierenden Personen), sind leichte Verschiebungen akzeptabel. Gleiches gilt für eine verkürzte Expositionsdauer einer Falle z. B. durch Störung oder Ausfall. Eine nicht vollständig terminergerechte Exposition der Fallen beeinträchtigt die Qualität des Datensatzes einer SPF in der Regel weniger stark als eine fehlende. Derartige Abweichungen sind so genau wie möglich zu dokumentieren.

Was passiert, wenn eine Bewirtschaftungseinheit kurz vor oder während der Beprobung bewirtschaftet (z. B. abgeholzt) oder anderweitig gestört (z. B. durch Windwurf infolge eines Sturms) wurde und die Vegetation deutliche Spuren des Störungsereignisses aufweist?

Sofern möglich sollte die Exposition der Fallen trotzdem (weiterhin) erfolgen (andernfalls zum nächstmöglichen Zeitpunkt). Im Idealfall kann das Störungsereignis von der kartierenden Person dokumentiert werden, ebenso der ungefähre Zeitpunkt des Störungsereignisses.

Warum sollte die Fallenexposition innerhalb des Zeitfensters von Ende März bis Anfang August (Erfassungszeitraum) realisiert werden?

Dieser Zeitraum basiert auf einer Literatur-Auswertung und der Befragung von Experten. In diesem Zeitraum ist das Imaginalstadium der meisten holzbewohnenden Käferarten zu erwarten.

Darf der Expositionszeitraum verkürzt oder verlängert werden?

Wichtig für bundesweite Vergleichbarkeit und gemeinsame Auswertbarkeit der Daten ist ein vergleichbares Vorgehen. Daher soll die Dauer des Expositionszeitraums höchstens unter bestimmten Bedingungen reduziert oder erweitert werden:

In extremen Wärmeungunstlagen können Vegetationsperiode und Aktivitätszeiträume der Insekten unter Umständen sehr kurz sein. Durch den im Vergleich zum Expositionszeitraum längeren Erfassungszeitraum gibt es bereits einen dreiwöchigen Spielraum, der z. B. in hohen Höhenlagen mit spätem Beginn der Vegetationsperiode genutzt werden kann (s. o.). Sollte die vorgegebene Expositionsdauer z. B. in extremen Höhenlagen des alpinen Bereichs trotzdem regelmäßig nicht erreicht werden können, ist der Kontakt zum BfN zu suchen.

Ist ein längerer Expositionszeitraum der Fallen erwünscht (z. B. für landesspezifische Fragestellungen), müssten die Fänge aus den zusätzlichen Fangperioden getrennt von den Fängen aus dem 16-wöchigen Expositionszeitraum des IM aufbewahrt und bestimmt werden, um die Vergleichbarkeit der Daten aus dem bundesweiten Expositionszeitraum zu wahren und separat auswerten zu können.

Warum umfasst jedes Leerungsintervall genau 28 Tage?

Wichtig ist vor allem die bundesweit einheitliche bzw. kompatible Umsetzung, um die Daten später gemeinsam auswerten zu können. Der Zeitraum von 28 Tagen hat verschiedene Vorteile:

- Nach Erfahrungswerten können die Proben über diesen Zeitraum auch im Sommer noch gut konserviert werden.
- Der Zeitraum ist möglichst lang gewählt, um den Arbeitsaufwand und damit verbundene Kosten möglichst gering zu halten.
- Die Leerungsintervalle von 28 Tagen sind genau doppelt so lang wie die 14-tägigen Leerungsintervalle der Bodenfallen des Bausteins 1C. Dadurch ist es möglich, im Falle der gleichzeitigen Umsetzung beider Bausteine die Leerungstermine der Kreuzfenster- und Bodenfallen zu synchronisieren und so den Betreuungsaufwand zu reduzieren.

Darf das Leerungsintervall verlängert oder verkürzt werden?

Eine Verlängerung des Leerungsintervalls von 28 Tagen soll im Sinne der bundesweiten Datenvergleichbarkeit vermieden werden. Unter bestimmten Umständen ist es jedoch sehr sinnvoll, das Leerungsintervall spontan oder geplant zu verkürzen, z. B. wenn nach Starkregenereignissen das Fanggefäß überzulaufen droht oder die Fanggefäße an bestimmten Standorten schon vor Ende des Leerungsintervalls mit Insekten gefüllt sind. Hier könnten entweder größere Gefäße genutzt oder das Intervall verkürzt werden. Falls der Austausch in kürzeren Abständen erfolgen soll, sollten die Termine so gewählt werden, dass zwei oder mehr der kürzeren Intervalle zusammengekommen genau dem ursprünglich vorgesehenen 28-tägigen Intervall entsprechen, damit eine Zusammenführung der Daten mit Fallen, die im etatmäßigen 28-tägigen Turnus geleert werden, problemlos möglich ist.

FAQ zu Kapitel 3.4.2 – Wo werden die xylobionten Käfer erfasst?

Was passiert, wenn der Plot bzw. die Bewirtschaftungseinheit nicht (mehr) beprobt werden kann?

Falls im Laufe des Monitorings der PLOT nicht beprobt werden kann (z. B. wegen Überflutung des entsprechenden Bereiches der Bewirtschaftungseinheit), sind in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes folgende Optionen zu prüfen:

- Die Kartierung wird – möglichst innerhalb des vorgesehenen Erfassungszeitraums – zeitlich verschoben (nur sinnvoll, wenn zu erwarten ist, dass die Hindernisse entsprechend kurzfristig bestehen).
- Ist dies nicht möglich, soll der Plot innerhalb der Bewirtschaftungseinheit gemäß der Vorgaben in Kapitel 3.3.2 verschoben werden. Dabei sind Bereiche der Bewirtschaftungseinheit, die dem ursprünglichen Plot in Bestand und Struktur ähnlich sind, unähnlichen vorzuziehen, so dass die Verlegung des Plots einen möglichst geringen Einfluss auf die Daten hat. Sollte dies nicht möglich sein, kann der Plot in unähnliche Bereiche der Bewirtschaftungseinheit verlegt werden. Die neue Position des Plots wird kartographisch digital dokumentiert und eine neue Plot-ID vergeben (der ursprüngliche Plot hat die Nummer 1, wird die Position verändert, bekommt der neue Plot die Nummer 2). Im nächsten Turnus wird wieder die ursprüngliche Plotposition (Plot-ID 1) kartiert, sofern der Bereich wieder begehbar ist. Bestehen die Hindernisse in gleicher Weise fort, findet die Kartierung wieder im Plot der letzten Kartierung statt (Plot-ID 2). Wenn sich im Laufe des Monitorings zeigen sollte, dass die ursprüngliche Plot-Position (Plot-ID 1) in der Mehrzahl der Turnusse nicht begangen werden konnte, soll die Verlegung dauerhaft gemacht werden.
- Sollte es auch nicht möglich sein, den Plot innerhalb der Bewirtschaftungseinheit zu verschieben, wird wie im Folgenden beschrieben vorgegangen.

Falls im Laufe des Monitorings die BEWIRTSCHAFTUNGSEINHEIT nicht mehr beprobt werden kann (z. B. vollständige Überflutung der Bewirtschaftungseinheit, Nutzungsänderung wie Überbauung der Fläche, fehlende Betretungserlaubnis, fehlende Betretungsmöglichkeit aufgrund von Waldarbeiten, Mindestanforderungen nicht mehr erfüllt), soll geprüft werden, ob der Hinderungsgrund voraussichtlich vorübergehender oder dauerhafter Art ist. Ist die Beprobung der Bewirtschaftungseinheit zwar grundsätzlich möglich, jedoch nicht zum angestrebten Kartierzeitpunkt, soll die Kartierung – möglichst innerhalb des vorgesehenen Erfassungszeitraums – zeitlich verschoben werden (s. FAQ unter „Wann und wie oft wird erfasst?“). Ist dies nicht möglich und kann die Bewirtschaftungseinheit nach Einschätzung der kartierenden Person spätestens im nächsten Turnus wieder beprobt werden, wird kein Ersatz gesucht und die Datenreihe zum nächstmöglichen Zeitpunkt fortgesetzt. Ist der Ausfall voraussichtlich dauerhaft (oder besteht der Hinderungsgrund wider Erwarten auch im nächsten Turnus noch), muss in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes eine andere Bewirtschaftungseinheit für die Erfassungen ausgewählt werden. Für die Repräsentativität und Aussagekraft der Daten ist es von großer Bedeutung, dabei nach dem vorgeschriebenen Auswahlverfahren vorzugehen (s. Kapitel 2.1), auch mit Blick auf die Frage, ob die neu ausgewählte Bewirtschaftungseinheit dauerhaft beibehalten werden

kann. Dies ist wichtig, da die neue Bewirtschaftungseinheit langfristig beprobt werden soll, auch wenn die vorherige wieder beprobbar sein sollte.

FAQ zu Kapitel 3.4.3 – Wie werden die xylobionten Käfer erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.4.4 zu finden.

Exposition der Kreuzfensterfallen

- GPS-Gerät zum Einmessen bzw. Auffinden der Erfassungsplots und der Fallenstandorte, gegebenenfalls Kartenmaterial, Geräte und Material zum Ausbringen bzw. Auffinden von Markierungen, z. B. Magnete
- Drei Kreuzfensterfallen „Luftteklektor nach Rahn“ zzgl. Reserve pro SPF mit je
 - I) Zwei Acrylglasscheiben, davon eine mit Farbstreifen
 - II) „Deckel“
 - III) Trichter
 - IV) Fangflasche mit Überlauflöchern und Utensilien zur Beschriftung der Flaschen (z. B. wasserfester Filzstift oder Klebeetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten [am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier], die in die Flaschen hineingegeben werden)
 - V) Stoffhülle für Trichter und Fangflasche
 - VI) Standardisierter Fangflüssigkeit: unverdünntes Propylenglykol und parfümfreies, geruchsneutrales Spülmittel
- Material und Werkzeug zum Aufhängen der Kreuzfensterfallen (z. B. mit Hilfe von Galgenkonstruktionen oder zwischen Bäumen aufgespannten Seilen)
- Beschilderungen der Fallen mit Informationen zum Projekt und Ansprechpartner*In zur Verringerung des Vandalismusrisikos

Leerung der Kreuzfensterfallen

- GPS-Gerät zum Auffinden der Fallen, zusätzlich gegebenenfalls weitere Hilfsmittel, z. B. Kartenmaterial, Geräte zum Auffinden von Magneten
- Fangflaschen mit Überlauflöchern und Utensilien zur Beschriftung der PE-Flaschen (z. B. wasserfester Filzstift oder Klebeetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten [am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier], die in die Flaschen hineingegeben werden)

- Standardisierte Fangflüssigkeit (unverdünntes Propylenglykol und parfümfreies, geruchsneutrales Spülmittel) zum Befüllen der Fanggefäße für die nächste Fangperiode und gegebenenfalls zum Auffüllen der entnommenen Proben falls notwendig (zur provisorischen Konservierung der entnommenen Proben)
- Kreuzfensterfallen sowie Material und Werkzeug für das Aufhängen von Kreuzfensterfallen (s. o.) für den Fall, dass Fallen(teile) ersetzt werden müssen

Probenaufbereitung und -konservierung

- Für die Reinigung der Probe und Sortierung der Fänge nach Artengruppen:
 - I) Flache Plastikschaalen (z. B. wie zum Selbstentwickeln von Papierfotos)
 - II) Petrischalen (8 cm bis 9 cm Durchmesser aus Plastik oder Glas mit Rasteraufdruck oder untergelegtem Raster auf Papier, z. B. Millimeterpapier)
 - III) (Federstahl-)Pinzetten
 - IV) Binokular
- Für die Lagerung der zu separierenden Zielartengruppen:
 - I) Gefäße, z. B. PE-Flaschen (unterschiedliche Größen je nach Menge der Tiere); pro Bewirtschaftungseinheit und Jahr jeweils erforderlich:
 - > 1 Flasche pro Kreuzfensterfalle und Fangperiode für Käfer (exkl. Staphylinidae und Scolytinae) (\triangleq bis zu 12 Flaschen)
 - > Jeweils 1 Flasche pro Kreuzfensterfalle und Fangperiode für die Staphylinidae und Scolytinae, die übrigen Insekten sowie die sonstigen Arthropoden (\triangleq 36 Flaschen; nach Bestimmung der Biomasse können die übrigen Insekten, sonstigen Arthropoden und gegebenenfalls die Staphylinidae und Scolytinae aller Fangperioden und/oder Fallen zusammen in einer Flasche aufbewahrt werden, s. u.)
 - > Optional können weitere Artengruppen separat gelagert und ausgewertet werden.
 - II) Für die Beschriftung der Gefäße: z. B. wasserfester Filzstift oder Klebeetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten (am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier), die in die Flaschen hineingegeben werden
 - III) Standardisierte Konservierungssubstanzen:
 - > Scheerpeltz-Lösung (70 % Ethanol, 5 % Essigsäure, 25 % Wasser, vgl. Teichmann 1994) für morphologisch zu bestimmende Käfer
 - > Vergälltes Ethanol (96 %, 1 Vol.-% MEK) für alle weiteren Artengruppen

Ermittlung der Biomasse (Abtropfgewicht nach Ssymank et al. 2018)

- Standardisiertes Edelstahl-Feinsieb (Durchmesser ca. 20 cm, Maschendrahtweite < 0,5 mm)
- Vorrichtung zum Halten des Siebs und Auffangen der Konservierungsflüssigkeit: Glaskolben, Kunststoff- und Glastrichter; der Kunststofftrichter wird benutzt, um den Glastrichter innerhalb des Kolbens zu zentrieren und stabilisieren
- Waage mit einer Messgenauigkeit von mindestens 0,1 g (oder feiner, falls erforderlich)

- Gefäß zum Halten des Siebs während der Wiegung
- Trichter zum Umfüllen des Probenmaterials vom Sieb in die PE-Flasche

Bestimmung

- Bestimmungsliteratur
- Binokular
- (Federstahl-)Pinzetten
- Plastikschalen, Petrischalen

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum wird kein „top collector“ für die Falle genutzt?

Da es primär um die Erfassung xylobionter Käfer geht, reicht eine Kreuzfensterfalle ohne top collector aus, denn dieser fängt v. a. Hymenoptera, Diptera, Lepidoptera, Neuroptera, Auchenorrhyncha und Thysanoptera, weniger jedoch Coleoptera, Heteroptera, Psocoptera und Sternorrhyncha (Knuff et al. 2019). Der top collector erhöht also vor allem die Menge des Probenmaterials von Artengruppen, die nicht im Fokus dieses Bausteins stehen. Erfahrungsgemäß reduziert jeder Mehraufwand die allgemeine Akzeptanz von Erfassungsbausteinen und die Umsetzungswahrscheinlichkeit. Wenn einzelne Bundesländer Kreuzfensterfallen mit top collector einsetzen wollen, müssten die Fänge aus top und bottom collector getrennt dokumentiert und aufbewahrt werden, um die Vergleichbarkeit mit Fallen ohne top collector zu gewährleisten.

Warum soll eine der Acrylglascheiben mit Farbstreifen ausgestattet sein?

Die Fallen sollen mit einem gelben und einem weißen Farbstreifen zur stärkeren Anlockung von blütenbesuchenden Arten ausgestattet sein, da so die Vollständigkeit des nachgewiesenen Artenspektrums steigt. Da die Lockwirkung der Farbstreifen optischer Natur ist, reicht sie nach Einschätzung von Expert*innen nur bis wenige Zehnermeter weit und somit nicht oder nur wenig über die 50 m × 50 m große Fläche hinaus, auf der die Erfassung von Umweltvariablen (vgl. entsprechenden Abschnitt unten) erfolgt. Somit ist sie wesentlich geringer als z. B. die chemische Lockwirkung von alkoholhaltigen Fangflüssigkeiten, deren Effekt mehrere hundert Meter weit reicht und daher hier vermieden werden sollte.

Wozu dienen die Überlauflöcher in der Fangflasche?

Die Fangflasche sollte im oberen Bereich Überlauflöcher haben, um zu verhindern, dass einlaufendes Regenwasser den Flüssigkeitspegel bis in den Trichter ansteigen lässt. Dies hätte wegen der dann fehlenden Reusenwirkung zur Folge, dass die Fängigkeit der Falle erheblich reduziert ist.

Wozu dient die Hülle aus Tarnstoff um Trichter und Fangflasche?

Die Einheit aus Trichter und Fangflasche sollte mit einem zylinderförmigen, tarnfarbenen Stoffumhang umkleidet werden. Zum einen wird dadurch der von dem meist weißen Kunststoff ausgehende optische Reiz minimiert, zum anderen werden Fangflüssigkeit und Probenmaterial vor Überhitzung durch einfallendes Sonnenlicht geschützt und so eine bessere Konservierung der Proben erreicht.

Warum wird Propylenglycol als Fangflüssigkeit genutzt?

Im IM soll eine nicht-lockende Substanz verwendet werden, um zu verhindern, dass das erfasste Artenspektrum zugunsten von Taxa, die stärker als andere angelockt werden, verschoben wird. Darüber hinaus soll die Fangflüssigkeit sowohl morphologische Bestimmungen als auch genetische Analysen des Probenmaterials ermöglichen, d. h. die DNA konservieren. Nach den derzeitigen Entwicklungen ist davon auszugehen, dass genetische Analysen in Zukunft eine höhere Bedeutung im Rahmen von Insektenerfassungen erlangen werden, sodass dieser Aspekt bei der Konzipierung des Bausteins mitbedacht werden muss. Propylenglykol (zumindest in unverdünnter Form) ist auf Basis von Expert*innen-Einschätzungen als Fangflüssigkeit gut geeignet, da es sowohl morphologische Bestimmungen als auch genetische Analysen des Probenmaterials mittels Metabarcoding (zumindest bei kurzfristiger Einlagerung des Probenmaterials) ermöglicht (Weigand et al. 2021). Propylenglykol wurde bereits in einer Reihe von Studien zur Erfassung xylobionter Käfer erfolgreich eingesetzt (z. B. Janssen et al. 2016, Fredriksson et al. 2020, Burner et al. 2022). Die Flüssigkeit hat keine nennenswert anlockende Wirkung auf Insekten (s. u.) und eine geringe Toxizität für Wirbeltiere (wird als Lebensmittel- und Kosmetik-Zusatzstoff verwendet). Propylenglykol ist somit unproblematischer als Ethylenglykol, welches ebenfalls eine gute DNA-Konservierung bietet. Zudem verdunstet es deutlich langsamer als das für die DNA-Konservierung ebenfalls vorteilhafte Ethanol. In Kreuzfensterfallen ist zwar von einer geringeren Verdunstungsrate auszugehen im Vergleich zu Bodenfallen; die verdunstungsbedingte Reduzierung des Alkohol-Volumens in den Fallen würde bei den vorgeschlagenen vierwöchigen Leerungsintervallen (s. u.) wahrscheinlich dennoch ein kritisches Ausmaß erreichen. Weiterhin ist zu berücksichtigen, dass stark chitinierte Insekten wie Käfer in hochprozentigem Ethanol stark aushärten, was ihre morphologische Bestimmbarkeit erheblich beeinträchtigt. Insbesondere wird mit Blick auf die Anforderungen an das IM von der Verwendung von Ethanol als Fangflüssigkeit abgeraten, da es auf zahlreiche xylobionte Käfer und einige andere Insektentaxa eine stark anlockende Wirkung hat. Im Kontext des IM hat die Lockwirkung mehrere nachteilige Effekte: Ihre Stärke variiert zwischen den Taxa, sodass der Einzugsbereich einer Falle für stark angelockte Arten deutlich größer sein dürfte als für weniger stark angelockte. Zudem ist die Lockwirkung von Ethanol problematisch, wenn unterschiedlich strukturierte Habitate miteinander verglichen werden, da die Stärke der Anlockwirkung in Abhängigkeit von der Habitatstruktur variiert (bessere Diffusionsmöglichkeit und damit stärkere Anlockwirkung in offenen Strukturen einerseits, geringere Anlockwirkung in Bereichen mit viel frischem Totholz und entsprechend hoher natürlicher Ethanol-Freisetzung andererseits) (Bouget et al. 2009). Im IM ist davon auszugehen, dass es große strukturelle Unterschiede zwischen den beprobten Wäldern geben wird. Außerdem werden wegen der deutlich höheren Zahlen gefangener Insektenindividuen die Fallen schneller voll, und die Konservierungsleistung der Fangflüssigkeit sinkt. Deshalb dürften die Leerungsintervalle bei Verwendung einer anlockenden Fangflüssigkeit ortsabhängig nur etwa halb so lang sein wie bei einer nicht-anlockenden, was auch den Arbeitsaufwand für die Betreuung der Fallen

verdoppeln würde. Eine anlockende Fangflüssigkeit wie Ethanol soll daher nicht zum Einsatz kommen.

Warum sollen genau drei Kreuzfensterfallen aufgestellt werden?

Pro Plot sollte mehr als eine Kreuzfensterfalle aufgestellt werden, damit das Ergebnis nicht durch die speziellen Gegebenheiten einer einzigen Falle bestimmt wird. Außerdem ist zu erwarten, dass mehrere Fallen zusammengekommen einen höheren Anteil des vorkommenden Artenspektrums erfassen. Schließlich würde, wenn nur eine einzige Falle aufgestellt würde, der Ausfall einer Falle zu einem kompletten Datenausfall für die betroffene SPF führen. Andererseits steigt mit jeder weiteren aufgestellten Falle der Aufwand, vor allem bei der Sortierung und Bestimmung des Probenmaterials. Als Kompromiss zwischen einem möglichst vollständigen Artenspektrum einerseits und möglichst geringem Aufwand andererseits sollen drei Kreuzfensterfallen pro Plot aufgestellt werden.

Warum werden die Fallen mit einem Mindestabstand zu Baumstämmen und Totholz von 3 m positioniert?

Bei geringeren Entfernungen der Falle zu Baumstämmen/Totholz-Elementen wäre die spezifische Käferfauna des Baumes/Totholz-Elementes, an dem sich die Falle befindet, im Fangergebnis überrepräsentiert.

Was passiert, wenn die Kriterien zur Positionierung der Fallen bei der bisherigen Position nicht mehr eingehalten werden, z. B. weil ein Totholz in der Nähe der Falle zu liegen gekommen ist?

Die Positionen der Fallen sollen grundsätzlich langfristig beibehalten werden. Die Verlegung einer Falle kann allerdings im Laufe des Monitorings notwendig werden, wenn die Mindestanforderungen/Platzierungskriterien nicht mehr erfüllt sind (z. B. weil ein Totholz in der Nähe der Falle zu liegen gekommen ist oder ein Baum aufwächst). Dann muss die Position der Falle unter Beachtung der oben genannten Kriterien geringfügig verschoben werden, sodass der Mindestabstand zu Baumstämmen und Totholz-Elementen wieder gegeben ist. Die neue Position soll dann langfristig beibehalten werden, auch wenn die vorherige Position wieder beprobbar sein sollte (z. B. weil das Totholz vollständig zersetzt wurde).

Inwiefern sollte die Exposition der Kreuzfensterfallen der Waldnutzung angepasst werden, um sie nicht unzumutbar einzuschränken?

Erfolgt eine Nutzung (z. B. Holzernte) während der Fangperiode, sollte die Fangperiode für den Zeitraum der Nutzung unterbrochen und nach der Nutzung entsprechend der ausgefallenen Tage verlängert werden. Jede Unterbrechung ist zu dokumentieren.

Was sind Beispiele für Beeinträchtigungen, Beschädigungen, Ausfälle und sonstige dokumentationswürdige Besonderheiten?

Alle Beeinträchtigungen usw. mit (wahrscheinlichem) Einfluss auf die Fängigkeit der Fallen sollen umgehend behoben und, für die Möglichkeit ihrer Berücksichtigung im Rahmen der Auswertungen, dokumentiert werden. Beispiele für Hinweise auf eine nicht ordnungsgemäß funktionierende Kreuzfensterfalle:

- Der Fangtrichter ist mit Laub, Knospenschuppen o. ä. verstopft.
- Im Fangtrichter oder zwischen den Scheiben befinden sich Spinnennetze.

- Die Fangflasche ist randvoll mit hineingefallenen Tieren, sodass sie über einen mehr oder weniger langen Zeitraum am Ende der jeweiligen Fangperiode nicht mehr in der Lage war, weitere Individuen aufzunehmen.
- Ein großer Teil der Fangflüssigkeit ist verdunstet oder ausgelaufen.
- Die Fangflüssigkeit ist durch eingelaufenes Regenwasser stark verdünnt worden.
- Die Falle ist beschädigt oder ganz entfernt worden (durch Vandalismus, Wildtiere oder Witterungseinflüsse wie Stürme).

(Wie) Werden Totholzkäfer aufgenommen, die im Rahmen der Feldarbeiten außerhalb der Fallen gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Daten der regulären Erfassung aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder SPF der Erfassungsaufwand und die Erfassungsart dieselben sind, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Müssen tatsächlich die Inhalte der drei Fallen und vier Fangperioden einer SPF jeweils einzeln erfasst werden?

Um die Möglichkeiten der statistischen Auswertung ausschöpfen zu können, sollen die erfassten Fänge den jeweiligen Fallen und auch Fangperioden (Leerungsintervallen) zugeordnet werden.

Wie können die Individuen der einzelnen Artengruppen zuverlässig aus den Proben sortiert werden?

Für die Sortierung nach Artengruppen (Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae, übrige Insekten, sonstige Arthropoda; optional können weitere Artengruppen separiert werden) empfiehlt es sich, die einzelnen Proben in eine flache mit Propylenglykol gefüllte Fotoschale einzulassen. Grobes Material (Blätter, Knospenschuppen etc.) wird aussortiert und die Tiere werden durch intensives Schwenken in der mit Propylenglykol gefüllten Schale abgespült. Größere Tiere werden direkt aus der Schale getrennt nach Artengruppen separiert. Für kleinere Organismen ist die Verwendung eines Binokulars erforderlich. Hierfür eignen sich Petrischalen aus Glas oder Plastik mit einem Durchmesser von 8 bis 9 cm und mit Rasteraufdruck oder untergelegtem Raster auf Papier, z. B. Millimeterpapier. Somit ist es möglich, die Probe systematisch nach Zielorganismen abzusuchen, indem das Material Gitterzelle für Gitterzelle durchsucht wird. Dabei ist darauf zu achten, dass die Schale nicht zu voll ist. Man sollte den Schalenboden immer noch durch das Fallenmaterial sehen können. In der Petrischale sollte sich nur so viel Flüssigkeit befinden, dass sowohl die Oberfläche der Flüssigkeit als auch der Boden der Schale innerhalb der Schärfentiefe des Binokulars liegen. Sonst wird die Bearbeitung unsicher bzw. dauert länger, weil dann mehrere Schichten getrennt scharfgestellt und abgesucht werden müssen. Die Füllung einer Petrischale muss je nach Füllmenge zwei- bis dreimal durchsucht werden. Es ist wichtig zwischen jedem Kontrolldurchgang die Petrischale leicht zu schwenken, um Lageveränderung der Zielorganismen zu erreichen (Vermeidung eines Gewöhnungseffektes).

Warum werden für die verschiedenen Artengruppen unterschiedliche Konservierungsflüssigkeiten genutzt?

Für die morphologisch zu bestimmenden Käfer soll die oben genannte Scheerpeltz-Lösung verwendet werden, um eine Verhärtung der Tiere (wie sie bei der Lagerung in Alkohol eintritt) zu vermeiden, wodurch z. B. Genitalpräparationen erschwert würden (Teichmann 1994). Für die übrigen Artengruppen ist eine Konservierung mit 96 %igem Alkohol notwendig, um die morphologische und bei Bedarf genetische Bestimmbarkeit zu erhalten.

Warum werden die vier Artengruppen (Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae, übrige Insekten, sonstige Arthropoda) pro Falle und Fangperiode jeweils einzeln gewogen?

Vorteil der separaten Wiegung der genannten Artengruppen sind spezifische Biomasse-Werte für Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae, übrige Insekten und sonstige Arthropoden. Diese können einzeln für Analysen verwendet sowie durch Addition der Einzelwerte zu weiteren Biomasse-Werten verrechnet werden, z. B. für Insekten insgesamt (Addition der Werte für Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae und übrige Insekten) oder für den Gesamtfang einer Falle pro Fangperiode oder Jahr. Letzterer entspricht dem Pendant zum Biomassewert für den Gesamtfang einer Malaise Falle (Baustein 1G „Flugaktive Insekten im Offenland“, Kapitel 3.7). Da Scheerpeltz-Lösung und 96 %iges Ethanol ähnliche spezifische Gewichte ($0,85 \text{ g/cm}^3$ bzw. $0,80 \text{ g/cm}^3$) haben, ist die Summierung der Einzelwerte möglich.

Warum wird das Abtropfgewicht anstelle der Trockenbiomasse bestimmt?

Für die Bestimmung der Biomasse soll auf eine vorherige Trocknung der Proben verzichtet werden, weil die Bestimmung der Insekten im trockenen Zustand weniger gut bis gar nicht mehr möglich ist.

Was muss beachtet werden, wenn gegebenenfalls genetische Analysen durchgeführt werden sollen (z. B. zur Bestimmung des Beifangs)?

Sollen die Proben genetisch untersucht werden bzw. soll die Möglichkeit genetischer Analysen bestehen, muss unbedingt auf Sterilität von Fanggefäßen, Trichtern und weiteren Materialien und Werkzeugen geachtet werden. Werden Proben mit DNA verunreinigt, werden die Ergebnisse verfälscht. Aussagekräftige Ergebnisse sind nur zu erwarten, wenn einerseits die DNA der Proben für die genetische Analyse erhalten bleibt, andererseits keinerlei Fremd-DNA hinzugeht. Auch ist eine Konservierung der relevanten Proben(teile) mit 96 %igem Alkohol notwendig.

Falls genetische Analysen mittels Metabarcoding durchgeführt werden (z. B. zur Bestimmung des Beifangs), ist dann eine Größenfraktionierung der Probe erforderlich?

Bei biomassereichen Proben (tierische Biomasse überschreitet ein Volumen von 500 ml) ist es erforderlich, vor dem Metabarcoding eine Größenfraktionierung vorzunehmen, da sonst seltene Arten und Arten mit kleinen Individuen nicht zuverlässig detektiert werden. Dabei werden kleinere und größere Individuen mithilfe eines Siebes voneinander getrennt und die beiden Teilproben einzeln analysiert. Die Größenfraktionierung wird von DNA-Analyse-Laboren angeboten.

Auf welche Weise können Proben für genetische Analysen „gepoolt“, also zusammen analysiert werden, um Kosten zu sparen?

Um den finanziellen Aufwand möglichst gering zu halten, kann das Probenmaterial der optional zu bestimmenden Artengruppen (übrige Insekten und sonstige Arthropoden sowie

gegebenenfalls Kurzflügel- und Borkenkäfer) bei Bedarf „gepoolt“ werden, bevor es ins Metabarcoding gegeben wird.

- Möglich ist eine Poolung des Materials der verschiedenen Fallen (dabei bleiben die verschiedenen Fangperioden weiterhin getrennt, sodass sich vier Proben pro Plot und Jahr ergeben), eine Poolung der Fangperioden (dabei bleiben die verschiedenen Fallen weiterhin getrennt, sodass sich drei Proben pro Plot und Jahr ergeben) und eine Poolung von Fallen und Fangperioden (es bleibt nur eine Gesamtprobe, in der das Material aller Fallen und Fangperioden enthalten ist). In jedem Fall kann später eine Gesamtartenzahl dieses „Beifangs“ pro SPF und Jahr ermittelt werden, mit der eine bundesweite Auswertung erfolgen kann. Ob eine Poolung des Probenmaterials erfolgt und wenn ja, in welcher Weise gepoolt wird, hängt davon ab, welche Aspekte bei möglichen zusätzlichen Datenauswertungen z. B. durch die Länder im Vordergrund stehen sollen: Bei der Poolung nach Fallen bleibt die Möglichkeit phänologischer Analysen erhalten, bei der Poolung nach Fangperioden der Bezug des Fangergebnisses einer Falle zu den fallenspezifisch erhobenen Umweltvariablen (vgl. Kapitel 3.4.4). Fachlich ideal wäre eine nach Fallen und Fangperioden getrennte Analyse, wie es auch für die Coleoptera vorgesehen ist (s. o.), da damit umfangreiche Analysen ermöglicht werden, zum Beispiel auch die statistische Berücksichtigung von Ausfällen einzelner Fallen.
- Eine Poolung des Probenmaterials der verschiedenen Artengruppen ist möglich. Falls die Kurzflügel- und Borkenkäfer nicht morphologisch bestimmt wurden, können sie je nach Bedarf dem anderen Probenmaterial beigegeben oder separat analysiert werden.
- Vor jeglicher Poolung von Proben sollte bedacht werden, dass das Gesamt-Volumen der tierischen Biomasse nach der Poolung einen Wert von 500 ml nicht überschreiten sollte, da sonst eine Größenfraktionierung und separate Analysen von Teilproben erforderlich würden. Dies würde die Kostenersparnis, die mit dem Poolen angestrebt wird, teilweise oder ganz zunichtemachen. In diesem Fall erscheint es sinnvoller, auf die Poolung zu verzichten und die Artengruppen, Fallen und/oder Fangperioden getrennt analysieren zu lassen.

Gibt es ein Laborprotokoll zum Metabarcoding, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen?

Bislang fehlt ein standardisiertes Verfahren für das Metabarcoding von Sammelproben, welches laborübergreifend angewandt wird (Leese et al. 2020, 2023). Für das IM ist jedoch ein standardisiertes Laborprotokoll erforderlich, um bundesweit vergleichbare Daten zu erhalten. Unter anderem zu taxonomischen Markern, Primern und Sequenziertiefe müssen Standards entwickelt werden (vgl. Leese et al. 2020, 2023). Wichtig für ein Langzeitmonitoring ist allerdings auch, dass der zu entwickelnde Methodenstandard langfristig beibehalten werden kann und nicht regelmäßig an neue methodische Entwicklungen angepasst werden muss.

Solange noch keine Analysestandards für das Metabarcoding etabliert sind, sollten die verwendeten Methoden und technischen Geräte genau dokumentiert werden. Dies ist erforderlich, um später die Vergleichbarkeit zwischen Metabarcoding-Daten aus unterschiedlichen Bundesländern und Zeitpunkten beurteilen zu können.

FAQ zu Kapitel 3.3.4 – Erfassung von Umweltvariablen

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.4.3 zu finden.

- Maßband und Markierungen (z. B. farblich markierte Zeltheringe) zum Abmessen und Abstecken der Bereiche, in denen die Umweltparameter aufgenommen werden (Plots und Subplots)
- Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder andere geeignete technische Hilfsmittel) für die einmalige Erfassung von Exposition und Inklinatation
- Zollstock zum Messen der Totholzabmessungen
- Ergebnisse der aktuellen ÖSM-Kartierungen zur Prüfung auf Aktualität (von Bedeutung für die Ermittlung der Waldtypen und Waldentwicklungsphasen) und/oder Kartieranleitung zum ÖSM (Tschiche et al. 2022)
- Gegebenenfalls Bestimmungsliteratur für die Artansprache der Gehölzpflanzen

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Wie werden Exposition und Inklinatation gemessen, wenn im Plot unterschiedliche Expositionen und/oder Inklinatationen in nennenswerter Ausdehnung vorkommen?

In dem Fall werden zwei oder mehr Wertepaare notiert. Für jedes Wertepaar sollte zusätzlich der ungefähre Flächenanteil des Plot-Bereichs, der die entsprechende Exposition und Inklinatation aufweist, notiert werden. Im Zuge der Auswertung können diese Mehrfachangaben unter Berücksichtigung ihrer Flächenanteile zu einem Wert pro Plot verrechnet werden, z. B. mithilfe des Heat-Load-Indexes (McCune & Keon 2002, McCune 2007).

Was liegt der Erfassungsmethodik des Alt- und Totholzangebots zugrunde?

Zur Erfassung des Alt- und Totholzangebots existieren viele verschiedene Methoden, die sich bezüglich ihres inhaltlichen Fokus, des Aufwandes und der Genauigkeit zum Teil erheblich unterscheiden. Für das IM sind einfache, wenig aufwendige halbquantitative Methoden am sinnvollsten. In Anlehnung an Lorenz (2005) und einen Änderungsvorschlag desselben Autors bezüglich der dort vorgeschlagenen Bewertungskategorien wurde die Erfassungsmethodik beschrieben. Anhand dieser Daten kann im Rahmen der Auswertung ein Totholz-Index in Anlehnung an Lorenz (2005) berechnet werden. Solch ein Index fasst verschiedene qualitative und quantitative Aspekte des Alt- und Totholz-Angebots eines Plots in einem einzigen Zahlenwert zusammen. Es sind aber auch detailliertere Auswertungen möglich, beispielsweise indem man die Anzahl an Totholzelementen mit bestimmten Eigenschaften

(z. B. stehendes besonntes Totholz mit starkem Zersetzungsgrad) pro Plot zu den Zönose-daten in Beziehung setzt. Hintergründe zu einzelnen Parametern:

- **Durchmesser:** Für die Schätzung des Durchmessers von Alt- und Totholz-Elementen gelten die folgenden Hinweise aus Lorenz (2005, S. 345): „Eigene Erfahrungen bei der Erfassung der xylobionten Käferfauna belegen, dass je dicker (und damit indirekt älter) ein Baum ist, die Wahrscheinlichkeit des Nachweises bioindikatorisch bedeutsamer Arten steigt. Die Durchmesserstärken werden bei der visuellen Ermittlung von Vielen unterschätzt. Der Mindestdurchmesser 30 cm kann beispielsweise mit einer quer an den Stamm gehaltenen DIN A4-Seite leicht überprüft werden. Für Ungeübte empfiehlt sich auch ein Gliedermaßstab. Die grobe Einteilung in 10-cm-Stufen soll den Erfassungsaufwand in Grenzen halten, zumal keine Volumenermittlung erfolgt und, wie oben erläutert, die ökologische Bedeutung mit dem Durchmesser steigt.“
- **Baumart:** Die Artenzusammensetzung der an einem Baum zu findenden Holzkäfer-Zönose wird von der Baumart mitbestimmt. Unter den einheimischen Baumarten wird Buchen und vor allem Eichen eine etwas höhere Bedeutung für xylobionte Käfer beigemessen als anderen Baumarten (Lorenz 2005, Milberg et al. 2014, Walentowski et al. 2014, Vogel et al. 2021). Daher werden Alt- und Totholz-Elemente von Stiel-/Traubeneiche und Rotbuche jeweils in eine eigene Kategorie gestellt. Für die Berechnung des Totholz-Index nach Lorenz (2005) werden diese Kategorien 1 und 2 zusammengefasst. Die sonstigen einheimischen Laubbaumarten bilden die dritte Kategorie, die einheimischen Nadelbaumarten die vierte. Insbesondere bei den Besiedlern späterer Zersetzungsstadien ist keine Bindung an bestimmte Baumarten vorhanden, lediglich eine Präferenz für Laub- oder Nadelholz (Stokland et al. 2012, Köhler o.J., Vogel et al. 2021). Für die Berechnung des Totholz-Index nach Lorenz (2005) werden diese Kategorien 3 und 4 zusammengefasst. Die nicht-einheimischen Baumarten, deren Holzkäfer-Zönosen in der Regel vergleichsweise artenarm sind, bilden die fünfte Kategorie.
- **Zersetzungsgrad:** Die Bedeutung von Bäumen mit kürzlich erfolgtem kompletten Kronenbruch wird von Expert*innen nicht übereinstimmend bewertet. Diese Bäume müssten aufgrund des kompletten Kronenbruchs als frisch tote Bäume eigentlich in die Kategorie 2a eingeordnet werden. Dass sie erfahrungsgemäß von vergleichsweise geringerer Wertigkeit für Totholzbewohnende Insekten sind, begründet Lorenz so (2005, S. 345): „Wenn ein Baum durch einen kompletten Kronenbruch schlagartig zur ‚Totholzstruktur‘ wird, fehlt das gesamte Artenspektrum, das sich im Zuge des meist über einen Zeitraum von mehreren Jahren stattfindenden Absterbeprozesses ansiedelt. Der Stamm trocknet schnell aus und bietet nur einigen Frischholzbesiedlern (Scolytiden) und später einigen an trockenes Holz angepassten Arten (Anobiiden) Lebensraum. Eine Besiedlung mit Holzpilzen, die erst phytopathogen und später saprophytisch leben, erfolgt kaum.“ Andere Expert*innen hingegen sehen auch frisch tote Bäume mit komplettem Kronenbruch als für totholzbewohnende Insekten sehr wertvolle Totholz-Elemente an. Durch Einordnung dieser Bäume in eine eigene Kategorie können verschiedene Auswertungen durchgeführt werden.
- **Baumhöhlen:** Die sogenannten „Mulmhöhlenbesiedler“ unter den xylobionten Käfern benötigen mulmreiche Hohlräume im Inneren noch fester Holzstrukturen (Schmidl & Bußler 2004). Daher sind die Anzahl und Größe von Baumhöhlen und anderen Hohlräumen in Alt- und Totholz für diese Arten potenziell wichtige Habitatrequisiten (z. B. Schmidl 2003).

- Baumpilze: Für die Gilde der „Holzpilzbesiedler“ unter den xylobionten Käfern sind auf Holz wachsende Pilze eine wichtige Habitatrequisite (Schmidl & Bußler 2004). Daher sollen auch die Menge und Diversität der an den Alt- und Totholz-Elementen wachsenden Baumpilze erfasst werden.

Was passiert, wenn die Schätzgenauigkeit von Flächenanteilen/Deckungsgraden in der Praxis nicht realisierbar sein sollte?

Falls die Schätzgenauigkeit in der Praxis z. B. aufgrund von Unübersichtlichkeit des jeweiligen Plots nicht realisierbar sein sollte, kann ausnahmsweise auch eine gröber abgestufte Skala zum Einsatz kommen, sofern der metrische Charakter der Deckungsgradwerte erhalten bleibt. Deckungsgradangaben mithilfe einer Ordinalskala („niedrig“/„mittel“/„hoch“) sind nicht zulässig, da sie einen zu starken und unnötigen Informationsverlust bedeuten würden.

3.5 Baustein 1E: Wildbienen in Siedlungen

Die Erfassung der Wildbienen in Siedlungen soll im Siedlungsbereich aller bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF) des Grundprogramms durchgeführt werden, die der Schicht „Siedlung“ zugeordnet sind (vgl. Kapitel 2.1). Sie erfolgt **mehrmals im Jahr** quantitativ **entlang von fünf 50 m langen Transekten** innerhalb des Siedlungsbereichs der SPF, die innerhalb der 1 km² großen SPF nach standardisiertem Verfahren angelegt und standardisiert begangen werden. Daran schließt sich eine **ergänzende qualitative Erfassung** innerhalb des Siedlungsbereichs der SPF an. Vorgaben zu Zeitpunkten, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in **grauer Schrift** dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).
- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich

zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).

- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbar Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbar Individuen werden als nicht bestimmbar Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.5.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Wildbienen erfasst?

- **Kartierzeiträume im Jahr:** Die Erfassung der Wildbienen erfolgt im Zeitraum von Ende März bis Anfang September in sechs Erfassungsperioden, die jeweils eine Länge von 28 Tagen haben und gleichmäßig über den Gesamtzeitraum verteilt sind. In jeder der sechs Erfassungsperioden werden alle Transekte einer jeden zu beprobenden SPF einmal untersucht und die qualitative Erfassung durchgeführt. Die Erfassungsperioden sind wie folgt terminiert:
 - Periode 1: 25. März bis 21. April,
 - Periode 2: 22. April bis 19. Mai,
 - Periode 3: 20. Mai bis 16. Juni,
 - Periode 4: 17. Juni bis 14. Juli,
 - Periode 5: 15. Juli bis 11. August,
 - Periode 6: 12. August bis 08. September.

Zwei aufeinanderfolgende Erfassungen derselben SPF sollten optimalerweise drei bis fünf Wochen auseinander liegen, mindestens jedoch zwei und höchstens sechs Wochen. Innerhalb der einzelnen Erfassungsperioden sollten SPF im Tiefland nach Möglichkeit zuerst beprobt werden, die höchstgelegenen bzw. in Wärmeungunstlagen gelegenen SPF jeweils zum Ende der Erfassungsperioden. Diese Vorgehensweise trägt dem in Abhängigkeit vom regionalen Klima unterschiedlich weiten Fortgang der phänologischen Entwicklung der Wildbienenfauna Rechnung.

- **Tageszeiten:** In Anlehnung an VDI (2016) erfolgen die Erfassungen in den Monaten März - Mai und September im Zeitraum zwischen 10 und 16 Uhr MESZ, in den Monaten Juni - August zwischen 9 und 17 Uhr MESZ. Es sollte für jede SPF und jedes Transekt bzw. Viertel (s. Kapitel 3.5.2) angestrebt werden, die Anfangszeit der Erfassung im Laufe des Jahres zu variieren, damit unterschiedliche artspezifische tageszeitliche Aktivitätsoptima abgedeckt werden.
- **Wetterbedingungen:** Die Erfassungen erfolgen nur unter für Wildbienen günstigen Wetterbedingungen, d. h. wenn Temperaturen von mindestens 13 °C im Schatten vorherrschen, es windstill ist (max. 2 Beaufort) und nicht regnet. Während der Erfassungen sollte zu 80 % der Zeit die Sonne scheinen, d. h. Schattenwurf ist deutlich erkennbar (VDI 2016, 2023).

3.5.2 Wo werden die Wildbienen erfasst?

Für die quantitative Erfassung werden fünf 50 m lange Transekte im Siedlungsbereich (s. Kapitel 2.1) der SPF angelegt. Für die qualitative Erfassung wird der Siedlungsbereich innerhalb der SPF in Viertel aufgeteilt, die jeweils gezielt nach Arten abgesucht werden. Die konkreten Positionen der Transekte und vier Bereiche für die qualitative Erfassung einer jeden SPF sind für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern nicht zwingende Gründe eine Verlegung in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ).

Müssen Transektverläufe und/oder Erfassungsbereiche für die qualitative Erfassung erstmalig bzw. neu festgelegt werden, sind folgende Punkte zu beachten:

- Quantitative Erfassung: Anlage der fünf Transekte pro SPF von jeweils 50 m Länge und 4 m Breite
 - Mindestkriterien für die Auswahl der Transektstandorte
 - Lage in öffentlich zugänglichen Bereichen innerhalb des Siedlungsbereichs (s. Kapitel 2.1) der SPF
 - Lage in nicht versiegelten Bereichen (d. h. bei der ausgewählten Fläche sollte es sich um eine Grünfläche wie z. B. eine Parkanlage oder Straßenbegleitgrün handeln)
 - Lage in Bereichen mit maximal 75 % Deckung der Gehölze mit Höhe von $\geq 0,5$ m
 - Lage in Bereichen mit Mindestgröße für Transektplatzierung (es muss ein 50 m langes und 4 m breites Transekt darin platziert werden können, notfalls mit kurvigem Verlauf, aber sich niemals schneidend)
 - Lage in Bereichen, die voraussichtlich langfristig zur Beprobung genutzt werden können (um Transektverlegungen möglichst zu vermeiden)
 - Zusätzliches Kriterium für die Auswahl der Transektstandorte: Lage möglichst in Bereichen, die ein großes Potenzial als Lebensraum für Wildbienen haben, z. B.: Friedhöfe; öffentliche, blütenreiche bzw. extensiv genutzte Grünflächen (intensiv genutzte Grünflächen wie artenarme Parkrasen oder Sportplätze sollten nach Möglichkeit ausgeschlossen werden); langfristig bestehenbleibende Ruderalflächen wie Industriebrachen oder Bergbauhalden (Flächen wie z. B. Baugebiete, bei denen absehbar ist, dass sie mittelfristig nicht mehr beprobt werden können, sollten gemieden werden); artenreiches Straßenbegleitgrün bzw. artenreiche Säume entlang von Wegen, Hecken oder Gehölzen (artenarme, grasdominierte Bestände sollten nach Möglichkeit ausgeschlossen werden); öffentlich zugängliche, blütenreiche bzw. extensiv genutzte Bereiche von Schrebergartenanlagen.
 - Vorgehen bei der Auswahl der Transektstandorte:
 - Ermittlung aller Bereiche innerhalb der SPF, die alle Mindestkriterien erfüllen. Diese werden unterschieden in „Optimalbereiche“, die über die Erfüllung der Mindestkriterien hinaus ein großes Potenzial für Wildbienen haben (also das zusätzliche Kriterium erfüllen, s. o.) und „suboptimale Bereiche“, die lediglich die Mindestkriterien erfüllen ohne großes Potenzial für Wildbienen wie z. B. artenarme Parkrasen.
 - In diesen Bereichen werden die insgesamt fünf Transekte pro SPF wie nachfolgend beschrieben platziert (dabei ist grundsätzlich ein gerader Transektverlauf einem

kurvigen vorzuziehen; kurvige Transekte bzw. Abschnitte von Transekten sollten sich in keinem Fall überschneiden, sondern wenn möglich einen seitlichen Abstand von mindestens 5 m zueinander haben; Transekte dürfen grundsätzlich mit Distanz zueinander platziert oder „aneinandergehängt“ werden):

- Kommen in einer SPF mindestens fünf Optimalbereiche vor, werden aus diesem Pool fünf Bereiche ausgewählt, in denen jeweils ein 50 m langes Transekt platziert wird. Die Bereiche sollten so ausgewählt werden, dass die Transekte möglichst weit über den Siedlungsbereich der SPF verteilt sind (Abb. 16).
- Kommen in einer SPF weniger als fünf Optimalbereiche vor, werden die vorhandenen Optimalbereiche zur Anlage aller fünf Transekte genutzt, sofern die Größe der Bereiche dies ermöglicht (Abb. 16). Wenn die Gesamtfläche der Optimalbereiche für die Platzierung aller fünf 50 m langen Transekte auch aneinandergehängt und/oder mit kurvigem Verlauf nicht ausreicht, dürfen auch suboptimale Bereiche (Erfüllung der Mindestkriterien ohne großes Potenzial für Wildbienen) ausgewählt werden. Diese Bereiche sollten aber so wenig wie möglich in Anspruch genommen werden (s. auch FAQ für Beispiele).
- Wenn in einer SPF ausschließlich suboptimale Bereiche vorkommen, sollen diese Bereiche beprobt werden. Auch in derartigen Fällen sollten die Transekte möglichst weit über den Siedlungsbereich der SPF verteilt werden.
- Kommen in einer SPF nicht ausreichend viele bzw. große Bereiche vor, die für das Monitoring in Frage kommen (mindestens suboptimale Bereiche, die o. g. Mindestkriterien erfüllen), erfolgt auf diesen SPF lediglich die qualitative Erfassung (s. u.). Für diese SPF soll vor jedem neuen Turnus geprüft werden, ob Bereiche neu entstanden sind, die für Transekterfassungen in Frage kommen (mind. suboptimale Bereiche) und ob die Anlage von fünf 50 m Transekten innerhalb dieser Bereiche möglich ist. Ist dies der Fall, soll auf diesen SPF fortan auch die quantitative Erfassung mittels Transekten durchgeführt werden.
- Als Grundlage für das weitere Monitoring werden die eingemessenen Transekte digitalisiert und kartografisch abgebildet sowie gegebenenfalls im Gelände markiert.
- Die Transekte werden im Laufe des Monitorings grundsätzlich beibehalten. Lediglich zwei Situationen erfordern eine Transektverlegung während des laufenden Turnus bzw. vor dem neuen Turnus: Ein Transekt erfüllt die Mindestkriterien dauerhaft nicht mehr oder bisher beprobte Transekte in suboptimalen Bereichen können durch Transekte in Optimalbereichen ersetzt werden (s. FAQ).
- Qualitative Erfassung: Anlage der in der Regel vier Erfassungsbereiche
 - Auch die qualitativen Erfassungen finden nur innerhalb des Siedlungsbereichs der SPF statt, s. o.
 - Der Siedlungsbereich innerhalb der SPF wird nach augenmaß in vier möglichst gleich große Bereiche eingeteilt (Abb. 17), um eine möglichst gleichmäßige Erfassung der Wildbienen im gesamten Siedlungsbereich und damit standardisierte und vergleichbare Daten zu fördern. In SPF, die nur einen geringen Siedlungsflächenanteil aufweisen (< 25 %) kann auf eine Einteilung des Siedlungsbereichs verzichtet werden.

- Als Grundlage für das weitere Monitoring werden die Erfassungsbereiche für die qualitative Erfassung digitalisiert und kartografisch abgebildet.
- Die festgelegten Erfassungsbereiche sollen langfristig im Monitoring beibehalten werden, sofern sich die Fläche des Siedlungsbereichs innerhalb der SPF nicht deutlich verändert. Neu entstandene Siedlungsbereiche sollen in das nächstgelegene Viertel einbezogen werden. Hat sich die Siedlungsfläche so sehr vergrößert, dass die Viertel nicht mehr ähnlich groß sind (z. B. weil sich die Siedlungsfläche nur in einem Bereich der SPF ausdehnt), sollten eine Anpassung der Viertel vorgenommen und die Anpassung dokumentiert werden.



Abb. 16: Untersuchungsdesign zur quantitativen Erfassung von Wildbienen in Siedlungen am Beispiel von zwei SPF. In jeder SPF werden Wildbienen entlang von fünf 50 m langen Transekten (rote Linien) quantitativ erfasst. Bereiche, die keine siedlungstypischen Nutzungen aufweisen (violett eingefärbt), sollen grundsätzlich vom Monitoring im Rahmen dieses Bausteins ausgeschlossen werden. Darüber hinaus sollen die Transektstandorte weitere Mindestkriterien erfüllen (u. a. öffentliche Zugänglichkeit, hier nicht separat eingefärbt). Prioritär kommen dabei die Bereiche als Transektstandorte in Frage, die ein großes Potenzial als Wildbienenlebensraum aufweisen, zum Beispiel weil sie sehr pflanzenartenreich sind oder sich durch extensive Pflege auszeichnen (Optimalbereiche, grün eingefärbt). Sofern es möglich ist, sollten die Transekte möglichst weit über die Optimalbereiche der SPF verteilt werden (im Idealfall an fünf räumlich getrennten Standorten, s. SPF links). Sind in einer SPF weniger als fünf Optimalbereiche, die für das Monitoring in Frage kommen, vorhanden, sollen die Transekte auf diese Bereiche verteilt werden (sofern es von der Größe her möglich ist). Dabei dürfen Transekte aneinandergehängt werden (s. SPF rechts). Können nicht alle fünf Transekte in Optimalbereichen angelegt werden, dürfen einzelne (möglichst wenige) Transekte außerhalb von Optimalbereichen angelegt werden, die aber die Mindestkriterien erfüllen müssen (suboptimale Bereiche). Sind in einer SPF alle für das Monitoring in Frage kommenden optimalen und suboptimalen Bereiche zu kleinflächig, sodass die Platzierung von fünf 50 m langen Transekten auch im kurvigen Verlauf und/oder aneinandergehängt darin nicht möglich ist, wird auf die quantitative Erfassung verzichtet und lediglich die qualitative Erfassung in der SPF durchgeführt (Luftbilder: ESRI) (© Dr. Merle Streitberger).



Abb. 17: Möglichkeiten der Anlage der Erfassungsbereiche bei der qualitativen Erfassung am Beispiel von drei SPF mit unterschiedlichem Siedlungsflächenanteil. Der Siedlungsbereich (nicht eingefärbter Bereich) innerhalb der SPF wird in der Regel in \pm gleichmäßige Viertel eingeteilt (gelbe Begrenzungen in der linken und mittleren SPF). In Siedlungs-SPF mit geringem Siedlungsflächenanteil (< 25 %; SPF rechts) ist keine Einteilung des Siedlungsbereichs notwendig (Luftbilder: ESRI) (© Dr. Merle Streitberger).

3.5.3 Wie werden die Wildbienen erfasst?

- **Transekterfassung:** Für jedes der fünf 50 m langen und 4 m breiten Transekte (s. Kapitel 3.5.3) werden alle adulten Wildbienenindividuen hinsichtlich ihrer Artidentität separat erfasst, unabhängig davon, ob manche oder alle Transekte aneinanderhängen. Bei jeder Begehung (s. Kapitel 3.5.1) werden die Transekte einzeln in einer Dauer von jeweils 10 Minuten begangen (vgl. Morón et al. 2008, Westphal et al. 2008, Carré et al. 2009 VDI 2016, 2023). Die Erfassung der Wildbienen erfolgt dabei entlang der Transekte in einem gedachten Quader, der sich ausgehend von der kartierenden Person 4 m nach vorne und nach oben sowie je 2 m nach rechts und links erstreckt (Westphal et al. 2008; VDI 2016, 2023). Die in einem Transekt erfassten Wildbienenarten mit den jeweiligen Individuenzahlen können wahlweise entweder transektweise notiert oder punktgenau (z. B. mittels GPS) entlang der Transektmittellinie verortet werden. Die Artbestimmung soll für jedes Individuum (Ausnahmen s. FAQ) und wann immer zuverlässig möglich im lebenden Zustand vor Ort erfolgen (FAQ für weitere Hinweise). Insbesondere bei Arten, deren Bestimmung anzuzweifeln sein könnte (z. B. sehr seltene Arten oder bei Vorkommen außerhalb des bisher bekannten Verbreitungsgebiets oder des bisher bekannten Flugzeitraums), wird die Anfertigung aussagekräftiger Makrofotos als Beleg oder das Sammeln und Archivieren des Individuums als Belegexemplar empfohlen.

Die Zeit, die für Bestimmung, Einfangen, Fotografieren, Konservieren (s. FAQ) von Tieren oder Beschriften von Gefäßen benötigt wird („Handlingzeit“), ist von der 10 minütigen Begehungszeit des Transekts ausgenommen. Dies kann z. B. durch Anhalten einer Stoppuhr für die Dauer der Bestimmungsarbeit oder des Einfangens praktikabel umgesetzt werden. Diese Handlingzeit variiert in Abhängigkeit der konkreten Wildbienenart, da bei diversen Arten für eine genauere Ansprache der Tiere die Individuen mit Keschern gefangen, (nach Möglichkeit lebend) bestimmt und gegebenenfalls fotografiert werden müssen, immer mit sorgfältiger Etikettierung für eine eindeutige Zuordnung zum jeweiligen Transekt und Kartierzeitpunkt.

Bei der Transektbegehung soll der Fokus der Erfassung auf Wildbienen und ihren genauen Individuenzahlen liegen, während die Häufigkeit von Honigbienen (*Apis mellifera*) mithilfe

von Abundanzklassen mit Abstufungen von 50 Individuen (0 - 50, 51 - 100, 101 - 150 Individuen usw.) im Nachgang der Transektbegehung geschätzt wird.

- **Qualitative Erfassung:** Die qualitative Erfassung wird in jeder Erfassungsperiode (Kapitel 3.5.1) in den dafür vorgesehenen Erfassungsbereichen durchgeführt (Kapitel 3.5.2). Sie erfolgt in jedem der vier Erfassungsbereiche einer SPF mit einer Dauer von 40 Minuten (pro SPF also 160 Minuten Gesamtdauer) zzgl. Handlingzeit, s. u.. In SPF mit sehr geringer Siedlungsfläche (< 25 %) muss die Fläche nicht in vier Erfassungsbereiche unterteilt werden; hier sollte die qualitative Erfassung im gesamten Siedlungsbereich innerhalb der Gesamtdauer von maximal 160 Minuten zzgl. Handlingzeit erfolgen. Wenn die kartierende Person bereits vor Ablauf dieser Zeit den Eindruck hat, alle der vorkommenden Arten erfasst zu haben (z. B. weil alle relevanten Strukturen abgesucht und seit mindestens 10 Minuten keine neuen Arten gefunden wurden), kann die Erfassung vorzeitig beendet werden.

Ziel der qualitativen Erfassung ist die möglichst vollständige Erfassung der in der SPF vorkommenden Wildbienenarten. Es sollen daher innerhalb der Erfassungsbereiche möglichst alle öffentlich zugänglichen Bereiche und Strukturen, die für Wildbienen relevant sind, nach Arten abgesucht werden. Hierzu zählen vor allem die Optimalbereiche, die für die quantitativen Erfassungen empfohlen werden (s. o.). Darüber hinaus sollten kleinflächige bzw. temporäre Strukturen und Bereiche, die im Siedlungsbereich eingestreut sind und ein Vorkommen von Wildbienen erwarten lassen, gezielt nach Arten abgesucht werden. Hierzu zählen z. B. besonnte Offenbodenstellen, zugängliche Nisthilfen oder temporäre Ruderalbereiche bzw. sonstige blütenreiche Bereiche.

Die qualitativ erhobenen Arten werden getrennt von den Daten der Transekterfassung dokumentiert. Arten, die bei der Transekterfassung erfasst wurden, fließen nicht automatisch in den qualitativen Datensatz ein – nur die Arten, die bei der qualitativen Erfassung tatsächlich nachgewiesen werden, fließen in den qualitativen Datensatz ein (nur so liefert die qualitative Erfassung unabhängig von der Transekterfassung vergleichbare Daten). Die Transektstandorte sollen daher bei der qualitativen Erfassung mitberücksichtigt werden.

Darüber hinaus gelten viele Vorgaben analog zur Transekterfassung:

- Privatgrundstücke und weitere nicht ohne Weiteres zugängliche Bereiche sollen von der Erfassung ausgeschlossen werden.
- Handlingzeit (s. o.) und Zeit, die gegebenenfalls für Standortwechsel von einem für Wildbienen geeigneten Bereich zum nächsten benötigt wird, soll von der Erfassungszeit ausgenommen werden (die reine Suchdauer beträgt demnach 40 Minuten je Viertel).
- Es sollte angestrebt werden, möglichst viele der Individuen im Feld zu bestimmen (gegebenenfalls mit Fotobelegen bzw. Belegexemplaren kritischer Arten). Tiere, die nicht lebend bestimmt werden können, werden für die Laborbestimmung bzw. genetische Analysen gefangen und entsprechend konserviert.
- **Allgemein:** Neben den erfassten Arten (eine Bestimmung des Geschlechts der beobachteten Individuen ist nicht erforderlich) werden der Name der kartierenden Person, das Kürzel der SPF, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn und Ende der Begehung dokumentiert.

Sollen neben den Wildbienen weitere Stechimmen miterfasst werden, muss für die bundesweite Datenvergleichbarkeit dokumentiert werden, welche Familien der Aculeata systematisch bearbeitet wurden. Die Erfassungsdauer soll nicht verlängert werden.

Weitere Tiere, die in der Handlingzeit oder außerhalb des Transekts/des Erfassungsbereichs beobachtet werden, werden nicht als Monitoringdaten mitaufgenommen (s. FAQ).

Die Nomenklatur der Wildbienen richtet sich nach der zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Liste der Wildbienen.

3.5.4 Erfassung von Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten Erfassungsmethoden dargestellt³⁴. Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier Wildbienen), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden folgende im Siedlungsbereich der SPF obligatorisch (in schwarzer Schrift) oder optional (in grauer Schrift) zu erfassende Umweltparameter definiert:

- **Gesamtdeckung der Blüten und pflanzenartspezifische Blütendeckungen** als Maß für das lokale Blütenangebot, bei jeder der sechs Begehungen direkt vor Ort durch die Wildbienen-Kartierenden zu erheben: Der zum jeweiligen Zeitpunkt hinsichtlich des Blütenangebots für Wildbienen attraktivste Bereich eines jeden Transekts wird ausgewählt (dieser kann, muss aber nicht der im Rahmen der vorherigen Begehung ausgewählte Bereich sein). In einer 3 m x 3 m großen Fläche dieses Bereichs werden die Gesamtdeckung der Blüten und artspezifische Blütendeckungen erfasst (Gräser sind bei der Erfassung beider Parameter ausgenommen).
 - Um den Arbeitsaufwand zu begrenzen, sollen artspezifische Blütendeckungen nur für mengenmäßig relevante Arten (solche mit mindestens 5 % Blütendeckung) geschätzt werden.
 - Die Schätzung der Deckungsgrade erfolgt in Abstufungen von 5 %. Oberhalb von 90 % und unterhalb von 10 % Deckung erfolgt die Schätzung feiner in 2,5 %-Stufen. Zur Ermittlung des Deckungsgrads wird der gesamte Anteil der 3 m x 3 m großen Fläche geschätzt, der durch die Blüten aller bzw. der jeweiligen Pflanzenarten bedeckt ist. Aufgrund von Überlappungen der Blüten kann die Summe der mengenmäßig relevanten Arten größer sein als die Gesamtdeckung der Blüten.
 - Die Nomenklatur der erfassten Pflanzenarten richtet sich nach Metzing et al. (2018).
- **Weitere Informationen:** Weitere Informationen zum Beispiel zu Typ und Ausdehnung von in Transekten, Erfassungsbereichen und/oder der gesamten SPF vorhandenen für Wildbienen relevanten Ressourcen können zusätzlich dokumentiert werden. Falls für den Siedlungsbereich Daten aus dem ÖSM zur Verfügung stehen und älter sind als die Insektendaten (also nicht im selben Jahr erhoben wurden), sollten sie falls möglich durch die

³⁴ Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.

Wildbienen-Kartierenden anhand des Geländeeindrucks auf ihre Aktualität geprüft werden. Falls im Feld erhebliche Abweichungen zu derartigen zur Verfügung stehenden Umweltdaten festgestellt werden, sollten diese z. B. in Form eines Kommentars dokumentiert werden; auch über den Siedlungsbereich hinaus können festgestellte Veränderungen dokumentiert werden, z. B. mittels Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts. Die Prüfung ist nicht obligatorisch. Sollte das ÖSM auf den jeweiligen SPF (noch) nicht umgesetzt werden, ist eine Erhebung entsprechender Daten im Rahmen des IM ebenfalls nicht obligatorisch.

3.5.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.5.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Wildbienen erfasst?

Darf von den oben genannten Kartierzeiträumen (Erfassungsperioden) abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die Erfassungen in den vorgesehenen sechs Kartierzeiträumen stattfinden. Innerhalb der Kartierzeiträume kann der konkrete Tag der Kartierung beliebig terminiert werden, sofern die oben beschriebenen Regelungen zu zeitlichen Abständen zwischen den Kartierungen, Wetterbedingungen usw. eingehalten werden.

Wenn eine Erfassung nicht innerhalb des vorgesehenen Zeitfensters durchgeführt werden konnte (z. B. wegen andauerndem Schlechtwetter, temporär eingeschränkter Begehrbarkeit der Transekte oder krankheitsbedingten Ausfällen der kartierenden Personen), soll die ausgefallene Erfassung so bald wie möglich nachgeholt werden. Eine nicht termingerechte Erfassung beeinträchtigt die Qualität des Datensatzes einer SPF weniger stark als eine fehlende. Die auf den Nachholtermin folgende Erfassung der nächsten Erfassungsperiode sollte innerhalb des für sie vorgesehenen Zeitfensters und nach Möglichkeit frühestens zwei Wochen (s. o.) nach der verspäteten vorherigen Erfassung erfolgen. In Ausnahmefällen darf dieser zeitliche Abstand zur vorherigen Erfassung aber unterschritten werden.

Darf die Anzahl der Kartierzeiträume (Erfassungsperioden) reduziert werden?

Auf SPF in Höhenlagen bis 1.000 m NN darf die Begehungszahl nicht reduziert werden. Ausnahmen stellen nur die SPF in Höhenlagen über 1.000 m NN, insbesondere im hochalpinen Bereich, dar: dort beginnt die Vegetationsperiode in der Regel deutlich später als in tieferen Lagen, wodurch mit einem verkürzten Aktivitätszeitraum der Wildbienen zu rechnen ist. Daher soll für SPF in Höhenlagen von mehr als 1.000 m NN auf Basis von konkreter Höhenlage und Exposition abgeschätzt werden, ob auf der jeweiligen SPF voraussichtlich langfristig sechs Erfassungen im vorgesehenen Rhythmus (in den oben angegebenen sechs vierwöchigen Erfassungsperioden) realisiert werden können, oder ob grundsätzlich ein Durchgang wegen witterungsbedingt zu geringer Wildbienenaktivität entfallen sollte (in der Regel der erste Durchgang im Jahr, sodass die Erfassungen erst mit der Periode 2 ab 22. April beginnen). Sollten die Bedingungen in der SPF sogar die Umsetzung dieser bereits reduzierten

Zahl von fünf Durchgängen grundsätzlich nicht zulassen, ist der Kontakt zum BfN zu suchen (denkbar in Einzelfällen bei Höhenlagen ab ca. 2.500 m NN). Der so für die jeweilige Höhenlagen-SPF optimierte Erfassungsrhythmus sollte im Rahmen des weiteren Monitorings grundsätzlich beibehalten werden – sollten sich die Verhältnisse auf der jeweiligen SPF im Laufe des Monitorings allerdings derart ändern, dass die Wildbienenaktivität voraussichtlich langfristig auch während der ersten Erfassungsperiode (ab 25. März) eine Erfassung sinnvoll erscheinen lässt, sollten die grundsätzlich angestrebten sechs Erfassungen im oben angegebenen Rhythmus dauerhaft umgesetzt werden.

Was passiert, wenn sich während der Erfassung das Wetter so verschlechtert, dass die Standardbedingungen nicht mehr erfüllt sind?

In diesem Fall muss die Erfassung unterbrochen und zu einem späteren Zeitpunkt oder an einem anderen Tag (so schnell wie möglich und nach Möglichkeit innerhalb einer Woche) an der entsprechenden Stelle fortgesetzt werden. Diese Abweichungen vom Standardvorgehen sind entsprechend zu dokumentieren.

FAQ zu Kapitel 3.5.2 – Wo werden die Wildbienen erfasst?

Was steckt hinter den Mindestkriterien und dem Zusatzkriterium für die Auswahl der Transektstandorte?

Transekte dürfen nur innerhalb öffentlich zugänglicher Bereiche platziert werden, da die Einholung von Betretungsgenehmigungen privater Flächen im Siedlungsbereich zu aufwändig und die Betretung privater Flächen gegebenenfalls nicht langfristig konstant möglich wäre. Daher sollen standardisiert alle Transekte immer nur auf öffentlich zugänglichen Flächen platziert werden, auch wenn eine Erfassung auf z. B. privaten Flächen in manchen Fällen möglich oder erstrebenswert erscheint.

Zugunsten der Vergleichbarkeit der Daten verschiedener SPF soll die maximale Gehölzdeckung (75 %) nicht überschritten werden, da unter schattigen Bedingungen in der Regel deutlich weniger Wildbienen vorkommen als in offeneren Bereichen und die Bedingungen vergleichbar sein sollten.

Die Transektstandorte sollten neben der Erfüllung der Mindestkriterien (u. a. die beiden oben genannten Aspekte) möglichst in Bereichen liegen, die ein großes Potenzial als Lebensraum für Wildbienen haben: Aufgrund ihrer hohen Mobilität und Ressourcenorientiertheit konzentrieren sich Wildbienen aktiv auch im Siedlungsraum primär auf für sie relevante Strukturen und Habitate. Dies trifft zum Beispiel auf blütenreiche und/oder offenbodenreiche Biotope zu, da diese aufgrund ihres Nahrungsangebots bzw. ihrer Nistmöglichkeiten als wichtige (Teil-)Lebensräume fungieren (vgl. Wenzel et al. 2020). Im Gegensatz dazu verlassen die meisten Wildbienenindividuen die für Wildbienen unattraktiven Bereiche binnen kurzer Zeit. Aufgrund dieser hohen Mobilität und Ressourcenorientiertheit der Wildbienen sind vor allem die im Fokus dieses Bausteins stehenden für Wildbienen attraktiven Biotope geeignet, Trends von Wildbienen im Siedlungsraum zuverlässig nachzuweisen (sofern entsprechend attraktive Biotope in der SPF existieren).

Was sind Beispiele für Transektverläufe, wenn weniger als fünf Optimalbereiche in der SPF vorkommen?

Zum Beispiel sind ein 100 m und ein 150 m langes Transekt in einer SPF möglich, in der nur zwei Optimalbereiche in der SPF vorhanden sind; auch ein einziges Transekt von 250 m Länge ist zulässig, wenn in einer SPF nur ein einziger Optimalbereich vorkommt – ist dieser groß genug, um alle oder einzelne der Transekte mit Distanz zueinander zu platzieren, ist auch dies möglich (und sogar ausdrücklich empfohlen, wenn sie dadurch den Optimalbereich besser abdecken). Sind die vorhandenen Optimalbereiche allerdings nicht groß genug für die Anlage aller fünf Transekte, dürfen zusätzlich auch „suboptimale Bereiche“ (aber mit Erfüllung der Mindestkriterien) ausgewählt werden. Suboptimale Bereiche sollten aber so wenig wie möglich in Anspruch genommen werden: Kommen in einer Fläche z. B. nur zwei Optimalbereiche vor, in denen sich maximal 4 x 50 m bzw. 200 m Transektlängen platzieren lässt, sollten in diese Bereiche vier der fünf 50 m Transekte gelegt werden, und nur ein Transekt in einen suboptimalen Bereich.

Was passiert, falls ein Transekt nicht mehr oder nicht mehr vollständig begangen werden kann? Was sind Situationen, die eine Verlegung des Transektverlaufs erfordern?

Im Laufe des Monitorings können auf den Transekten Hindernisse entstehen bzw. die Mindestkriterien nicht mehr erfüllt sein (z. B. Sperrung oder Bebauung von Bereichen), die eine Begehung eines oder mehrerer der bisherigen Transekte (ganz oder abschnittsweise) unmöglich machen. In dem Fall sind in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes folgende Optionen zu prüfen:

- Die Kartierung wird – möglichst innerhalb der jeweiligen Erfassungsperiode – zeitlich verschoben (nur sinnvoll, wenn zu erwarten ist, dass die Hindernisse entsprechend kurzfristig bestehen).
- Ist dies nicht möglich, sollen die nicht begehbaren Transekt(abschnitt)e unter folgenden Maßgaben ersetzt werden:
 - I) Die noch begehbaren Transekte werden beibehalten, möglichst auch die noch begehbaren Anteile eines nicht mehr vollständig begehbaren Transekts.
 - II) Die Gesamtlänge der Transekte beträgt weiter 5 x 50 m.
 - III) Bei der Festlegung eines neuen Transekts sind die in Kapitel 3.5.2 genannten Punkte zu beachten.
 - IV) Das neu auszuwählende Transekt liegt dem, das bisher kartiert wurde aber nun nicht mehr begehbar ist, räumlich möglichst nahe und ist ihm in Bestand und Struktur möglichst ähnlich, so dass die (teilweise) Änderung des Transektverlaufs einen möglichst geringen Einfluss auf die Daten hat. Sollte dies (in Teilen) nicht möglich sein, werden auch unähnliche Transekt(abschnitt)e als Ersatz für die nicht begehbaren Abschnitte einbezogen.
 - V) Der neue Transektverlauf wird kartographisch digital dokumentiert und eine neue Transekt-ID vergeben (das ursprüngliche Transekt hat die Nummer A1 bzw. B1, C1, E1 oder F1, wird es zumindest in Teilen verändert, bekommt es die Nummer A2 bzw. B2, C2, D2, E2 oder F2).
- Sollte es auch nicht möglich sein, die nicht begehbaren Transekt(anteile)e nach oben genannten Maßgaben vollständig durch neue zu ersetzen, müssen die Wildbienen ausnahmsweise auf einem kürzeren Transekt bzw. weniger Transekten erfasst werden (Ziel

ist dabei trotzdem, sich der Gesamttransektlänge von 5 x 50 m bestmöglich anzunähern). Im Rahmen der späteren Auswertungen kann dann fallspezifisch entschieden werden, auf welche Weise die Daten verwendet werden. Die qualitative Erfassung findet in jedem Fall statt, auch wenn die Kartierung von Transekten nicht umsetzbar sein sollte.

In der nächsten Erfassungsperiode wird wieder der ursprüngliche Transektverlauf (Transekt-ID A1 bzw. B1, C1, E1 oder F1) kartiert, sofern er wieder begehbar ist. Bestehen die Hindernisse in gleicher Weise fort, wird wieder dem Transektverlauf der letzten Kartierung gefolgt (Transekt-ID A2 bzw. B2, C2, E2 oder F2). Wenn sich im Laufe des Monitorings zeigen sollte, dass ein bestimmtes Transekt in der Mehrzahl der Erfassungsperioden nicht begangen werden konnte, soll die Verlegung dauerhaft gemacht werden.

Ein weiterer Grund für die Verlegung des Transektverlaufs: Wenn in einer SPF in der Vergangenheit suboptimale Bereiche beprobt wurden oder ein Optimalbereich durch Qualitätsverlust dauerhaft zu einem suboptimalen Bereich geworden ist, soll zu Beginn jedes neuen Turnus (aber nicht innerhalb eines Turnus) geprüft werden, ob in der SPF Optimalbereiche vorkommen bzw. neu entstanden sind. Wenn dies der Fall ist, sollen die Transekte der suboptimalen Bereiche so weit möglich in diese Bereiche verlegt werden. Dieses Vorgehen ist der hohen Mobilität der grundsätzlich sehr ressourcenorientierten Wildbienen geschuldet.

Darf ein Transekt ausnahmsweise in Teilen oder gänzlich außerhalb der SPF liegen, wenn die Lage innerhalb der SPF nicht umsetzbar ist?

Eine Lage außerhalb der SPF ist nicht vorgesehen.

FAQ zu Kapitel 3.5.3 – Wie werden die Wildbienen erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.5.4 zu finden.

Geländearbeiten

- GPS-Gerät zum Einmessen bzw. Auffinden der Transekte im Gelände
- Karte (digital oder analog) der 50 m-Transekte und der Einteilung des Siedlungsraums für die qualitative Erfassung
- Gegebenenfalls Material für die dauerhafte Markierung der Transekte (z. B. Holzpflocke), Ersatzmaterial für den Fall fehlender Markierungen
- Kescher, Fanggefäße und Material zur Etikettierung der Fanggläser, um die gefangenen Tiere den Transekten bzw. SPF zuordnen zu können
- Dunkle Kühltasche zur Lagerung gefangener Individuen
- Bestimmungsliteratur
- Kamera mit Makroobjektiv zur Dokumentation besonderer (z. B. seltener) Arten, die lebend bestimmt werden

- Tötungsmittel für die Individuen, die für die Bestimmung im Labor entnommen werden müssen
- Falls DNA-Analysen von Individuen durchgeführt werden sollen: 96 %iger Alkohol zur Konservierung der Tiere

Bestimmungsarbeiten, die nicht im Gelände durchgeführt werden können (z. B. bei Erfordernis von Binokular oder Genitalpräparationen)

- Binokular, Federstahlpinzette, Material für (Genital-)Präparationen wie z. B. Insekten-/Minutiennadeln
- Bestimmungsliteratur

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Welche Qualifikationen werden benötigt?

Für die Erfassung sollte nur Personal eingesetzt werden, das einerseits umfangreiche Erfahrung in der Erfassung und Bestimmung von Wildbienen besitzt (Bestimmung von Wildbienen nicht nur im Labor, sondern auch im Freiland für eine möglichst bestandsschonende Erfassung). Neben taxonomischen Kenntnissen sind andererseits auch (insbesondere für die qualitative Erfassung) umfassende Kenntnisse zu den Lebensraumsansprüchen, Nahrungspräferenzen und Nistrequisiten der regionalen Wildbienenfauna erforderlich. Botanische Kenntnisse sind für die Erfassung des Blütenangebots (s. Kapitel 3.5.2) von Vorteil.

(Wie) Werden Wildbienen aufgenommen, die während der Transekterfassung außerhalb des Transekts/gedachten Würfels, während der qualitativen Erfassung außerhalb des Siedlungsbereichs/Erfassungsbereichs oder während der Handlingzeit (Fang/Bestimmung) gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Transektdaten aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder SPF der zeitliche und flächenmäßige Erfassungsaufwand derselbe ist, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Warum werden Wildbienen mittels Transektbegehungen und qualitativer Suche aufgenommen?

Die Erfassung mittels Transektbegehungen eignet sich besonders gut, um standardisierte quantitative Daten mit Flächenbezug zu generieren. Gerade im Siedlungsraum bietet sich diese Methode besonders gut an, da Datenausfälle bei dieser Methode weniger wahrscheinlich sind als beim Einsatz von Fallen oder Farbschalen, die hier einem erhöhten

Vandalismusrisiko unterliegen. Außerdem wird dadurch voraussichtlich eine Kompatibilität mit dem in Entwicklung befindlichen EU Pollinator Monitoring Scheme (EUPoMS) gegeben sein. Nach aktuellem Stand sind im Rahmen des EUPoMS 500 m lange Transekte zur Erfassung von Bestäubern (u. a. Wildbienen) geplant, die in 50 m-Abschnitte unterteilt werden sollen (Potts et al. 2021). Eine identische Länge der einzelnen Abschnitte des EUPoMS und der Transekte im Baustein 1E wäre eine wichtige Grundlage für die Vergleichbarkeit der Daten.

An jedem Erfassungstermin erfolgt zusätzlich zur Transekterfassung eine zeitstandardisierte qualitative Suche nach Wildbienenarten in dem gesamten Siedlungsbereich der SPF. Ziel der qualitativen Erfassung ist es, die Wildbienenfauna des Siedlungsbereichs der SPF möglichst umfassend zu erfassen.

Diese Kombination von Transektbegehungen und qualitativer Suche ist auch für Baustein 2aA Teil 2 „Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)“ vorgesehen, wodurch Vergleiche der Daten und Langzeittrends dieser sehr unterschiedlichen Habitate ermöglicht werden.

Wie sollen die Wildbienenindividuen bestimmt werden?

Wildbienenindividuen, die nicht auf Anhieb hinsichtlich ihrer Artzugehörigkeit bestimmt werden können, werden mit einem Kescher gefangen und lebend in Gefäßen (z. B. Drosophila-Döschen), mit welchen eine schonende Fixierung der Tiere zur Bestimmung möglich ist und die sich den einzelnen Transekten durch entsprechende Etikettierung zuordnen lassen, aufbewahrt. Die in den Gefäßen aufbewahrten Tiere sollten möglichst in einer kühlen und dunklen Tasche gelagert werden. Nach Beendigung der Transektbegehung werden die eingesammelten Tiere möglichst im lebenden Zustand bestimmt, um sie dann wieder frei lassen zu können. Ist eine Bestimmung im lebenden Zustand nicht möglich, werden die Tiere in etikettierten Gläschen abgetötet (z. B. mit Essigsäureethylester, Ethanol oder Kälte) und konserviert (z. B. durch Einfrieren), um sie dann später im Labor zu bestimmen (VDI 2016, 2023). Sollen die eingesammelten Tiere nicht morphologisch, sondern mit genetischen Methoden (DNA-Barcoding der einzelnen Individuen, optional) bestimmt werden, ist eine direkte Überführung der Tiere nach Abtötung in 96 %igen Alkohol erforderlich, damit das genetische Material konserviert wird. DNA-Metabarcoding von Sammelproben – also z. B. aller bei einer Begehung eingesammelten Individuen – ist jedoch nicht ausreichend, da das Ziel der Transektbegehungen präzise artspezifische Abundanzwerte sind. Mittels Metabarcoding können Abundanzangaben nach jetzigem Entwicklungsstand lediglich in grober Auflösung erzeugt werden. Für die genetische Artbestimmung (nicht verpflichtend) müsste daher ein DNA-Barcoding der einzelnen Individuen durchgeführt werden.

In jedem Fall muss sichergestellt werden, dass die Zuordnung der Tiere bzw. der Bestimmungsergebnisse zu Erfassungsperiode und Transekt erhalten bleibt.

Unabhängig von der Bestimmungsmethode sollten bei kritischen Arten Fotobelege angefertigt bzw. die Individuen als Belegexemplare archiviert werden.

Müssen tatsächlich alle Wildbienenindividuen, die nicht direkt auf Artniveau angesprochen werden können, zur Bestimmung gefangen werden?

Grundsätzlich ist es das Ziel, möglichst alle in den Transekten erfassten Individuen auf Artniveau zu bestimmen. Treten allerdings Individuen in großer Zahl z. B. an bestimmten Nist- oder Nahrungsrequisiten eines Transekts auf, die gegebenenfalls einander sehr ähnlichen

Arten (z. B. derselben Gattung) angehören und nicht auf Anhieb bis auf Artniveau bestimmt werden können, ist es als Ausnahmefall ausreichend, die Individuenzahl unter einem Arbeitsnamen als Artkomplex zu erfassen und stichprobenhaft Individuen eines Artkomplexes zu fangen, um diese auf Artniveau zu bestimmen. Gehören alle stichprobenhaft bestimmten Individuen eines Artkomplexes derselben Art an, können die nicht bestimmten Individuen dieses Artkomplexes ebenfalls dieser Art zugeordnet werden (der Arbeitsname wird also durch den konkreten Artnamen ersetzt) – allerdings muss dokumentiert werden, dass für diese Individuen die Artzuordnung nicht auf ihrer Bestimmung beruht. Gehören die stichprobenhaft bestimmten Individuen eines Artkomplexes verschiedenen Arten an, können die nicht bestimmten Individuen des Artkomplexes den Arten des Artkomplexes entsprechend der jeweiligen relativen Häufigkeit in der bestimmten Stichprobe zugeordnet werden – auch hier muss dokumentiert werden, dass für diese Individuen die Artzuordnung nicht auf einer Bestimmung beruht. Eine derartige Abschätzung bzw. „Hochrechnung“ der Artzugehörigkeit ist nur innerhalb eines Transekts und nicht transektübergreifend möglich.

Muss im Falle einer punktgenauen Verortung der Individuen der GPS-Punkt genau an der Stelle, an der sich das Wildbienenindividuum befindet, gesetzt werden?

Für die Auswertung ist nur die Position der Individuen in Längsrichtung des Transekts wichtig, eine exakte Verortung in Querrichtung ist nicht erforderlich. Folglich kann die kartierende Person für alle seitlich von ihr befindlichen Individuen die Punkte dort setzen, wo sie sich gerade selbst befindet, und braucht nicht zum Aufenthaltsort der Wildbiene hinzugehen.

Ist es möglich, die oben beschriebenen Methoden um zusätzliche Methoden oder Artengruppen zu erweitern, z. B. für länderspezifische Zielstellungen?

Wenn ein Bundesland zusätzliche Methoden zur Erfassung der Insekten anwenden möchte (z. B. Farbschalen), ist es wichtig, dass die Daten methodenspezifisch dokumentiert sind, um zu ermöglichen, die Daten aus den Transekterfassungen und qualitativen Erfassungen in bundesweite Auswertungen einfließen zu lassen. Es muss außerdem vermieden werden, dass sich zusätzliche Methoden auf die Ergebnisse der Transekterfassungen und qualitativen Erfassungen auswirken, insbesondere bei Methoden mit Lockwirkung auf Wildbienen wie Farbschalen oder zum Zwecke des Monitorings ausgebrachte Nisthilfen.

Falls sich ein Bundesland dafür entscheidet, neben den Wildbienen weitere Stechimmen miterfassen zu lassen, sollte dokumentiert werden, welche Familien der Aculeata systematisch bearbeitet wurden. Dies ist wichtig, wenn Daten aus verschiedenen Bundesländern verglichen werden sollen, da nur so nachvollziehbar ist, ob das Fehlen von Arten im Datensatz einer Fläche darauf zurückzuführen ist, dass sie nicht kartiert oder im Transekt trotz Kartierung nicht nachgewiesen wurden. Die Erfassungsdauer wird nicht verlängert: Entweder es kann eine Erfassung der weiteren Artengruppe zeitgleich mit der der Wildbienen ohne Qualitätsverluste realisiert werden, oder die weitere Artengruppe muss separat erfasst werden.

FAQ zu Kapitel 3.5.4 – Erfassung von Umweltvariablen

Welche Informationen können aus den erhobenen Umweltparametern gewonnen werden und warum werden nur vergleichsweise wenige erhoben?

Der Siedlungsbereich zeichnet sich meist durch kleinräumige Struktur- und Biotopheterogenität aus, sodass für belastbare Ergebnisse in vielen Fällen die Aufnahme von Umweltparametern (annähernd) flächendeckend erfolgen müsste. Aus Gründen der Praktikabilität und Umsetzbarkeit des Bausteins wurde die Erfassung von Umweltparametern auf die Gesamtblütendeckung und artspezifische Blütendeckungen in dem für Wildbienen attraktivsten Bereich eines jeden der fünf Transekte pro SPF beschränkt. Aus diesen Deckungsgraden können im Zuge der Auswertung Hinweise darauf abgeleitet werden, welche Pflanzenarten den Blühaspekt zum Erfassungszeitpunkt bzw. über die verschiedenen Erfassungszeitpunkte des Jahres dominierten und wie hoch die Diversität der blühenden Pflanzen war, die gegebenenfalls auch als Anhaltspunkt für die Phytodiversität des Transekts genutzt werden könnte.

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.5.3 zu finden.

- Maßband und Markierungen (z. B. farblich markierte Zeltheringe) zum Abmessen und Abstecken der Bereiche, in denen das Blütenangebot aufgenommen wird
- Gegebenenfalls Literatur und/oder Bestimmungs-App zur Bestimmung der blühenden Pflanzenarten
- Ergebnisse der aktuellsten ÖSM-Kartierungen und, sofern (ergänzende) Kartierungen im Gelände durchgeführt werden sollen, Luftbilder (analog oder digital) mit Verlauf der Transekte

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

3.6 Baustein 1F: Libellen in/an eutrophen Seen (Kleingewässer des FFH-LRT 3150)

Für die Erfassung der Libellen in/an eutrophen Seen sollen alle Kleingewässer (Definition für Kleingewässer s. Kapitel 3.6.2) der vollständigen erweiterten Flächenkulisse zum FFH-LRT 3150 „Natürliche eutrophe Seen mit einer Vegetation des Magnopotamions oder Hydrocharitions“ des FFH-Monitorings genutzt werden (d. h. alle Stichprobeneinheiten außerhalb und innerhalb von FFH-Gebieten)³⁵. Die Erfassung der Libellen erfolgt **mehrmals im Jahr** jeweils **entlang von zwei 25 m langen Transekten (Imagines)** und innerhalb von **zehn 2 m² großen Exuvienerfassungsflächen**, die nach standardisiertem Verfahren am Gewässer angelegt werden. Vorgaben zu Kleingewässerdefinition für diesen Baustein, Zeitpunkten, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in *grauer Schrift* dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder

³⁵ Zukünftig soll überprüft werden, ob diese Auswahl an Kleingewässern dazu geeignet ist, aussagekräftige Ergebnisse hinsichtlich der Grundgesamtheit der Kleingewässer des FFH-LRT 3150 in Deutschland zu generieren. Hierzu bietet sich ein Vergleich der Verteilung der für das Insektenmonitoring ausgewählten Kleingewässer mit der bundesweiten Verteilung der Kleingewässer des FFH-LRT 3150 an. Weicht die räumliche Verteilung der ausgewählten Kleingewässer räumlich stark von der Verteilung der Grundgesamtheit ab (z. B. weil in einem Bundesland nur wenige Kleingewässer in die FFH-Monitoring-Flächenkulisse aufgenommen wurden), sind gegebenenfalls Anpassungen der Flächenkulisse dieses Bausteins erforderlich.

gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).

- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).
- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbar Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbar Individuen werden als nicht bestimmbar Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.6.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Libellen erfasst?

- **Kartierzeiträume im Jahr:** Die Erfassungen erfolgen in sechs Perioden, die jeweils eine Länge von 21 Tagen haben und gleichmäßig über den anzustrebenden Gesamt-Zeitraum von Anfang Mai bis Anfang September verteilt sind. In jeder der sechs Erfassungsperioden wird pro Gewässer je eine Erfassung von Imagines und Exuvien (in der Regel am selben Tag) durchgeführt. Die Erfassungsperioden sind wie folgt terminiert:
 - Periode 1: 01. bis 21. Mai,
 - Periode 2: 22. Mai bis 11. Juni,
 - Periode 3: 12. Juni bis 02. Juli,
 - Periode 4: 03. bis 23. Juli,
 - Periode 5: 24. Juli bis 13. August,
 - Periode 6: 14. August bis 03. September.

Zwei aufeinanderfolgende Erfassungen an einem Gewässer sollten optimalerweise zwei bis vier Wochen auseinander liegen, mindestens jedoch eine Woche und höchstens fünf Wochen. Innerhalb der einzelnen Erfassungsperioden sollten Gewässer im Tiefland nach Möglichkeit zuerst beprobt werden, die höchstgelegenen bzw. in Wärmeungunstlagen gelegenen Gewässer jeweils zum Ende der Erfassungsperioden. Diese Vorgehensweise trägt dem in Abhängigkeit vom regionalen Klima unterschiedlich weiten Fortgang der phänologischen Entwicklung der Libellenfauna Rechnung.

- **Tageszeiten:** In Anlehnung an den niederländischen Standard (Van Swaay et al. 2018) erfolgen die Erfassungen der Imagines zwischen 10 und 17 Uhr. Die Exuvienerfassung kann zu allen Tageszeiten (ausreichende Lichtverhältnisse vorausgesetzt) stattfinden.
- **Wetterbedingungen:** Die Erfassung von Libellenimagines ist wetterabhängig, da die Tiere nur unter günstigen Bedingungen aktiv sind. Erfassungen finden nur statt bei trockenem und windstillem Wetter (max. 5 Beaufort). Die Temperatur sollte mindestens 13 °C betragen. Bei Temperaturen zwischen 13 °C und 17 °C soll nur erfasst werden, wenn die Wolkenbedeckung unter 50 % liegt. Bei Temperaturen über 17 °C darf die Wolkenbedeckung auch höher als 50 % sein. An heißen Tagen (über 30 °C) sollte eine Erfassung während der heißesten Tageszeit vermieden werden. Diese Wetterbedingungen zur Erfassung von Libellen sind an den niederländischen Standard (Van Swaay et al. 2018) angelehnt.
Die Exuvienerfassung kann prinzipiell bei allen Wetterbedingungen (ausreichende Sichtverhältnisse vorausgesetzt) stattfinden. Ausgenommen von einer Erfassung sind jedoch die ersten drei Tage nach einem Starkregenereignis, da hierdurch die Gefahr besteht, dass Exuvien weggeschwemmt werden. Der Mindestabstand von drei Tagen nach einem Starkregenereignis soll gewährleisten, dass repräsentative Exuviendichten wieder vorhanden sind.

3.6.2 Wo werden die Libellen erfasst?

An jedem Gewässer werden zwei Plots angelegt, in denen Transektbegehungen zur Erfassung von Imagines und Exuvienerfassungen durchgeführt werden. Die konkreten Positionen der Plots sind für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten und lediglich relativ zur jeweils aktuellen Uferlinie zu verschieben, sofern nicht zwingende Gründe eine grundlegende Verlegung in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ).

Anforderungen an das zu kartierende Gewässer, die im Rahmen der erstmaligen Gewässer-Auswahl (s. Kapitel 2.2) zu beachten und vor jeder weiteren Kartierung zu überprüfen sind, sind folgende: Es werden in diesem Baustein nur die Gewässer der vollständigen erweiterten FFH-Monitoring-Kulisse beprobt, die

- nach Pardey et al. (2005) als Kleingewässer einzustufen sind, nämlich nicht oder nur selten bis wenig durchströmte Stillgewässer³⁶ natürlichen oder anthropogenen Ursprungs mit einer Fläche zwischen 1 m² und unter 10.000 m² (1 ha). Großgewässer (z. B. Seen und Weiher mit einer Fläche ≥ 1 ha) und Kleinstgewässern (< 1 m²) sind nicht Bestandteil dieses Bausteins.
- groß genug bzw. so geformt sind, dass die beiden vorgesehenen Erfassungsplots (s. u.) ohne Überlappung entlang des Ufers angelegt werden können. Kleingewässer, bei denen bekannt bzw. anhand des Geländeeindrucks anzunehmen ist (z. B. da sie sehr flach sind), dass aufgrund zeitweilig zu niedriger Wasserstände bzw. zu kurzer Ufer infolge sommerlicher Austrocknung die beiden Erfassungsplots nicht durchgängig bzw. ohne Überlappung während der Erfassungszeit am Ufer angelegt werden können, sollten von der Untersuchung ausgeschlossen werden.

³⁶ Staugewässer, die zwar durchflossen werden, aber bei denen nicht der gesamte Wasserkörper in ständiger Bewegung ist, sind eingeschlossen.

Bei der erstmaligen Positionierung bzw. Neuplatzierung der Plots an den Gewässern sind folgende Punkte zu beachten:

- Pro Gewässer werden zwei 25 m lange Plots so angelegt, dass sie jeweils einen 2 m breiten terrestrischen und einen 5 m breiten aquatischen Streifen entlang der Uferlinie umfassen (insgesamt beträgt die Größe eines Plots also 25 m x 7 m) (Abb. 18).
- Nach Möglichkeit wird jeweils ein Plot am West- und Ostufer des Gewässers angelegt.
- Bei der Anlage der Plots sollen keine bestimmten Strukturen gemieden bzw. gezielt aufgesucht werden, damit die Gewässer hinsichtlich ihrer Struktur und Entwicklung möglichst repräsentativ abgebildet werden.
- Falls die Größe und Form des Gewässers es zulassen, sollte ein Abstand von mindestens 10 m zwischen den Plots eingehalten werden. Ist dies nicht möglich, kann das Gewässer trotzdem beprobt werden. Voraussetzung ist, dass sich die beiden Erfassungsplots nicht überlappen.
- Bei der erstmaligen Beprobung wird die Lage des Plots in ein Luftbild eingezeichnet und mit GPS eingemessen, gegebenenfalls werden langlebige Strukturen (z. B. Einzelbäume, Wegekrenzungen o. ä.) als Referenzpunkte für die Lokalisation des Plots dokumentiert, um bei jeder Begehung bzw. in jedem Erfassungsjahr die gleichen Uferabschnitte beproben zu können. Die genaue Lage des jeweiligen Plots orientiert sich allerdings an der Uferlinie und kann aufgrund von Wasserstandsschwankungen kleinräumig variieren.

Bei jeder Begehung ist die Lage des Plots der aktuellen Uferlinie anzupassen, sodass der Plot aus einem 2 m breiten terrestrischen und einem 5 m breiten aquatischen Streifen entlang der Uferlinie besteht.

3.6.3 Wie werden die Libellen erfasst?

- **Exuvienerfassung:** Die Exuvien werden in jeweils fünf $0,5 \text{ m} \times 4 \text{ m} = 2 \text{ m}^2$ großen rechteckigen Flächen pro Plot erfasst (insgesamt pro Gewässer also auf $2 \times 5 \times 2 \text{ m}^2 = 20 \text{ m}^2$). Die fünf Exuvienerfassungsflächen werden innerhalb der Plots in regelmäßigen Abständen (ca. 5,60 m) zueinander entlang der Uferlinie so platziert, dass ihre lange Seite ungefähr im rechten Winkel zur Uferlinie verläuft. Die Flächen sollten immer zentriert am Ufer angelegt werden, d. h. sie umfassen $0,5 \text{ m} \times 2 \text{ m}$ Wasser- und $0,5 \text{ m} \times 2 \text{ m}$ Landfläche (Abb. 18). Da sich die Uferlinie gegebenenfalls von Begehung zu Begehung verändert und sich daher der Plot zur Imaginalerfassung entsprechend verschiebt, kann sich die genaue Lage der Exuvi-enflächen zwischen den Begehungen unterscheiden. Es sollen keine bestimmten Strukturen zur Platzierung der Flächen gezielt ausgesucht bzw. vermieden werden.

Die rechteckigen Flächen werden komplett nach Exuvien abgesucht. Alle gefundenen Exuvien werden eingesammelt, eindeutig beschriftet und später bestimmt. Die Erfassung der Exuvien erfolgt plotspezifisch, d. h. die erfassten Exuvien werden separat für jeden Plot dokumentiert.

Die Exuvienerfassung erfolgt vor der Imaginalerfassung, da durch das Begehen der Uferlinie während der Transekterfassung die Gefahr besteht, dass Exuvien von den Pflanzenstengeln herunterfallen oder zertreten werden.

Bevor mit der Erfassung der Imagines begonnen wird, sollte sich die kartierende Person für mindestens 10 min in einer gewissen Entfernung zum Gewässer aufhalten, damit Imagines, die möglicherweise während der Exuvienerfassung vertrieben wurden, wieder zum Gewässer zurückkehren können.

- **Imaginalerfassung:** Die Transekterfassung findet innerhalb der beiden 25 m langen Plots statt, die sich an unterschiedlichen Uferabschnitten befinden und jeweils einen 2 m breiten terrestrischen und einen 5 m breiten aquatischen Streifen entlang der Uferlinie umfassen (Abb. 18). Groß- und Kleinlibellen werden gleichermaßen innerhalb des gesamten Plots erfasst.

Zur Erfassung der Libellen läuft die kartierende Person den Plot in einer Dauer von 10 Minuten nach Möglichkeit entlang des Ufers in einer Richtung ab und zählt alle Libellenimagines, die sich ausgehend von der Person 5 m nach vorne und nach oben sowie innerhalb des 5 m breiten aquatischen und 2 m breiten terrestrischen Bereichs befinden, getrennt nach Arten. Die Erfassung der Imagines erfolgt plotspezifisch, d. h. die erfassten Imagines werden separat für jeden Plot dokumentiert. Ein erhöhtes Risiko für Doppelzählungen besteht bei Arten, deren Männchen Territorialverhalten (Patrouillieren) aufweisen (Aeshnidae, Corduliidae; vgl. Sternberg & Buchwald 1999). Treten Arten dieser Familien am Gewässer auf, ist besondere Aufmerksamkeit zur Vermeidung von Doppelzählungen erforderlich. Die kartierende Person sollte sich vor der Imaginalerfassung einen Überblick über die sich am Gewässer bzw. Plot aufhaltenden territorialen Männchen verschaffen, um diese Anzahl bei der Erfassung zu berücksichtigen.

Die Zeit, die gegebenenfalls für Fang/Bestimmung von Tieren benötigt wird („Handlingzeit“), ist von der Begehungszeit des Transekts ausgenommen. Dies kann z. B. durch Anhalten einer Stoppuhr für die Dauer der Bestimmungsarbeit oder des Einfangens praktikabel umgesetzt werden.

- **Allgemein:** Neben den erfassten Arten (eine Bestimmung des Geschlechts der beobachteten Individuen ist nicht erforderlich) werden der Name der kartierenden Person, die Bezeichnung der FFH-Monitoringfläche, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn und Ende der Begehung dokumentiert.

Insbesondere bei Arten, deren Bestimmung anzuzweifeln sein könnte (z. B. sehr seltene Arten oder bei Vorkommen außerhalb des bisher bekannten Verbreitungsgebiets oder des bisher bekannten Flugzeitraums), wird die Anfertigung aussagekräftiger Makrofotos als Beleg oder das Sammeln und Archivieren des Individuums als Belegexemplar empfohlen.

Imagines, die in der Handlingzeit oder außerhalb des Transekts beobachtet oder Exuvien, die außerhalb der Exuvienerfassungsflächen beobachtet werden, werden nicht als Monitoringdaten mitaufgenommen (s. FAQ).

Die Nomenklatur richtet sich nach der zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Liste der Libellen.

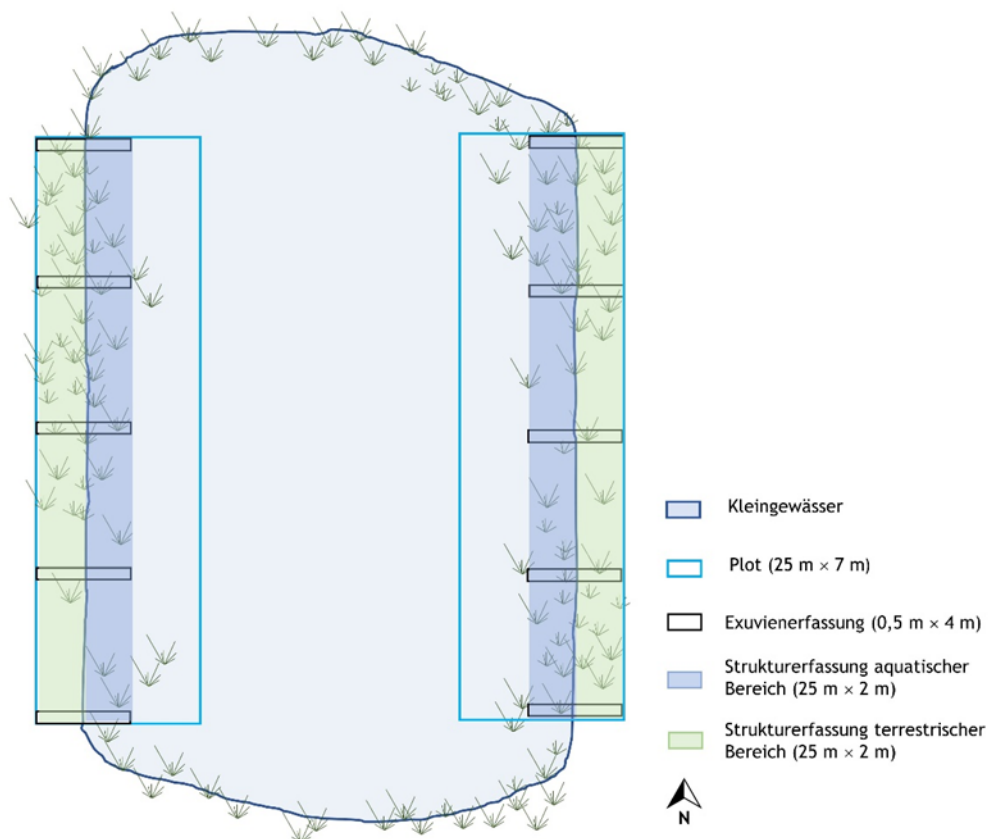


Abb. 18: Untersuchungsdesign zur Erfassung von Libellen und Umweltvariablen an Kleingewässern des FFH-LRT 3150. Entlang der Uferlinie werden zwei Plots möglichst an Ost- und Westufer so angelegt, dass sie jeweils einen 2 m breiten terrestrischen und einen 5 m breiten aquatischen Transektstreifen entlang eines 25 m langen Abschnitts der Uferlinie umfassen (insgesamt also 25 m x 7 m). Auf der gesamten Fläche der Plots werden Imagines erfasst. Für die Erfassung von Exuvien werden je Plot fünf 0,5 m x 4 m große rechteckige Flächen in regelmäßigen Abständen entlang der Uferlinie angelegt. Darüber hinaus wird die Vegetationsstruktur separat für den 2 m breiten terrestrischen und den am Ufer angrenzenden 2 m breiten aquatischen Bereich innerhalb der Plots erfasst (grüne bzw. dunkelblaue Streifen).

3.6.4 Erfassung von Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten Erfassungsmethoden dargestellt³⁷. Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier Libellen), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden folgende auf den Plots bzw.

³⁷ Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.

am beprobten Gewässer obligatorisch (in schwarzer Schrift) oder optional (in grauer Schrift) zu erfassende Umweltparameter definiert:

- **Vegetationsstruktur:** In jedem Monitoringdurchgang werden während der vierten Erfassungsperiode innerhalb der beiden Plots separat für den terrestrischen und aquatischen Erfassungsbereich (jeweils 25 m x 2 m entlang der Uferlinie, Abb. 18) die Deckungsgrade verschiedener Vegetationsparameter geschätzt. Die Aufnahme der Deckungsgrade der einzelnen Parameter erfolgt durch Schätzung (vgl. Behrens & Fartmann 2004a, Fartmann et al. 2012). Dabei werden Abstufungen von 5 % verwendet. Oberhalb von 90 % und unterhalb von 10 % erfolgt die Schätzung feiner in 2,5 %-Stufen. Zur Ermittlung der Deckungsgrade der einzelnen Vegetationsparameter wird der gesamte Anteil des aquatischen bzw. terrestrischen Erfassungsbereichs des Plots geschätzt, der durch den jeweiligen Parameter bedeckt ist. Aufgrund von Überlappungen darf z. B. die Summe aller Vegetationsparameter über 100 % liegen.
 - Im aquatischen Erfassungsbereich jedes Plots werden die Deckungsgrade von Gehölzen (getrennt nach Strauch- und Baumschicht), Schilf- und Rohrkolbenröhricht, Binsen und binsenartigen Gräsern, Wasserlinsen, submerser Vegetation, Algen und emerser Vegetation geschätzt (Tab. 3).
 - Im terrestrischen Erfassungsbereich jedes Plots werden die Deckungsgrade von Gehölzen (getrennt nach Strauch- und Baumschicht), Schilf- und Rohrkolbenröhricht, Binsen und binsenartigen Gräsern und der Feldschicht geschätzt (Tab. 3).
- **Größe des Gewässers:** In der ersten und letzten (sechsten) Erfassungsperiode wird die Größe der Wasseroberfläche des Gewässers ermittelt. Hierfür kann die Uferlinie des Gewässers auf einem Luftbild eingezeichnet bzw. mit GPS-Gerät eingemessen und der Flächeninhalt im GIS berechnet werden. Alternativ kann die Gewässergröße auch mit anderen Methoden, z. B. mithilfe des Einsatzes einer Kameradrohne, ermittelt werden.
- **Vorkommen von Fischen:** Darüber hinaus soll bei jeder Erfassung dokumentiert werden, ob Fische in dem Gewässer vorhanden sind.
- **Weitere Informationen:** Weitere Informationen zum Gewässer oder zur Umgebung des Gewässers können zusätzlich erfasst werden, so können z. B. ATKIS-Daten oder Luftbilder im Hinblick auf die Biotopausstattung durch die Libellen-Kartierenden anhand des Geländeeindrucks auf ihre Aktualität geprüft werden. Falls im Feld erhebliche Abweichungen zu derartigen zur Verfügung stehenden Umweltdaten festgestellt werden, sollten diese z. B. in Form eines Kommentars dokumentiert werden, z. B. mittels Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts. Die Prüfung ist nicht obligatorisch.

Tab. 3: Zu schätzende Deckungsgrade von Vegetationsparametern zur Beschreibung der Vegetationsstruktur im aquatischen (A) und terrestrischen (T) Uferbereich.

Vegetationsparameter	Beschreibung der zu schätzenden Deckungsgrade	A	T
Gehölze	Gesamtdeckung der Gehölze. Dabei werden alle Gehölze, die nicht innerhalb des Plots wachsen, aber mit ihren Ästen über dem Plot hängen, mitbetrachtet. Es werden zwei Werte aufgenommen: Strauchschichtdeckung (d. h. die Deckung aller Gehölze mit einer Wuchshöhe zwischen 0,5 m und 6 m) und Baumschichtdeckung (die Deckung aller Gehölze mit einer Wuchshöhe > 6 m).	X	X
Schilf- und Rohrkolbenröhricht	Gesamtdeckung von <i>Phragmites australis</i> und <i>Typha spec.</i>	X	X
Binsen und binsenartige Gräser	Gesamtdeckung der <i>Eleocharis</i> -, <i>Juncus</i> - und <i>Schoenoplectus</i> -Arten.	X	X
Wasserlinsen	Gesamtdeckung an Wasserlinsen-Arten (z. B. <i>Lemna minor</i>)	X	
Submerse Vegetation	Gesamtdeckung aller submersen Bestandteile von Gefäßpflanzen (v. a. aquatische Pflanzenarten und submerse Pflanzenteile amphibisch lebender Pflanzenarten sowie überstaute terrestrische Vegetation) und Armleuchteralgen. Die submersen Bestandteile von Gehölzen, Schilf- und Rohrkolbenröhricht sowie von Binsen und binsenartigen Gräsern werden dabei nicht berücksichtigt, da deren Gesamtdeckung getrennt geschätzt wird (s. entsprechende Parameter).	X	
Algen	Gesamtdeckung der Algen (Armleuchteralgen ausgenommen).	X	
Emerse Vegetation	Gesamtdeckung aller emersen Bestandteile von Gefäßpflanzen (v. a. aus dem Wasser herausragende bzw. auf dem Wasser liegende Pflanzenteile aquatisch bzw. semiaquatisch lebender Arten). Die emersen Bestandteile von Gehölzen, Schilf- und Rohrkolbenröhricht sowie von Binsen und binsenartigen Gräsern werden dabei nicht berücksichtigt, da deren Gesamtdeckung getrennt geschätzt wird (s. entsprechende Parameter).	X	
Feldschicht	Gesamtdeckung der Feldschicht (Kräuter und übrige Gräser, inkl. Gehölz-Jungwuchs < 0,5 m). Schilf- und Rohrkolben sowie <i>Eleocharis</i> -, <i>Juncus</i> - und <i>Schoenoplectus</i> -Arten (Binsen und binsenartige Gräser) werden dabei nicht berücksichtigt, da deren Deckung getrennt geschätzt wird (s. entsprechende Parameter).		X

3.6.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.6.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Libellen erfasst?

Warum sollen sechs Erfassungen im Jahr erfolgen?

Um ein möglichst vollständiges Artenspektrum zu erfassen, sind mehrere Erfassungen im Jahr notwendig. Dabei ist die von Expert*innen empfohlene Anzahl der Erfassungen grundsätzlich abhängig vom Gewässertyp. Für besonders strukturreiche Stillgewässer werden für die Erfassung von Imagines acht bis neun Begehungen im Zeitraum von März bis Oktober empfohlen; für Kleingewässer sind hingegen fünf bis sieben Begehungen von Mai bis September ausreichend (Schlumprecht 1999). Für das bundesweite Monitoring sollen sechs Erfassungen im Zeitraum von Anfang Mai bis Anfang September erfolgen (vgl. Holtmann et al. 2018, 2019).

Darf von den oben genannten Kartierzeiträumen (Erfassungsperioden) abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die Erfassungen in den vorgesehenen sechs Kartierzeiträumen stattfinden. Innerhalb der Kartierzeiträume kann der konkrete Tag der Kartierung beliebig terminiert werden, sofern die oben beschriebenen Regelungen zu zeitlichen Abständen zwischen den Kartierungen, Wetterbedingungen usw. eingehalten werden.

Wenn eine Erfassung nicht innerhalb des vorgesehenen Zeitfensters durchgeführt werden konnte (z. B. wegen andauerndem Schlechtwetter, temporär eingeschränkter Begehrbarkeit der Transekte oder krankheitsbedingten Ausfällen der kartierenden Personen), soll die ausgefallene Erfassung so bald wie möglich nachgeholt werden. Eine nicht termingerechte Erfassung beeinträchtigt die Qualität des Datensatzes einer Monitoringfläche weniger stark als eine fehlende. Die auf den Nachholtermin folgende Erfassung der nächsten Erfassungsperiode sollte innerhalb des für sie vorgesehenen Zeitfensters und nach Möglichkeit frühestens eine Woche nach der verspäteten vorherigen Erfassung erfolgen. In Ausnahmefällen darf dieser zeitliche Abstand zur vorherigen Erfassung aber unterschritten werden.

Darf die Anzahl der Kartierzeiträume (Erfassungsperioden) reduziert werden?

Da die FFH-Monitoringflächen in Höhenlagen unter 1.000 m NN liegen und dort nicht mit einem verkürzten Aktivitätszeitraum der Libellen zu rechnen ist, sollte die Erfassungszahl in keinem Fall reduziert werden.

Was passiert, wenn sich während der Erfassung das Wetter so verschlechtert, dass die Standardbedingungen nicht mehr erfüllt sind?

In diesem Fall muss die Erfassung unterbrochen und zu einem späteren Zeitpunkt oder an einem anderen Tag (so schnell wie möglich und nach Möglichkeit innerhalb einer Woche) an der entsprechenden Stelle fortgesetzt werden. Diese Abweichungen vom Standardvorgehen sind entsprechend zu dokumentieren.

FAQ zu Kapitel 3.6.2 – Wo werden die Libellen erfasst?

Was passiert, falls ein Plot nicht mehr oder nicht mehr vollständig begangen werden kann?

Falls im Laufe des Monitorings am Gewässer Hindernisse auftauchen (z. B. Bebauung oder Sperrung von Uferabschnitten), die eine Kartierung von einem Plot oder beiden Plots unmöglich machen, sollen in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes folgende Optionen geprüft werden:

- Die Kartierung wird – möglichst innerhalb der jeweiligen Erfassungsperiode – zeitlich verschoben (nur sinnvoll, wenn zu erwarten ist, dass die Hindernisse entsprechend kurzfristig bestehen).
- Ist dies nicht möglich, soll der nicht begehbare Plot unter folgenden Maßgaben ersetzt werden:
 - I) Der noch begehbare Plot wird beibehalten, möglichst auch die noch begehbaren Anteile des nicht mehr vollständig begehbaren Plots.
 - II) Die Ausmaße eines jeden Plots betragen weiter 25 m x 7 m.
 - III) Bei der Festlegung eines neuen Plots sind die in Kapitel 3.6.2 genannten Punkte zu beachten.
 - IV) Der neu auszuwählende Plot liegt dem, der bisher kartiert wurde aber nun nicht mehr begehbar ist, räumlich möglichst nahe und ist ihm in Bestand und Struktur möglichst ähnlich, so dass die (teilweise) Änderung der Plotposition einen möglichst geringen Einfluss auf die Daten hat. Sollte dies (in Teilen) nicht möglich sein, werden auch unähnliche Uferbereiche als Ersatz für den nicht begehbaren Plot einbezogen.
 - V) Die neue Plotposition wird kartographisch digital dokumentiert und eine neue Plot-ID vergeben (der ursprüngliche Plot hat die Nummer A1 bzw. B1, wird der Plot zumindest in Teilen verändert, bekommt er die Nummer A2 bzw. B2).
- Sollte es auch nicht möglich sein, den nicht begehbaren Plot nach oben genannten Maßgaben vollständig durch einen neuen zu ersetzen, müssen die Libellen ausnahmsweise auf einem kleineren bzw. nur einem einzigen Plot erfasst werden (Ziel ist dabei trotzdem, sich der Gesamtfläche von zwei Mal 25 m x 7 m bestmöglich anzunähern). Im Rahmen der späteren Auswertungen kann dann fallspezifisch entschieden werden, auf welche Weise die Daten verwendet werden.

In der nächsten Erfassungsperiode wird wieder der ursprüngliche Plot (Plot-ID A1 bzw. B1) kartiert, sofern er wieder begehbar ist. Bestehen die Hindernisse in gleicher Weise fort, wird wieder der Plot der letzten Kartierung genutzt (Transekt-ID A2 bzw. B2). Wenn sich im Laufe

des Monitorings zeigen sollte, dass ein bestimmter Plot in der Mehrzahl der Erfassungsperioden nicht begangen werden konnte, soll die Verlegung dauerhaft gemacht werden.

Falls die Hindernisse (z. B. Austrocknung) dauerhaft keine oder nur unvollständige Erfassungen am Gewässer zulassen, soll in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes ein Ersatz der FFH-Monitoringfläche geprüft werden. Für die Repräsentativität und Aussagekraft der Daten ist es von großer Bedeutung, dabei nach dem vorgeschriebenen Auswahlverfahren vorzugehen (s. Kapitel 2.3).

Warum soll nach Möglichkeit je ein Plot am Ost- und am Westufer des Gewässers angelegt werden?

Da der Wind in Mitteleuropa überwiegend aus westlicher Richtung kommt, werden durch dieses Vorgehen zwei unterschiedlich stark durch Wellenschlag beeinflusste Ufer berücksichtigt und somit die Wahrscheinlichkeit erhöht, dass unterschiedliche Strukturtypen des Gewässers abgedeckt werden.

FAQ zu Kapitel 3.6.3 – Wie werden die Libellen erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.6.4 zu finden.

Geländearbeiten und Bestimmungsarbeiten im Labor

- GPS-Gerät zum Einmessen bzw. Auffinden der Transekte und Erfassungsplots
- Karte (digital oder analog) der Transekte und Erfassungsplots
- Maßband, Markierungen zur Abgrenzung der Erfassungsplots, Material zum Abgrenzen der Exuvienerfassungsflächen (z. B. große Nägel/Bambusstäbe)
- Fernglas mit Nahfokussierung
- Kescher
- Federstahlpinzette/Pinsel zum Einsammeln von Exuvien (insbesondere von leicht zerbrechlichen Kleinlibellen-Exuvien)
- Fanggefäße/Dosen und Material zur Etikettierung, um die gefangenen/gesammelten Tiere/Exuvien den Transekten bzw. Erfassungsplots zuordnen zu können
- Lupe mit 10-facher Vergrößerung zur Bestimmung von Kleinlibellen
- Kamera mit Makroobjektiv zur Dokumentation besonderer (z. B. seltener) Arten
- Bestimmungsliteratur, z. B. Gerken & Sternberg (1999), Heidemann & Seidenbusch (2002), Brochard et al. (2012 [aktuell vergriffen]) (Exuvien), Dijkstra et al. (2020) (Imagines)
- Geeignetes Desinfektionsmittel für Materialien, Gummistiefel, Wathose und andere Dinge, die in Berührung mit den Gewässern kommen (gegen die Übertragung von Pathogenen in die Kleingewässer)

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum werden Imagines und Exuvien erfasst?

Im Rahmen des Bausteins sollen Imagines und Exuvien erfasst werden, um möglichst umfassende Informationen zur Libellenfauna an Kleingewässern zu erhalten. In Abhängigkeit von der Fragestellung kann es sinnvoll sein, nicht alle am Gewässer erfassten Arten in die Auswertungen einfließen zu lassen, sondern einen Fokus auf dort bodenständig vorkommende Arten zu legen: Es kommt häufig vor, dass Libellenimagines an Gewässern zu finden sind, ohne dass sie das Gewässer für ihre Reproduktion nutzen bzw. sich dort erfolgreich bis zum Imaginalstadium entwickeln. Sie haben je nach Fragestellung somit einen geringeren Wert hinsichtlich Analysen auf der Habitat- und Landschaftsebene als Arten, für die eine Bodenständigkeit (d. h. eine erfolgreiche Reproduktion bis zum Imaginalstadium) an dem untersuchten Gewässer angenommen werden kann. Daher empfiehlt es sich, zusätzlich zu allen beobachteten Arten umfassenden Analysen auch Auswertungen durchzuführen, die spezifisch die als bodenständig nachgewiesenen Arten im Blick nehmen. Hierzu zählen alle Arten, die als Exuvie nachgewiesen wurden, da bei diesen Arten eine erfolgreiche Reproduktion am Gewässer belegt ist. Für Arten, die nicht als Exuvie, sondern nur als frisch geschlüpftes Tier, während der Eiablage oder als Paarungsrad beobachtet werden, ist dies nicht der Fall. Diese Beobachtungen sollten daher von der Betrachtung der bodenständigen Arten ausgeschlossen werden.

Warum werden die Imagines innerhalb der 25 m langen und 7 m breiten Transekte erfasst?

Die Erfassung der Imagines erfolgt in Anlehnung an den Standard des niederländischen Libellenmonitorings (Van Swaay et al. 2018), der in ähnlicher Form auch in anderen europäischen Ländern umgesetzt wird (vgl. Smallshire & Beynon 2010). Der Standard sieht Transekte mit einer Länge von 50 m bis 1.000 m vor; an kleineren Gewässern ist die Anlage kürzerer Transekte mit einer Mindestlänge von 25 m möglich (Van Swaay et al. 2018). Da sich dieser Monitoring-Baustein auf Kleingewässer beschränkt, sollen Transekte mit einer Länge von 25 m verwendet werden, damit möglichst alle Kleingewässer der vorhandenen Stichprobenkulisse im Monitoring berücksichtigt werden können.

In diesem Baustein wird aufgrund besserer Übersichtlichkeit abweichend vom niederländischen Monitoring darauf verzichtet, Kleinlibellen innerhalb einer schmalen Fläche separat von den Großlibellen zu erfassen (s. Bouwman et al. 2009, Van Swaay et al. 2018). Auch im britischen Libellen-Monitoring wird auf eine getrennte Erfassung von Klein- und Großlibellen auf unterschiedlichen räumlichen Ebenen verzichtet. Hier werden alle Arten – wie oben für diesen Baustein beschrieben – auf 7 m breiten Transekten erfasst (BDS 2022). Mit Transektbreiten > 7 m darf nur gearbeitet werden, wenn für die Vergleichbarkeit der Daten dokumentiert wird, ob sich die Libelle innerhalb des 7 m-Transekts aufgehalten hat oder jenseits davon. Andererseits sollte gewährleistet bleiben, dass die Libellen innerhalb des 7 m-

Streifens zuverlässig erfasst werden. Eine Erfassung mit Transektbreiten < 7 m ist nicht möglich.

(Wie) Werden Libellenimagines aufgenommen, die während der Transekterfassung außerhalb des Transekts/gedachten Würfels oder außerhalb der Transekterfassungszeit gesehen werden? Wie werden Libellenexuvien erfasst, die außerhalb der Erfassungsflächen gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Transektdaten bzw. als Exuvienflächendaten aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder FFH-Monitoringfläche der zeitliche und flächenmäßige Erfassungsaufwand derselbe ist, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Ist es möglich, die oben beschriebenen Methoden um zusätzliche Methoden zu erweitern, z. B. für länderspezifische Zielstellungen?

Wenn ein Bundesland zusätzliche Methoden zur Erfassung der Insekten anwenden möchte, ist es wichtig, dass die Daten methodenspezifisch dokumentiert sind, um zu ermöglichen, die Daten aus den oben beschriebenen Erfassungen in bundesweite Auswertungen einfließen zu lassen. Es muss außerdem vermieden werden, dass sich zusätzliche Methoden auf die Ergebnisse der oben beschriebenen Erfassungen auswirken.

FAQ zu Kapitel 3.6.4 – Erfassung von Umweltvariablen

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.6.3 zu finden.

- Maßband und Markierungen (z. B. farblich markierte Zeltheringe) zum Abmessen und Abstecken der Erfassungsflächen
- Luftbild und/oder GPS-Gerät zum Einzeichnen/Einmessen der Uferlinie

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum soll die Größe der Wasseroberfläche in der ersten und letzten Erfassungsperiode ermittelt werden?

Um gegebenenfalls Veränderungen der Gewässergröße im Laufe der Turnusse feststellen zu können, soll die Gewässergröße in jedem Turnus immer in der ersten Erfassungsperiode (also im Mai) erfasst werden. Zusätzlich soll der Gewässerumfang während der sechsten Erfassungsperiode (also im Spätsommer) wie oben beschrieben erfasst werden, um ein Maß für die Stärke der Gewässeraustrocknung bzw. die Größe der amphibischen Zone auch innerhalb eines Erfassungsjahres zu erhalten.

3.7 Baustein 1G: Flugaktive Insekten im Offenland

Die Erfassung der flugaktiven Insekten im Offenland wird auf einer repräsentativen Auswahl (s. Anhang A.1) aller bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF) des Grundprogramms der Schichten „Acker“, „Grünland“, „Sonderbiotop“ und „Sonderkultur“ durchgeführt (vgl. Kapitel 2.1 und Anhang A.1). Die Erfassung erfolgt **während der gesamten Vegetationsperiode** mittels einer **Malaisefalle** pro SPF. Vorgaben zu Erfassungszeitraum, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in grauer Schrift dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).
- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der

Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).

- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbar Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbar Individuen werden als nicht bestimmbar Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.7.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die flugaktiven Insekten erfasst?

- **Kartierzeitraum im Jahr:** Die Malaisefalle wird während der gesamten Vegetationsperiode (etwa von April bis Oktober) durchgehend betrieben, um die flugaktiven Insekten möglichst vollständig zu erfassen. Der Expositionszeitraum gliedert sich in 14 jeweils 14-tägige Intervalle (= Fangperioden), die separat ausgewertet werden mit Blick auf phänologische Informationen und umfassende statistische Auswertungsmöglichkeiten. Die Fallen werden in der Regel zu Ende eines jeden Intervalls (also nach jeweils 14 Tagen Expositionszeitdauer) geleert bzw. ausgetauscht³⁸, eventuelle Abweichungen sind so genau wie möglich zu dokumentieren. Eine Synchronisation mit den Bodenfallenleerungen im Baustein 1C „Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald“ (ebenfalls 14-tägige Fangperioden) wird empfohlen.
- **Tageszeiten:** Grundsätzlich ist die Exposition bzw. Leerung der Fallen tageszeitenunabhängig. Im Idealfall erfolgen aber Exposition und Leerung einer Falle jeweils zur ähnlichen Tageszeit, um den Expositionszeitraum nicht unnötigerweise zu verkürzen oder zu verlängern.
- **Wetterbedingungen:** Die Methode ist weitestgehend wetterunabhängig. Lediglich nach Starkregenereignissen oder Stürmen empfiehlt sich eine Kontrolle der Malaisefallen.

3.7.2 Wo werden die flugaktiven Insekten erfasst?

In jeder SPF wird eine Malaisefalle aufgestellt (Abb. 19, Abb. 20). Der konkrete Malaisefallenstandort einer jeden SPF ist für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern der Standort weiterhin den obligatorischen und möglichst auch den fakultativen Anforderungen entspricht und nicht zwingende Gründe eine Verlegung des Fallenstandorts in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ).

Im Rahmen der erstmaligen Standortauswahl sollte die Falle nach Möglichkeit zentral innerhalb der SPF positioniert werden für eine enge räumliche Korrelation mit den im Rahmen

³⁸ Ein Austausch von Fangflaschen gegen saubere Flaschen ist die sicherste Methode, Verfälschungen der Datensätze der verschiedenen Fangperioden durch Verunreinigungen zu vermeiden, wie sie bei Leerung mit direkter Weiterverwendung der benutzten Fangflaschen vorkommen können (überdies erhöht ein Umfüllen der Fänge vor Ort das Risiko von Datenverlusten). Wenn Metabarcoding durchgeführt werden soll, ist auf Sterilität der Fangflaschen zu achten. Da das Metabarcoding getrennt nach Fangperioden erfolgen soll (vgl. Abschnitt „Artbestimmung“), müssen für jede Fangperiode sterile Flaschen eingesetzt und auf eine Leerung mit direkter Weiterverwendung der benutzten Flaschen verzichtet werden.

anderer Monitoringprogramme auf der SPF erhobenen Umweltdaten. Zur Auswahl des konkreten Malaisefallenstandorts innerhalb der SPF sollen die weiter unten in Kapitel 3.7.3 im Absatz „Exposition“ aufgeführten Kriterien berücksichtigt und bei jeder weiteren Exposition geprüft werden. Falls sich zentral in der SPF kein gemäß diesen Kriterien geeigneter Fallenstandort befindet, sollte die Falle am nächstgelegenen geeigneten Standort und nach Möglichkeit mit einem Mindestabstand von 200 m zum Rand der SPF aufgestellt werden (Abb. 20). Die Position der Malaisefalle wird in ein Luftbild eingezeichnet und mit GPS möglichst genau eingemessen, um eine Beprobung desselben Standorts in den Folgejahren sicherzustellen.

3.7.3 Wie werden die flugaktiven Insekten erfasst?

Nach standardisiertem Verfahren wird pro SPF eine Malaisefalle exponiert und regelmäßig geleert. Die Auswertung der Fänge umfasst mindestens die Biomasseermittlung und die Erstellung von Artenlisten z. B. mittels Metabarcoding (optional können auch die einzelnen Individuen einer oder mehrerer Artengruppen bestimmt und so quantitative Angaben erzielt werden, z. B. durch morphologische Bestimmungen wie für die Wildbienen empfohlen):

- **Fallentyp:** Für das Monitoring wird das Standardmodell des Entomologischen Vereins Krefeld e.V. (EVK) genutzt (Ssymank et al. 2018). Es handelt sich hierbei um ein hinsichtlich der Vergleichbarkeit der Fangergebnisse optimiertes Townes-Modell (Townes 1972) mit einem weißen Dach, festem Bodenkontakt durch überlappenden zusätzlichen Stoff und standardisiertem Fangkopf. Die Abmaße und Bauweise des Modells können Ssymank et al. (2018) entnommen werden. Fallen mit den Maßen des EVK sind käuflich erwerblich. Als Fangflüssigkeit wird vergälltes (1 Vol.-% MEK) Ethanol (96 %) verwendet (Ssymank et al. 2018). Bei 14-tägigen Fangperioden wie im Falle dieses Bausteins empfehlen Ssymank et al. (2018) 500 ml große Fangflaschen im zeitigen Frühjahr und Herbst bzw. 1 l große Fangflaschen im Sommer. Ssymank et al. (2018) empfehlen außerdem insbesondere für beweidete Flächen, die Falle mit einem einfachen dreidrahtigen Zaun zu schützen.
- **Exposition:** Das erstmalige Ausbringen der Malaisefalle muss durch eine Person mit entsprechenden Fachkenntnissen durchgeführt werden. Die konkrete Position der Falle innerhalb der SPF liegt, sofern dieser Baustein des IM in der Vergangenheit bereits umgesetzt wurde, den zuständigen Naturschutzfachbehörden der Länder vor. Sie ist für aussagekräftige Datenreihen langfristig beizubehalten, sofern nicht zwingende Gründe eine Verlegung der Fallen in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ). Folgende Punkte sind bei jeder Exposition der Fallen zu prüfen bzw. bei einer Neuplatzierung zu beachten:
 - Bei Neuplatzierung werden die Koordinaten des Standorts mittels GPS eingemessen und im Idealfall für eine genauere Verortung Magnete in den Boden eingelassen oder die Position für die Folgejahre auf andere geeignete Weise markiert und/oder dokumentiert.
 - Platzierung möglichst zentral in der SPF (Abb. 20).
 - Der Standort der Malaisefalle muss zwingend voll besonnt sein. Nordexponierte (v. a. steile) Hänge sollten gemieden werden, da sie aufgrund der geringen Sonneneinstrahlung weniger gut für Erfassungen geeignet sind (Ssymank et al. 2018).
 - Es sollten nach Möglichkeit Standorte gewählt werden, auf denen auch langfristig ein möglichst geringes Risiko für Nutzungskonflikte herrscht (z. B. Säume oder ungenutzte Randbereiche von Flächen). Auf landwirtschaftlich genutzten Flächen kann der Betrieb

der Malaisefalle mit hohem Aufwand verbunden sein durch gegebenenfalls erforderliche Einzäunung der Falle auf beweideten Flächen oder durch temporären Fallenabbau während Bewirtschaftungsereignissen, in jedem Fall sollte die (landwirtschaftliche) Nutzung durch die Untersuchung nicht unzumutbar eingeschränkt werden. Es empfiehlt sich, die Fallen mit einem Hinweisschild zu versehen, auf welchem genauere Hintergrundinformationen zum Vorhaben und Ansprechpartner*in aufgeführt werden, um das Vandalismusrisiko zu minimieren.

- Zu allen größeren biotischen (z. B. Hecken, Gebüsche, Baumgruppen) oder abiotischen (z. B. Mauern, Feldscheunen) permanent (während der ganzen Vegetationsperiode) vorhandenen Strukturen, die in ihrer größten Ausdehnung > 5 m lang und > 1 m hoch sind, sollte möglichst ein Mindestabstand von 25 m eingehalten werden. Solche Strukturen können je nach Orientierung relativ zur Falle Einflugbarrieren oder Leitlinien für Insekten darstellen und so das Fangergebnis negativ oder positiv beeinflussen.

In einem Radius von 3 m um die Falle sollten nach Möglichkeit keinerlei Einflugbarrieren oder Leitlinien mit einer Ausdehnung > 2 m und einer Höhe > 0,5 m vorhanden sein – auch keine Brennessel-/Hochstaudenfluren, Feldfrüchte oder sonstigen Barrieren, selbst wenn sie die genannten Grenzwerte nur zu bestimmten Zeiten des Beprobungszeitraums überschreiten. Wenn die Krautschichthöhe großflächig in einem Umkreis von 3 m um die Falle über 0,5 m hoch ist, sollte sie nach Möglichkeit in diesem Bereich auf eine Höhe von 10 cm zurückgeschnitten werden, um zu verhindern, dass die Vegetation als Einflugbarriere wirkt. Gleiches gilt auch, wenn die Falle durch einzelne aufkommende Pflanzen (z. B. Hochstauden, Brennesseln) zugewuchert wird, und dadurch verhindert wird, dass Fluginsekten in die Falle gelangen. Bei schnell nachwachsender Vegetation kann es erforderlich sein, das Zurückschneiden der Vegetation während des Erfassungszeitraums mehrfach zu wiederholen.

- Die Fangflasche wird nach Süden (mit Kompass eingemessen) ausgerichtet. Ist dies nicht möglich, sollte sie zum maximal möglichen Lichteinfall ausgerichtet sein (Ssymanck et al. 2018).
- Die Mittenwand der Falle wird durchgängig mit dem Boden fest verbunden, damit keine Insekten unten durchfliegen oder -krabbeln können.
- Es empfiehlt sich insbesondere für Sonderstandorte und in Hangsituationen, die aufgebaute Falle mit Fotos zu dokumentieren, um in jedem Monitoring-Durchgang einen einheitlichen Fallenaufbau zu gewährleisten.
- Es wird eine sterile Fangflasche an der Malaisefalle angebracht. Die Fangflasche wird eindeutig beschriftet: Außen mit einem wasserfesten Stift oder Etikett, innen mit einem Etikett aus festem (ca. 200 g/m²) Papier (Beschriftung mit Bleistift). Zu vermerken sind mindestens die Nummer der SPF und die Fangperiode. Die Fangflasche wird zu mindestens drei Viertel mit Fangflüssigkeit (s. o.) befüllt und mit kaschierter Alufolie ummantelt, damit das Probenmaterial vor hohen Temperaturen und Sonneneinstrahlung geschützt ist.
- Weitere Hinweise zum Aufbau und Betrieb der Fallen können Ssymanck et al. (2018) entnommen werden (s. S. 5 f.). Ein Anleitungsvideo des EVK zum Aufbau der Fallen findet sich unter <http://www.entomologica.org/vd/malaise-trap01.mp4>.

- **Leerung:** Die regelmäßig erforderlichen Leerungen der Malaisefallen können durch geschulte Hilfskräfte durchgeführt werden. Folgt auf die Leerung eine weitere Fangperiode (Leerungsintervall), sind die Fallen neu zu aktivieren und dabei auch die unter „Exposition“ genannten Aspekte zu beachten.
 - Jeweils nach Ende einer Fangperiode wird die Fangflasche der Falle entnommen³⁹, auf eindeutige Beschriftung geprüft bzw. eindeutig beschriftet, gegebenenfalls mit Fangflüssigkeit aufgefüllt und fest verschlossen.
 - Anschließend wird eine neue, sterile, mit Fangflüssigkeit befüllte, eindeutig beschriftete Fangflasche an der Malaisefallen angebracht und die Falle für die nächste Fangperiode exponiert (s. o.) bzw. die Falle abgebaut, wenn keine weitere Fangperiode folgt.
 - Eventuelle Beeinträchtigungen, Beschädigungen, Ausfälle, Unterbrechungen der Expositionsdauer und sonstige Besonderheiten (wie niedrige Füllstände der Fangflasche oder Nutzungsereignisse im näheren Fallenumfeld), die beim Leeren einer Falle bemerkt oder vermutet werden, sollten unter Angabe der SPF und Fangperiode bzw. eines konkreten Datums dokumentiert und alle Beeinträchtigungen mit Einfluss auf die Fängigkeit der Falle umgehend behoben werden.
- **Aufbereitung und Konservierung des Probenmaterials:** Das entnommene Probenmaterial sollte nach der Entnahme im Gelände möglichst zeitnah (max. eine Woche nach Entnahme im Gelände) aufbereitet werden, um keine Verschlechterung des Erhaltungszustandes von DNA und morphologischen Merkmalen des Probenmaterials zu riskieren und das Probenmaterial bestmöglich zu konservieren. Es ist es wichtig, mit sterilem Material zu arbeiten, um DNA-Kontamination des Probenmaterials zu verhindern.
 - Entfernung von Verunreinigungen: Um aussagekräftige, unverfälschte Biomasse-Werte für die Arthropoden zu ermitteln, müssen vor den Wiegungen zwingend alle Tiere, die keine Arthropoden sind (z. B. Nacktschnecken) und sonstigen Bestandteile aus der Probe entfernt werden z. B. in einer flachen Fotoschale.
 - Konservierungsflüssigkeit: Austausch der Fangflüssigkeit durch Konservierungsflüssigkeit (ebenfalls vergälltes Ethanol, 96 %, 1 Vol.-% MEK) durch Abschütten der Probe über einem Sieb (Maschendrahtweite < 0,5 mm) und Rückgabe der Arthropoden mittels Trichter in eine sterile, eindeutig beschriftete und Konservierungsflüssigkeit befüllte PE-Flasche (Abb. 21). Wichtig ist, dass die Flaschen nicht bis zum Rand mit Tieren befüllt sind, sondern ein deutlicher Überstand der Konservierungsflüssigkeiten in den Flaschen gegeben ist. Sicherheitshalber sollte die aufgefangene Fangflüssigkeit auf kleine Insekten, die durch das Sieb hindurch gelangt sein könnten, kontrolliert werden.
- **Bestimmung der Biomasse:** Nach der Aufbereitung des Probenmaterials erfolgt die Biomasse-Ermittlung (Abb. 21). Dieser Schritt sollte frühestens eine Woche nach der Überführung in frischen Alkohol erfolgen, damit sich im Probenmaterial eine Alkoholsättigung

³⁹ Da DNA-Analysen des Probenmaterials erfolgen sollen, muss darauf geachtet werden, dass die Proben nicht mit DNA aus anderen Proben (zum Beispiel der vorhergehenden Fangperiode) oder sonstigen Quellen verunreinigt werden. Daher ist es zwingend erforderlich, dass die Flaschen nach jeder Fangperiode ausgetauscht werden und sterile Fangflaschen für die nächste Fangperiode eingesetzt werden. Die Flaschen sollten nicht im Gelände geleert und zur direkten Wiederverwendung mit frischer Fangflüssigkeit befüllt werden. Hierdurch besteht das Risiko, dass die Flasche mit DNA-Material aus der vorherigen Fangperiode verunreinigt ist.

einstellt. Die Bestimmung des „Abtropfgewichts“ erfolgt nach standardisiertem Vorgehen für jede der 14 Proben einer SPF separat. Eventuell im Probenmaterial befindliche Präimaginalstadien werden mitgewogen. Es ist es wichtig, mit sterilem Material zu arbeiten, um DNA-Kontamination des Probenmaterials zu verhindern. Die Biomassebestimmung erfolgt analog zu den Bausteinen 1C, 1D und 2aB nach Ssymank et al. (2018) (s. auch <http://www.entomologica.org/vd/biomass01.mp4>):

- Vor dem Wiegen wird das Material über einem standardisierten Edelstahl-Sieb abgeschüttet (Durchmesser ca. 20 cm, Maschenweite < 0,5 mm). Dabei hängt das Sieb in einer Vorrichtung aus Glaskolben, Kunststoff- und Glastrichter, sodass die Konservierungsflüssigkeit aufgefangen und der Glastrichter durch den Kunststofftrichter innerhalb des Kolbens zentriert und stabilisiert wird. Gegebenenfalls im Aufbewahrungsgefäß verbliebene Individuen werden mit frischer Konservierungsflüssigkeit (s. o.) in das Sieb gespült. Sicherheitshalber sollte die aufgefangene Konservierungsflüssigkeit auf kleine Insekten, die durch das Sieb hindurch gelangt sein könnten, kontrolliert werden. Falls darin Insekten enthalten sind, sollten sie der Probe vor der Biomassewiegung wieder zugefügt werden.
- Für die Messung wird das Sieb in eine auf der Waage stehende Schale gehängt. Die Gewichte von Sieb und Schale müssen vom Messergebnis abgezogen werden. Nach Ssymank et al. (2018) wird das Probenmaterial gewogen, wenn die Tropfenfolge mehr als 10 Sekunden beträgt. Diese Tropfenfolge hat sich bei der Verwendung von 80 %igem Alkohol als Konservierungsflüssigkeit bewährt (Ssymank et al. 2018). Die hier verwendeten Flüssigkeiten haben nur unwesentlich höhere bzw. niedrigere Alkoholgehalte, daher soll die gleiche Vorgehensweise verwendet werden (d. h. die Biomassewiegung findet statt, wenn die Tropfenfolge mehr als 10 Sekunden beträgt). Die Messgenauigkeit sollte 0,1 g betragen. Bei sehr geringen Biomassen können bei Bedarf auch genauere Messergebnisse (< 0,1 g) dokumentiert werden.
- Nach der Wiegung werden die gewogenen Tiere in die beschrifteten Aufbewahrungsgefäße zurückgefüllt und es wird so viel frische Konservierungsflüssigkeit (s. o.) zugegeben, dass ein deutlicher Flüssigkeitsüberstand entsteht.
- **Artbestimmung:** Es sollen mindestens Artenlisten der Fänge z. B. mittels Metabarcoding erstellt werden. Optional können auch die einzelnen Individuen bestimmt und so quantitative Angaben erzielt werden, z. B. durch morphologische Bestimmungen. Dies wird für Wildbienen empfohlen, s. u.. Dabei soll das Probenmaterial jeder einzelnen Fangperiode als Einzelprobe analysiert werden, um möglichst fein aufgelöste Daten hinsichtlich phäologischer und taxonomischer Aspekte zu erhalten. Es ist es wichtig, mit sterilem Material zu arbeiten, um DNA-Kontamination des Probenmaterials zu verhindern.
 - Die Artbestimmung erfolgt nach der Biomasseermittlung.
 - Metabarcoding:
 - Proben, in denen die tierische Biomasse ein Volumen von 500 ml überschreitet, sollten vor dem Metabarcoding einer Größenfraktionierung unterzogen werden, da kleine Individuen bzw. seltene Arten in biomassereichen Proben nicht zuverlässig detektiert werden. Dabei werden kleinere und größere Individuen voneinander getrennt, und die beiden Teilproben einzeln analysiert. Die Größenfraktionierung wird von DNA-Analyse-Laboren angeboten.

- Bislang fehlt ein standardisiertes Verfahren für das Metabarcoding von Sammelproben, welches laborübergreifend angewandt wird (Leese et al. 2020, 2023). Für das IM ist jedoch ein standardisiertes Laborprotokoll erforderlich, um bundesweit vergleichbare Daten zu erhalten. Unter anderem zu taxonomischen Markern, Primern und Sequenziertiefe müssen Standards entwickelt werden (vgl. Leese et al. 2020, 2023). Wichtig für ein Langzeitmonitoring ist allerdings auch, dass der zu entwickelnde Methodenstandard langfristig beibehalten werden kann und nicht regelmäßig an neue methodische Entwicklungen angepasst werden muss. Darüber hinaus ist eine bundesweite Checkliste mit integrierter Synonymverwaltung erforderlich, um Datensätze mit gegebenenfalls unterschiedlicher Nomenklatur zusammenführen zu können.
- Solange noch keine Analysestandards für das Metabarcoding etabliert sind, sollten die verwendeten Methoden und technischen Geräte genau dokumentiert werden. Dies ist erforderlich, um später die Vergleichbarkeit zwischen Metabarcoding-Daten aus unterschiedlichen Bundesländern und Zeitpunkten beurteilen zu können.
- Morphologische Bestimmung:
 - Grundsätzlich wird die aufwändigere morphologische Bestimmung gegenüber genetischen Methoden wie dem Metabarcoding empfohlen, da nach aktuellem Stand nur durch morphologische Bestimmung Häufigkeiten (Individuenzahlen) der einzelnen Arten ermittelt werden können, die für das Monitoring einen großen Wert haben.
 - Um quantitative Daten von zu mindestens einer Artengruppe zu erhalten, wird die Aussortierung der Wildbienen für die morphologische Bestimmung inklusive Angaben zu Individuenzahlen aus dem Probenmaterial empfohlen. Um den Aufwand zu reduzieren, kann sich dabei auf jede zweite Fangperiode beschränkt werden (beginnend ab der ersten Fangperiode, d. h. aus der 1., 3., 5. usw. Probe) (Abb. 21).
 - Die Aussortierung der Wildbienen (und bei Bedarf weiterer morphologisch zu bestimmender Artengruppen) muss nach der Biomasse-Ermittlung (und vor der Probenteilung – falls diese durchgeführt wird, s. u.) erfolgen.
 - Die Wildbienen und gegebenenfalls weitere morphologisch zu bestimmende Artengruppen sollen getrennt nach Fangperiode aufbewahrt und bestimmt werden, um möglichst vielfältige Analysen (z. B. zu phänologischen Aspekten) durchführen zu können.
 - Die Nomenklatur der morphologisch bestimmten Wildbienen richtet sich nach der zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Liste der Wildbienen.
 - Auch bei diesem Prozess ist es wichtig, mit sterilem Material zu arbeiten, um DNA-Kontamination des restlichen Probenmaterials zu verhindern.
- Archivierung/Rückstellung von Probenmaterial:
 - Aufgrund des bislang noch nicht etablierten Laborprotokolls und der sich in Entwicklung befindenden Methodik des Metabarcodings ist es aus fachlicher Sicht empfehlenswert, Probenmaterial zu konservieren, um Material für zukünftige Analysen zur Verfügung zu haben, z. B. wenn ein Laborstandard etabliert ist bzw. die Methodik des Metabarcodings weiterentwickelt wurde.

- Bei der Konservierung von nicht homogenisierten Probenmaterial könnten später außerdem morphologische Bestimmungen von Artengruppen durchgeführt und Belegexemplare separiert werden.
- Für das Zurückstellen von nicht homogenisiertem Probenmaterial kann z. B. eine standardisierte Probenteilung durchgeführt werden, bei der das Probenmaterial jeder Fangperiode in zwei möglichst gleiche Hälften getrennt wird. Um die Probenteilung vorzunehmen, empfiehlt es sich, den EVK zu konsultieren, der eine Methodik zur standardisierten Teilung von Malaisefallenproben entwickelt hat. Da das Zurückstellen von Probenmaterial v. a. hinsichtlich der Lagerung des Materials mit logistischem Aufwand verbunden ist, soll das Zurückstellen des Probenmaterials bzw. die Probenteilung den Ländern freigestellt sein. Falls eine Probenteilung durchgeführt wird, sollte sie immer erst nach der Biomassewiegung und nach der (optionalen) Aussortierung von Wildbienen erfolgen.



Abb. 19: Für das Monitoring flugaktiver Insekten wird das Standardmodell der Malaisefalle des Entomologischen Vereins Krefeld e.V. (EVK) genutzt. Es handelt sich hierbei um ein hinsichtlich der Vergleichbarkeit der Fangergebnisse optimiertes Townes-Modell mit einem weißen Dach, festem Bodenkontakt durch überlappenden zusätzlichen Stoff und standardisiertem Fangkopf (© Foto: Dr. Franz Löffler).



Abb. 20: Platzierung der Malaisefalle (rotes Dreieck) innerhalb einer SPF (weißes Quadrat). Die Falle sollte möglichst zentral innerhalb der SPF platziert werden. Nach Möglichkeit sollte sie mit einem Mindestabstand von 200 m zum Rand der SPF aufgestellt werden (also hier innerhalb des roten Quadrats). Der blaue Kreis markiert das nähere Fallenumfeld, in dem die Phyto-diversität und von für viele flugaktive Insekten (insbesondere Wildbienen) relevante Strukturen und Habitatrequisiten erfasst werden sollen (Radius = 25 m). Der gelbe Bereich (Radius = 100 m) markiert das weitere Fallenumfeld, in dem optional weitere Umweltvariablen erfasst werden können (Luftbild: ESRI) (© Dr. Merle Streitberger).

- **Allgemein:** Neben den oben genannten Parametern werden der Name der fallenbetreuenden Person, das Kürzel der SPF, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn der Begehung (Exposition und/oder Leerung) dokumentiert.

Da genetische Analysen durchgeführt werden, ist bei allen Arbeiten (in Feld und Labor!) auf die Sterilität von Fanggefäßen, Trichtern und weiteren Materialien und Werkzeugen zu achten, um die Proben nicht mit DNA zu verunreinigen und Ergebnisse nicht zu verfälschen (Ssymank et al. 2018). Dafür können Materialien verwendet werden, die sich z. B. durch Spülung und Hitze sterilisieren lassen, wie hitzestabiles Laborglas oder Edelstahl.

Die dauerhafte Aufbewahrung der Proben ermöglicht die Ergebnisüberprüfung und, sofern die Proben nicht homogenisiert wurden, die taxonomische Bearbeitung weiterer Artengruppen zu einem späteren Zeitpunkt und wird daher empfohlen.

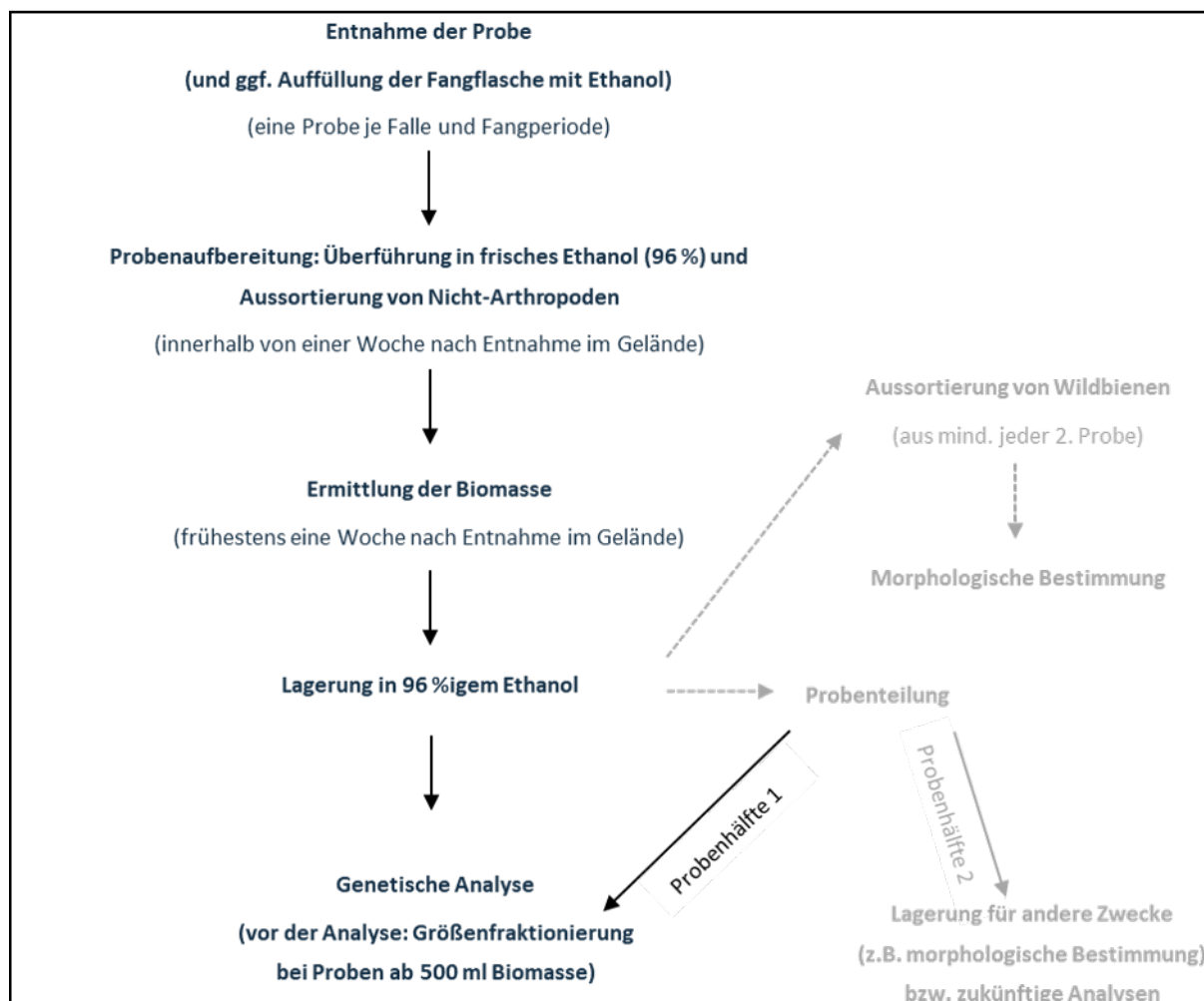


Abb. 21: Arbeitsablauf für die Aufbereitung und Analyse des Probenmaterials einer Fangperiode einer Malaisefalle. Durchgezogene Linien und schwarze Schrift repräsentieren obligatorische Arbeitsschritte, gestrichelte Linien und graue Schrift stellen optionale Zusatzschritte dar. Sofern eine Probenteilung erfolgt, kann eine der Probenhälften dem Metabarcoding zugeführt werden, die andere Hälfte kann für andere Zwecke (z. B. zukünftige morphologische Artbestimmungen) verwendet oder für zukünftige Analysen eingelagert werden. Wichtig ist, dass bei allen Arbeitsschritten (mit Ausnahme der morphologischen Bestimmung) mit sterilem Material gearbeitet wird, um DNA-Verunreinigung des Probenmaterials durch andere Proben zu vermeiden und das Ergebnis der genetischen Analyse nicht zu verfälschen.

3.7.4 Erfassung von Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten Erfassungsmethoden dargestellt⁴⁰. Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden

⁴⁰ Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.

Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier flugaktive Insekten mit Fokus auf Wildbienen für den Fall ihrer optionalen detaillierten Auswertung), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden folgende am Fallenstandort, im näheren und weiteren Fallenumfeld (25 m bzw. 100 m Radius um die Falle, s. Abb. 20) obligatorisch (in schwarzer Schrift) oder optional (in grauer Schrift) zu erfassende Umweltparameter definiert, die durch die Fallen-Betreuenden im Juni bzw. Juli erhoben werden (d. h. zwischen der 5. und 8. Fangperiode: Der genaue Termin soll an die standörtlichen Gegebenheiten angepasst sein, z. B. im Falle angrenzender Mahdflächen vor der Mahd):

- Exposition und Inklinatation des Fallenstandorts: Diese Parameter beeinflussen maßgeblich das Mikroklima der Fläche und müssen, da sie sich in der Regel nicht verändern, nur einmalig zu Beginn des Monitorings an dem konkreten Fallenstandort aufgenommen werden (alle übrigen Parameter werden in jedem Erfassungsjahr aufgenommen). Lediglich im Falle einer Verlegung des Fallenstandorts werden Exposition und Inklinatation erneut aufgenommen.
- Im näheren Fallenumfeld (25 m Radius um die Falle) wird eine Erfassung von Phytodiversität, Strukturen und Habitatrequisiten mit besonderer Bedeutung für eine Vielzahl von flugaktiven Insekten (insbesondere Wildbienen) oder für spezialisierte Arten durchgeführt (vgl. Westrich 2019):
 - Phytodiversität: vollständige Pflanzenartenliste aller Gefäßpflanzen, submerse Pflanzen ausgenommen (s. Ellenberg et al. 2001); die Nomenklatur der Gefäßpflanzen richtet sich nach Metzing et al. (2018)
 - Strukturen und Habitatrequisiten:
 - Gehölzdeckung (Gesamtdeckung aller Bäume und Sträucher mit einer Mindesthöhe von 0,5 m; ausgenommen sind Zwergsträucher [Ericaceae] bzw. holzige Chamaephyten [z. B. *Genista tinctoria*] nach Ellenberg et al. [2001]; Schätzung in 5 %-Stufen, oberhalb von 90 % und unterhalb von 10 % in 2,5 %-Stufen)
 - Anzahl Totholz-Elemente (alle stehenden und liegenden Totholz-Elemente mit einer Länge ab 50 cm und einem Mindestdurchmesser von 10 cm werden gezählt, getrennt nach Laub- und Nadelholz)
 - Deckung von Offenbodenstellen mit sehr humusarmen bis humusfreien Substraten (alle nicht von Vegetation/Streu bewachsenen/überdeckten Bereiche, an denen die Bodenoberfläche aus sehr humusarmem bis humusfreien Feinboden [Sand oder feiner, Partikel < 2 mm Durchmesser, vgl. Ad-hoc-AG Boden 2005] oder einer Mischung aus Fein- und Grobboden [Grus/Kies oder gröber, Partikel ≥ 2 mm Durchmesser, vgl. Ad-hoc-AG Boden 2005] besteht; ausgenommen sind natürliche und künstliche Ablagerungen/Aufschüttungen, die überwiegend aus Grobboden wie Grus, Kies, Steinen oder Geröll bestehen, sowie Offenbodenstellen mit stärker humushaltigem Material wie Ackerböden, Ah-Horizonte generell und reine Humusauflagen)
 - Schätzung Gesamtdeckung kleinerer Offenbodenstellen ≤ 1 m² in 5 %-Stufen bzw. 2,5 %-Stufen unterhalb von 10 %
 - Schätzung bzw. grobe Vermessung größerer Offenbodenstellen > 1 m² und Aufsummierung zu Gesamtfläche in m²

- Gesamtfläche vertikaler Erdaufschlüsse (Schätzung bzw. grobe Vermessung in m² von vertikalen Erdaufschlüsse mit freigelegtem Feinboden bzw. einer Mischung aus Fein- und Grobboden wie Lösswände an Hohlwegen, Abbruchkanten, durch Rohstoffabbau entstandene Steilwände)
- Gesamtfläche Trockenmauern (Fläche von jeder Mauerseite vermessen/geschätzt und zu Gesamtsumme in m² addiert; Steinkorbmauern/Gabionen ausgenommen)
- Gesamtfläche abgestorbener Pflanzen mit markhaltigen Stängeln (Vermessung/Schätzung in m²; zu Pflanzen mit markhaltigen Stängeln zählen Disteln [*Carduus spec.*, *Cirsium spec.*, *Onopordum spec.*], Beifuß [*Artemisia spec.*], Königskerzen [*Verbascum spec.*] und Brom- und Himbeeren [*Rubus spec.*], s. Westrich 2019).
- Gesamtfläche Schilfbestände (*Phragmites australis*, in m²)
- **Weitere Informationen** mit Fokus auf das nähere oder weitere Fallenumfeld (25 m bzw. 100 m Radius) oder auch auf die weitere Umgebung (innerhalb der SPF): Weitere Informationen zum Beispiel zu Typ, Lage und Ausdehnung von für Wildbienen relevanten Ressourcen können optional zusätzlich dokumentiert werden. Darüber hinaus können optional zusätzliche Angaben mit ergänzenden Methoden aufgenommen werden. Zum Beispiel können pflanzensoziologische Aufnahmen im Umfeld der Fallen durchgeführt werden, um genauere Informationen zu den Deckungsgraden der im Fallenumfeld vorkommenden Pflanzenarten zu erhalten, oder Luftbildaufnahmen aus unterschiedlichen Höhen und Ansichten mittels Kamera-Drohne gemacht werden, um weitere Habitatrequisiten zu erfassen (Ssymank et al. 2018). Zur Charakterisierung der Biotopausstattung des Fallenumfelds können darüber hinaus auch Daten aus anderen Umweltüberwachungsprogrammen genutzt werden, z. B. aus Biotopkatastern der Länder oder ATKIS, insbesondere aber aus dem Ökosystem-Monitoring (ÖSM), sobald es etabliert ist. Falls im Feld erhebliche Abweichungen zu derartigen zur Verfügung stehenden Umweltdaten (z. B. aufgrund von Veränderungen seit Erfassung der Umweltdaten wie Umwandlung von Grünland in Acker) festgestellt werden, sollten diese z. B. in Form eines Kommentars (mit Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts) dokumentiert werden. Eine gezielte Prüfung derartiger Umweltdaten auf Aktualität ist nicht obligatorisch, aber optional möglich. Diese Prüfung kann in grober Form erfolgen, im Falle von Daten des ÖSM beispielsweise auf der zweiten hierarchischen Ebene des Kartierschlüssels (Tschiche et al. 2022 bzw. die jeweils aktuelle Fortschreibung des Kartierschlüssels). Sollte das ÖSM auf den jeweiligen SPF noch nicht umgesetzt werden, ist eine Erhebung entsprechender Daten im Rahmen des IM ebenfalls nicht obligatorisch.

3.7.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.7.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die flugaktiven Insekten erfasst?

Darf von dem oben genannten Kartierzeitraum (Expositionszeitraum bzw. Fangperioden) abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die Malaisefallen innerhalb der Vegetationsperiode insgesamt 28 aufeinander folgende Wochen betrieben werden (Expositionszeitraum). Der konkrete Beginn des Expositionszeitraums kann beliebig terminiert werden, um die Vegetationsperiode bestmöglich abzudecken (in Wäremeungunstlagen unter den SPF eher etwas später als in Wärmegunstlagen, um so der dort verzögerten Insektenphänologie Rechnung zu tragen).

Darf der Expositionszeitraum verkürzt oder verlängert werden?

Wichtig für bundesweite Vergleichbarkeit und gemeinsame Auswertbarkeit der Daten ist ein vergleichbares Vorgehen. Daher darf die Dauer des Expositionszeitraums höchstens unter bestimmten Bedingungen verändert werden:

In extremen Wäremeungunstlagen können Vegetationsperiode und Aktivitätszeiträume der Insekten unter Umständen sehr kurz sein. Sollte die vorgegebene Expositionsdauer z. B. in extremen Höhenlagen des alpinen Bereichs regelmäßig nicht erreicht werden können, ist der Kontakt zum BfN zu suchen, um gegebenenfalls die Expositionsdauer in Absprache zu verkürzen. Diese Option sollte aber nur in klar begründeten Ausnahmefällen – in der Regel nur in Höhenlagen ab 1.000 m über NN – realisiert werden. In jedem Fall sollte der konkrete Expositionszeitraum dokumentiert werden.

Ist ein längerer Expositionszeitraum der Fallen erwünscht, müssten die Fänge aus den zusätzlichen Fangperioden getrennt von den Fängen aus dem 28-wöchigen Expositionszeitraum des IM aufbewahrt und bestimmt werden, um die Vergleichbarkeit der Daten aus dem bundesweiten Expositionszeitraum zu wahren und separat auswerten zu können.

Warum umfasst jedes Leerungsintervall genau 14 Tage?

Wichtig ist vor allem die bundesweit einheitliche bzw. kompatible Umsetzung, um die Daten später gemeinsam auswerten zu können. Der Zeitraum von 14 Tagen hat verschiedene Vorteile:

- Nach Erfahrungswerten können die Proben über diesen Zeitraum auch im Sommer noch gut konserviert werden.
- Der Zeitraum ist möglichst lang gewählt, um den Arbeitsaufwand und damit verbundene Kosten möglichst gering zu halten.
- Die Leerungsintervalle von 14 Tagen sind genau so lang wie die 14-tägigen Leerungsintervalle der Bodenfallen des Bausteins 1C. Dadurch ist es möglich, im Falle der gleichzeitigen Umsetzung beider Bausteine die Leerungstermine der Malaise- und Bodenfallen zu synchronisieren und so den Betreuungsaufwand zu reduzieren.

Darf das Leerungsintervall verlängert oder verkürzt werden?

Eine Verlängerung des Leerungsintervalls von 14 Tagen soll im Sinne der bundesweiten Datenvergleichbarkeit vermieden werden. Unter bestimmten Umständen ist es jedoch sehr sinnvoll, das Leerungsintervall spontan oder geplant zu verkürzen, z. B. wenn das Fanggefäß

an bestimmten Standorten schon vor Ende des Leerungsintervalls mit Insekten gefüllt ist. Hier könnten entweder größere Gefäße genutzt oder das Intervall verkürzt werden. Falls der Austausch in kürzeren Abständen erfolgen soll, sollten die Termine so gewählt werden, dass zwei oder mehr der kürzeren Intervalle zusammengekommen genau dem ursprünglich vorgesehenen 14-tägigen Intervall entsprechen, damit eine Zusammenführung der Daten mit Fallen, die im etatmäßigen 14-tägigen Turnus geleert werden, problemlos möglich ist.

FAQ zu Kapitel 3.7.2 – Wo werden die flugaktiven Insekten erfasst?

Was passiert, wenn ein Fallenstandort nicht mehr beprobt werden kann?

Ist ein Fallenstandort nicht nutzbar, soll geprüft werden, ob der Hinderungsgrund voraussichtlich vorübergehender oder dauerhafter Art ist. Kann der Fallenstandort nach Einschätzung der kartierenden Person spätestens im nächsten Turnus wieder genutzt werden, soll das Monitoring dort ausgesetzt und zum nächstmöglichen Zeitpunkt fortgeführt werden. Ist ein Fallenstandort dauerhaft nicht mehr für das Monitoring nutzbar oder besteht der Hinderungsgrund wider Erwarten auch im nächsten Turnus noch (z. B. weil der Standort nicht mehr betreten werden darf) bzw. verändert sich der Standort so (z. B. durch aufkommende Gehölze), dass das oben genannte Mindestkriterium (volle Besonnung) nicht mehr erfüllt wird und somit die Vergleichbarkeit mit anderen Fallen bzw. in der Zeitreihe stark eingeschränkt ist, sollte ein neuer Standort innerhalb der SPF gewählt werden. Der neu ausgewählte Standort muss voll besonnt sein und sollte dem alten Fallenstandort räumlich möglichst nahe und von der Vegetation im näheren Fallenumfeld vergleichbar zum alten Standort sein. Wurde eine Falle zum Beispiel in einem Ackersaum aufgestellt, sollte nach Möglichkeit ein nahegelegener, vergleichbarer Saumbereich als Ersatz gewählt werden. Der neu ausgewählte Fallenstandort sollte so lange beprobt werden, bis eine Verlegung des Standorts zwingend erforderlich ist (s. auch Kapitel 2.1). Das gilt auch dann, wenn der ursprüngliche Fallenstandort wieder nutzbar werden sollte.

FAQ zu Kapitel 3.7.3 – Wie werden die flugaktiven Insekten erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.7.4 zu finden.

Exposition der Kreuzfensterfallen

- GPS-Gerät zum Einmessen bzw. Auffinden des Fallenstandorts, gegebenenfalls Kartenmaterial, Geräte und Material zum Ausbringen bzw. Auffinden von Markierungen, z. B. Magnete
- 1 Malaisefalle (nach EVK-Standard, s. Ssymank et al. 2018) zzgl. Reserve pro SPF mit
 - I) Steriler Fangflasche: PE-Flasche (500 ml [April, September, Oktober] bzw. 1 l [Mai, Juni, Juli, August])

- II) Kaschierter Alufolie (z. B. Winterschutzfolie für Autos) zum Verkleiden der Fangflasche
- III) Utensilien zur Beschriftung der Flasche (z. B. wasserfester Filzstift oder Klebeetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten [am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier], die in die Flaschen hineingegeben werden)
- IV) Fangflüssigkeit: Ethanol (96 %, 1 Vol.-% MEK)
- Material und Werkzeug zum Aufbauen der Malaisefalle
- Beschilderungen der Fallen mit Informationen zum Projekt und Ansprechpartner*in zur Verringerung des Vandalismusrisikos

Leerung der Malaisefalle

- GPS-Gerät zum Auffinden der Falle, zusätzlich gegebenenfalls weitere Hilfsmittel, z. B. Kartenmaterial, Geräte zum Auffinden von Magneten
- Sterile Fangflasche: PE-Flasche (500 ml [April, September, Oktober] bzw. 1 l [Mai, Juni, Juli, August]) mit Utensilien zur Beschriftung (s. o.), Ethanol (96 %, 1 Vol.-% MEK, zum Befüllen der Fangflasche für die nächste Fangperiode und gegebenenfalls zum Auffüllen der entnommenen Probe falls notwendig (zur provisorischen Konservierung der entnommenen Proben) und kaschierter Alufolie
- Malaisefalle sowie Material und Werkzeug für den Fall, dass Fallen(teile) ersetzt oder instandgesetzt werden müssen

Probenaufbereitung und -konservierung

- Für die Reinigung der Probe:
 - I) Sterile, flache Schalen, sterile Petrischalen
 - II) Steriles Sieb (Maschendrahtweite < 0,5 mm) und steriler Trichter zum Umfüllen des Probenmaterials
 - III) Binokular und sterile Federstahlpinzette zur Kontrolle der ausgetauschten Fangflüssigkeit auf kleine Arthropoden, die durch das Sieb hindurch gelangt sein könnten
- Für die Lagerung:
 - I) Sterile Gefäße, z. B. PE-Flaschen (unterschiedliche Größen je nach Menge der Tiere)
 - II) Für die Beschriftung der Gefäße: z. B. wasserfester Filzstift oder Klebeetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten (am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier), die in die Flaschen hineingegeben werden (alternativ Verwendung von QR-Codes zur Hinterlegung weiterer Angaben zum Standort, Leerungszeitpunkt etc.)
 - III) Standardisierte Konservierungssubstanz: vergälltes Ethanol (96 %, 1 Vol.-% MEK)

Ermittlung der Biomasse (Abtropfgewicht nach Ssymank et al. 2018)

- Standardisiertes Edelstahl-Feinsieb (Durchmesser ca. 20 cm, Maschendrahtweite < 0,5 mm) oder alternativ Planktonsieb (Maschendrahtweite < 0,5 mm)

- Vorrichtung zum Halten des Siebs und Auffangen der Konservierungsflüssigkeit: Glaskolben, Kunststoff- und Glastrichter; der Kunststofftrichter wird benutzt, um den Glastrichter innerhalb des Kolbens zu zentrieren und stabilisieren
- Waage mit einer Messgenauigkeit von mindestens 0,1 g (oder feiner, falls erforderlich)
- Gefäß zum Halten des Siebs während der Wiegung
- Trichter zum Umfüllen des Probenmaterials vom Sieb in die PE-Flasche

Bestimmung

- Für optionale morphologische Bestimmung der Wildbienen: Binokular, Federstahlpinzette, Material für (Genital-)Präparationen wie z. B. Insekten-/Minutiennadeln, Bestimmungsliteratur
- Steriles Material und Geräte für DNA-Metabarcoding

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum wird die Malaisefalle nicht immer im gleichen Habitat aufgestellt?

Ziel des Bausteins sind Aussagen zu Langzeittrends der Bestände flugaktiver Insekten im Offenland auf der Landschaftsebene. Hier soll also nicht auf bestimmte (Ausprägungen von) Lebensräume(n) fokussiert, sondern es sollen Zustand und langfristige Entwicklung der flugaktiven Insektenfauna entlang eines zufälligen Querschnitts der Gesamtlandschaft erfasst werden.

Warum muss der Malaisefallenstandort voll besonnt sein?

Die Intensität der Besonnung hat einen hohen Einfluss auf die Fängigkeit einer Malaisefalle. Unter beschatteten Verhältnissen ist die Fängigkeit stark eingeschränkt (Ssymank et al. 2018). Um möglichst vergleichbare Ergebnisse zu erzielen, ist es daher entscheidend, dass voll besonnte, d. h. nicht durch Gehölze oder sonstige hohe Strukturen beschattete, Standorte beprobt werden.

Warum wird das nach EVK-Standard optimierte Townes-Modell als Malaisefalle genutzt?

Malaisefallen gibt es in vielen verschiedenen Ausführungen, die sich hinsichtlich ihrer Bauart und Eigenschaften deutlich unterscheiden (Ssymank et al. 2018, Skvarla et al. 2021). Bisher gibt es noch keinen bundesweiten Standard, der projektübergreifend verwendet wird. Für ein standardisiertes Monitoring ist es allerdings zwingend erforderlich, einen einheitlichen Fallentyp zu verwenden, um standardisierte Daten zu gewinnen. Dabei ist es wichtig, Fallen, die aufgrund ihrer Bauplanmerkmale keine Vergleichbarkeit ermöglichen, zu meiden (häufiger Mangel ist unregelmäßiger Bodenkontakt, sodass je nach Relief unterschiedlich große Lücken entstehen; auch Fangkopfkonstruktionen weisen häufig Mängel auf).

Aufgrund der langjährigen Erfahrungen des Entomologischen Vereins Krefeld e.V. (EVK) mit ihrem normierten Modell und der bislang noch fehlenden Kenntnisse zur Vergleichbarkeit unterschiedlicher Malaisefallentypen wird zum jetzigen Zeitpunkt das Standardmodell des EVK für das IM vorgeschlagen. Das Standardmodell des EVK kam in zahlreichen Studien des EVK zum Einsatz (z. B. Hallmann et al. 2017) und wurde bereits bei Erfassungen von Naturschutzfachbehörden einzelner Bundesländer eingesetzt.

Warum wird Ethanol als Fangflüssigkeit genutzt?

Diese Fangflüssigkeit bietet sich an, da sie im Gegensatz zu vielen alternativen Substanzen wie Wasser oder Salzlösung DNA sehr gut konserviert und somit Metabarcoding des Probenmaterials ermöglicht (vgl. Ssymank et al. 2018). Zudem ist die vom EVK entwickelte Methode zur Bestimmung der Biomasse mittels Abtropfgewicht speziell für Ethanol entwickelt worden.

Wie kann die Mittenwand zum Boden hin abgedichtet werden?

Die Fallen des EVK haben Stoffstreifen an der Mittenwand angenäht, auf die Steine oder Erde gelegt werden können, um einen festen Bodenabschluss der Mittenwand zu erreichen; zusätzlich besitzt die Falle acht Schlaufen, die sie über Heringe mit dem Boden verbinden (Ssymank et al. 2018).

(Wie) Werden flugaktive Insekten aufgenommen, die im Rahmen der Feldarbeiten außerhalb der Fallen gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Daten der regulären Erfassung aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder SPF der Erfassungsaufwand und die Erfassungsart dieselben sind, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Müssen tatsächlich die Inhalte der 14 Fangperioden einer SPF jeweils einzeln erfasst werden?

Um die Möglichkeiten der statistischen Auswertung ausschöpfen zu können, sollen die erfassten Fänge den jeweiligen Fangperioden (Leerungsintervallen) zugeordnet werden.

Muss im Rahmen der Probenaufbereitung die Fangflüssigkeit durch Konservierungsflüssigkeit ersetzt werden?

Fang- und Konservierungsflüssigkeit sind in diesem Baustein identisch. Grundsätzlich soll das Probenmaterial über einem Sieb ausgeschüttet werden, um Nicht-Arthropoden aus dem Probenmaterial auszusortieren. Wenn die Alkoholkonzentration der aufgefangenen Fangflüssigkeit über 90 % beträgt, muss nicht zwingend frischer Alkohol zur Konservierung des Probenmaterials verwendet werden. In diesem Fall kann die aufgefangene Fangflüssigkeit dieser Probe zur Konservierung des Probenmaterials genau dieser Probe (nicht einer anderen Probe aufgrund der dann erfolgenden Verunreinigung der Probe mit Fremd-DNA) wiederverwendet werden.

Warum wird das Abtropfgewicht anstelle der Trockenbiomasse bestimmt?

Für die Bestimmung der Biomasse soll auf eine vorherige Trocknung der Proben verzichtet werden, weil die Bestimmung der Insekten im trockenen Zustand weniger gut bis gar nicht mehr möglich ist.

FAQ zu Kapitel 3.7.4 – Erfassung von Umweltvariablen

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.7.3 zu finden.

- Luftbild der SPF mit eingezeichneten Abmessungen der unterschiedlichen Untersuchungsebenen (100 m und 25 m Umkreis um Falle)
- Maßband und Zollstock zum Vermessen von Strukturen und Abmessen der Bereiche, in denen die Umweltparameter aufgenommen werden
- Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder andere geeignete technische Hilfsmittel) für die einmalige Erfassung von Exposition und Inklinatation
- Ergebnisse der aktuellen ÖSM-Kartierungen zur Prüfung auf Aktualität und/oder Kartieranleitung zum ÖSM (Tschiche et al. 2022)
- Gegebenenfalls Bestimmungsliteratur für Pflanzen

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum werden in diesem Baustein andere Mindestabmessungen für die Totholzerfassung genutzt als in den Bausteinen 1C, 1D und 2aB?

Da es hier um die gezielte Erfassung von Kleinstrukturen als Lebensraum für Wildbienen geht, werden andere Mindestabmessungen verwendet als in den Bausteinen 1C, 1D und 2aB, in denen die Totholzerfassung primär als Anhaltspunkt für die Naturnähe des Waldes dient.

3.8 Baustein 2aA Teil 1: Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210)

Für die Erfassung der Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen soll die Flächenkulisse zum FFH-LRT 6210 „Naturnahe Kalk-Trockenrasen und deren Verbuschungsstadien (Festuco-Brometalia)“ des FFH-Monitorings genutzt werden (d. h. alle Stichprobeneinheiten außer- und innerhalb von FFH-Gebieten, allerdings mit einer durch die Erfassungsmethodik bedingten Mindestgröße von 1.250 m², s. Kapitel 3.8.2 und zu Flächenausfällen Kapitel 2.2). Die Erfassung der Imagines der Tagfalter und Widderchen erfolgt **mehrmals im Jahr** und setzt sich zusammen aus einem standardisierten Begehen von **fünf 50 m langen Transekten** (quantitative Erfassung) und einer sich daran anschließenden, **ergänzenden qualitativen Erfassung in deren Umgebung**. Vorgaben zu Zeitpunkten, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in grauer Schrift dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher

Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).

- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).
- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbareren Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbarere Individuen werden als nicht bestimmbares Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.8.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

- **Kartierzeiträume im Jahr:** Die Erfassung der Tagfalter und Widderchen erfolgt im Zeitraum von Mitte April bis Mitte August in sechs Erfassungsperioden, die jeweils eine Länge von 21 Tagen haben und gleichmäßig über den Gesamt-Zeitraum verteilt sind. In jeder der sechs Erfassungsperioden werden alle Transekte eines Magerrasens einmal untersucht (jeweils quantitative und qualitative Erfassung). Die Erfassungsperioden sind wie folgt terminiert⁴¹:
 - Periode 1: 10. bis 30. April,
 - Periode 2: 01. bis 21. Mai,
 - Periode 3: 22. Mai bis 11. Juni,
 - Periode 4: 12. Juni bis 02. Juli,
 - Periode 5: 03. bis 23. Juli,
 - Periode 6: 24. Juli bis 13. August.

Zwei aufeinanderfolgende Erfassungen derselben FFH-Monitoringfläche sollten optimalerweise zwei bis vier Wochen auseinander liegen, mindestens jedoch eine Woche und höchstens fünf Wochen. Innerhalb der einzelnen Erfassungsperioden sollten FFH-Monitoringflächen im Tiefland nach Möglichkeit zuerst beprobt werden, die höchstgelegenen bzw. in Wärmeungunstlagen gelegenen Flächen jeweils zum Ende der Erfassungsperioden. Diese Vorgehensweise trägt dem in Abhängigkeit vom regionalen Klima unterschiedlich weiten Fortgang der phänologischen Entwicklung der Schmetterlingsfauna Rechnung.

⁴¹ Die Perioden 2 bis 6 sind genauso terminiert wie die fünf Erfassungsperioden im Baustein 1A „Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene“ der Säule 1. Da die Daten der verschiedenen Perioden getrennt voneinander dokumentiert werden sollen, wäre es bei Vergleichen zwischen den beiden Bausteinen möglich, die Daten aus der zusätzlichen Erfassungsperiode im Kalkmagerrasen-Baustein unberücksichtigt zu lassen, wenn dies sinnvoll erscheint.

- **Tageszeiten:** Die Erfassung sollte in der Regel im Zeitraum von 10 bis 17 Uhr MESZ stattfinden. Im Hochsommer können Erfassungen schon ab 9 Uhr, in den Erfassungsperioden 2 bis 4 noch bis 18 Uhr MESZ durchgeführt werden – Voraussetzungen für diese frühen und späten Erfassungen sind, dass auch hier die Mindeststandards hinsichtlich der Witterungsbedingungen unbedingt eingehalten werden und bereits bzw. noch ausreichend hohe Tagfalter-Aktivität vorhanden ist.
- **Wetterbedingungen:** Die Erfassung von Tagfaltern und Widderchen ist wetterabhängig, da die Tiere nur unter günstigen Bedingungen aktiv sind. Die Festlegung der Wetterbedingungen für die Erfassung von Tagfaltern und Widderchen ist demnach eine wichtige Voraussetzung, um vergleichbare Daten zu erhalten. Eine Erfassung erfolgt nur, wenn es nicht regnet, die Temperaturen mind. 13 °C (bei Sonnenschein) bzw. mind. 17 °C bei Bewölkung (40–80 %) betragen (Kühn et al. 2014). Die Windstärke sollte bei höchstens 4 Beaufort liegen (nur kleine Äste bewegen sich, Papier und Laub wird aufgewirbelt; vgl. Kühn et al. 2014).

3.8.2 Wo werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

Für die Erfassung von Tagfaltern und Widderchen in Kalkmagerrasen werden fünf 50 m lange und 5 m breite Transekte innerhalb einer FFH-Monitoringfläche angelegt. Die erforderliche Mindestgröße der zu beprobenden FFH-Monitoringfläche beträgt demnach 1.250 m² (falls eine FFH-Monitoringfläche zu klein sein sollte, s. Kapitel 2.2 zur Auswahl einer Ersatzfläche). Darüber hinaus erfolgt eine qualitative Erfassung im näheren Umfeld jeden Transekts. Die konkreten Positionen der Transekte und Bereiche für die qualitative Erfassung einer jeden FFH-Monitoringfläche sind für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern nicht zwingende Gründe eine Verlegung in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ).

Müssen Transektverläufe und die dazugehörigen Erfassungsbereiche für die qualitative Erfassung erstmalig bzw. neu festgelegt werden, sind folgende Punkte analog zu Baustein 2aA Teil 2 „Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)“ zu beachten:

- Quantitative Erfassung
 - Die Anlage der fünf Transekte pro FFH-Monitoringfläche von jeweils **50 m Länge** und **5 m Breite** sollte zufällig erfolgen.
 - Die Transekte sollen vollständig innerhalb der FFH-Monitoringfläche liegen.
 - In kleinen Flächen können auch zwei oder mehr Transekte „aneinandergehängt“ werden (Abb. 22).
 - Bei der Platzierung der Transekte sollte darauf geachtet werden, dass die Transektmittellinien möglichst mindestens 25 m vom Rand der FFH-Monitoringfläche entfernt sind und die Transekte so liegen, dass sich die zu den Transekten gehörenden Bereiche der qualitativen Nachsuche (25 m breite Streifen zu beiden Seiten der Transektmittellinien; s. u.) möglichst gar nicht bzw. nur wenig überlappen. Daher sollten die Transekte nach Möglichkeit gerade sein, und bei nicht zusammenhängenden Transekten sollten deren Mittellinien möglichst 50 m voneinander entfernt liegen (Abb. 22). In Ausnahmefällen dürfen die einzelnen Transekte und die aneinandergehängten Transekte aber auch kurvig/schleifenförmig angelegt werden, wenn Form und Größe des Magerrasens dies erfordern. Bei einer schleifenförmigen Anlage des Transekts sollten die Außengrenzen

des 5 m breiten Transekts nach Möglichkeit mindestens 5 m voneinander entfernt sein, in keinem Fall dürfen sich Transekte überlappen.

- Als Grundlage für das weitere Monitoring werden die eingemessenen Transekte digitalisiert und kartografisch abgebildet sowie gegebenenfalls im Gelände markiert.



Abb. 22: Untersuchungsdesign mit Transekten für die quantitativen Erfassungen und Bereichen für die qualitativen Nachsuchen im Baustein 2a Teil 1 „Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210)“. In jeder FFH-Monitoringfläche (hier beispielhaft mit roter Abgrenzung dargestellt) werden fünf Transekte (gelbe Linien) von jeweils 5 m Breite und 50 m Länge mit einem nach Möglichkeit geraden Verlauf platziert. Im Umfeld jedes Transekts (d. h. in einem 25 m breiten Streifen je rechts und links der Transektmittellinie; orange gefärbter Bereich) findet bei jeder Erfassung eine qualitative Nachsuche statt. Die Transektmittellinien sollten demnach einen Abstand von mind. 50 m zueinander bzw. 25 m zum Rand des Kalkmagerrasens aufweisen, damit sich die Suchräume nicht überlappen und sie vollständig im Kalkmagerrasen liegen (linkes Bild). In sehr kleinen Flächen können auch zwei oder mehr Transekte „aneinandergehängt“ werden (rechtes Bild). Die Lage der Transekte wird nach Möglichkeit langfristig beibehalten (Luftbilder: ESRI) (© Dr. Merle Streitberger).

- Qualitative Erfassung: Anlage der fünf Erfassungsbereiche
 - Um jedes der fünf Transekte zur quantitativen Erfassung (s. o.) wird ein Bereich von 25 m rechts und links der Transektmittellinie abgegrenzt, in dem die qualitative Erfassung stattfindet (Abb. 22).
 - Auch die qualitativen Erfassungen finden nur innerhalb der FFH-Monitoringfläche statt; liegt die Grenze der FFH-Monitoringfläche weniger als 25 m von der Transektmittellinie entfernt, wird nur bis zur Grenze erfasst. Daher sollte bei der Positionierung der Transekte (s. o.) möglichst ein Abstand von mindestens 25 m zwischen Transektmittellinie und Grenze der FFH-Monitoringfläche eingehalten werden. In kleinen Magerrasen $\leq 1,25$ ha, in denen sich die abzusuchenden Bereiche aufgrund zu kleiner Fläche stark überlagern würden, soll die qualitative Nachsuche räumlich unabhängig von den Transekten auf der gesamten FFH-Monitoringfläche stattfinden. Wenn sich hingegen in größeren Flächen abzusuchende Bereiche unterschiedlicher Transekte zum Teil überlappen (weil es aufgrund der Form des Magerrasens nicht anders möglich ist, z. B. weil das

Transekt kurvig angelegt werden muss), soll dies bei der qualitativen Nachsuche ignoriert werden, d. h. die Erfassung erfolgt so wie für größere Flächen beschrieben (auch dann, wenn dies dazu führt, dass manche abzusuchende Bereiche unter Umständen im Rahmen der qualitativen Nachsuche doppelt beprobt werden).

3.8.3 Wie werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

- **Transekterfassung:** Die Erfassung der adulten Tagfalter und Widderchen erfolgt analog zu Baustein 1A „Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene“ entlang eines jeden Transekts in einem gedachten Quader, der sich ausgehend von der kartierenden Person 5 m nach vorne und nach oben sowie je 2,5 m nach rechts und links erstreckt. Damit sind auch diese im Rahmen des IM erhobenen Tagfalter-Daten mit denen des ehrenamtlichen Tagfalter-Monitorings Deutschland vergleichbar (vgl. Kühn et al. 2014) wie auch mit den meisten Tagfalter-Monitoringprojekten der anderen europäischen Länder.

Jedes 50 m lange Transekt wird in einer standardisierten Zeit von 3 Minuten abgegangen. Dies entspricht der Begehungsgeschwindigkeit von 1 km/h, die im Baustein 1A angewandt wird. Die Zeit, die für Bestimmung, Einfangen und gegebenenfalls Abtöten von Tieren benötigt wird („Handlingzeit“), ist von der Begehungszeit des Transekts ausgenommen. Dies kann z. B. durch Anhalten einer Stoppuhr für die Dauer der Bestimmungsarbeit oder des Einfangens praktikabel umgesetzt werden. Diese Handlingzeit variiert oft in Abhängigkeit der konkreten Faltervorkommen, da bei manchen Arten für eine genauere Ansprache der Tiere gegebenenfalls einzelne Individuen mit Keschern gefangen und (nach Möglichkeit lebend) bestimmt werden müssen. Gegebenenfalls ist in Einzelfällen das Abtöten von Tieren und Beschriftung des entsprechenden Gefäßes für eine genitalmorphologische Präparation zur Artansprache erforderlich. Eine Bestimmung des Geschlechts der beobachteten Individuen ist nicht erforderlich. Insbesondere bei Arten, deren Bestimmung anzuzweifeln sein könnte (z. B. sehr seltene Arten oder bei Vorkommen außerhalb des bisher bekannten Verbreitungsgebiets oder des bisher bekannten Flugzeitraums), wird die Anfertigung aussagekräftiger Makrofotos als Beleg oder das Sammeln und Archivieren des Individuums als Belegexemplar empfohlen.

Alle adulten Tagfalter- und Widderchen-Individuen, die innerhalb des gedachten Würfels beobachtet werden, werden erfasst. Die Arten und Individuenzahlen der Falter sollen für jedes der 50 m langen Transekte separat dokumentiert werden (Abb. 22), da hierdurch eine Kompatibilität mit dem TMD, in dem ebenfalls mit 50 m langen Transekten bzw. Transektabschnitten gearbeitet wird, hergestellt wird und vielfältige Auswertungen ermöglicht werden. Die in einem Transekt erfassten Wildbienenarten mit den jeweiligen Individuenzahlen können wahlweise entweder transektweise (digital oder auf Aufnahmebögen) notiert oder punktgenau (z. B. mit einem Smartphone und einer geeigneten App) entlang der Transektmittellinie verortet werden.

- **Ergänzende qualitative Erfassung:** Zusätzlich zur Transekterfassung wird an jedem Erfassungstermin eine qualitative Nachsuche nach Imagines weiterer Arten im Umfeld der Transekte (in den Erfassungsbereichen, Abb. 22) durchgeführt. Die qualitative Nachsuche erfolgt erfolgsorientiert durch die gezielte Suche nach Imagines von weiteren Tagfalter- und Widderchenarten und dient insbesondere dem Nachweis von Arten, die in sehr geringer Dichte vorkommen bzw. an spezifische Strukturen gebunden sind und daher möglicherweise nicht durch Transektbegehungen nachgewiesen werden.

Sie erfolgt separat für jeden der fünf Erfassungsbereiche, am besten immer direkt nach der Begehung des dazugehörigen Transekts. Die bei der qualitativen Nachsuche gesammelten Daten sollen getrennt von den Daten der Transekterfassung dokumentiert werden, damit nachvollziehbar bleibt, durch welche der beiden Erfassungen die einzelnen Arten nachgewiesen wurden.

Die Dauer der Nachsuche pro Erfassungsbereich soll immer zehn Minuten betragen, zusätzlich der Zeit, die für den Fang und die Bestimmung von Tieren benötigt wird (auch dann, wenn die tatsächliche Größe des Nachsuche-Bereichs aus „Platzmangel“ geringer ausfallen muss als eigentlich vorgesehen). Für alle fünf Transekte zusammen beträgt die Dauer der qualitativen Nachsuche also 50 Minuten. In Flächen $\leq 1,25$ ha Größe, in denen die Fläche komplett abgesucht wird, beträgt die Dauer der qualitativen Nachsuche ebenfalls insgesamt 50 Minuten.

- **Allgemein:** Neben den erfassten Arten (eine Bestimmung des Geschlechts der beobachteten Individuen ist nicht erforderlich) werden der Name der kartierenden Person, die Bezeichnung der FFH-Monitoringfläche, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn und Ende der Begehung dokumentiert.

Eine gezielte Suche nach Präimaginalstadien (Eier, Raupen, Puppen) erfolgt nicht. Artnachweise, die während der Erfassungen ausschließlich über Zufallsfunde von Präimaginalstadien erbracht wurden, sollten dennoch dokumentiert und entsprechend gekennzeichnet werden. Weitere (auch adulte) Tiere, die in der Handlingzeit oder außerhalb des Transekts beobachtet werden, werden nicht als Monitoringdaten mitaufgenommen (s. FAQ).

Die Nomenklatur der Tagfalter und Widderchen richtet sich nach der zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Liste der Tagfalter bzw. Widderchen.

3.8.4 Erfassung von Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten Erfassungsmethoden dargestellt⁴². Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier Tagfalter und Widderchen), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden folgende auf den Transekten bzw. auf den darauf einzurichtenden Subplots (Abb. 23) obligatorisch (in schwarzer Schrift) oder optional (in grauer Schrift) zu erfassende Umweltparameter definiert:

- **Nutzung/Pflege im Bereich der Transekte:** Erfassung pro Transekt anhand des Geländeeindrucks, sofern möglich Präzisierung z. B. durch Befragung von Flächenbesitzer*innen bzw. Bewirtschafter*innen; zu unterscheidende Nutzungsarten und Pflegemaßnahmen, s. Tab. 4.

⁴² Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.

- **Vegetationsstruktur:** Für die Aufnahme der Vegetationsstruktur wird pro Transekt ein 9 m² (3 m x 3 m) großer Subplot angelegt. Die Anlage der Subplots erfolgt jeweils mittig innerhalb der Transekte (Abb. 23). Auf jedem der Subplots werden einmalig innerhalb des Erfassungsjahres in der vierten Erfassungsperiode die folgenden Parameter zur Vegetationsstruktur aufgenommen (vgl. Tab. 4):
 - **Deckungsgrade von Vegetationsschichten, Streuschicht, Offenbodenstellen:** Die Aufnahme der Deckungsgrade der einzelnen Schichten erfolgt durch Schätzung (vgl. Behrens & Fartmann 2004a, Fartmann et al. 2012). Dabei werden Abstufungen von 5 % verwendet. Oberhalb von 90 % und unterhalb von 10 % erfolgt die Schätzung feiner in 2,5 %-Stufen. Zur Ermittlung der Deckungsgrade der einzelnen Vegetationsschichten und der Streuschicht wird der gesamte Anteil der Fläche des Subplots geschätzt, der durch die jeweilige Schicht bedeckt ist. Aufgrund von Überlappungen darf die Summe z. B. aus Gräser- und Kräuterdeckung größer sein als die Feldschichtdeckung oder die Summe aller Vegetationsschichten über 100 % liegen.
 - **Vegetationsschichten:**
 1. Feldschicht: Die Feldschicht umfasst alle Gräser, Kräuter und Farne sowie alle Gehölze mit einer Wuchshöhe kleiner als 0,5 m
 2. Gräser
 3. Kräuter: Individuen von Zwergsträuchern bzw. holzigen Chamaephyten nach Ellenberg et al. (2001) wie z. B. *Genista tinctoria* und *Helianthemum nummularium* werden unabhängig von ihrer Größe zu den Kräutern gezählt
 4. Moose/Flechten
 5. Baumschicht: Die Baumschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe größer als 6,0 m; Bezugsfläche für die Schätzung ist hier ausnahmsweise die Fläche im Umkreis von 10 m um den jeweiligen Transektmittelpunkt, nicht der Subplot
 6. Strauchschicht: Die Strauchschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe zwischen 0,5 m und 6,0 m (Fartmann 2004) (ausgenommen sind Zwergsträucher [Ericaceae] bzw. holzige Chamaephyten [z. B. *Genista tinctoria*] nach Ellenberg et al. [2001], diese werden unabhängig von ihrer Größe zu den Kräutern gezählt); Bezugsfläche für die Schätzung ist hier ausnahmsweise die Fläche im Umkreis von 10 m um den jeweiligen Transektmittelpunkt, nicht der Subplot
 - **Streuschicht:** Zur Streuschicht zählen alle Formen von abgestorbenem, aber noch nicht oder kaum zersetztem Pflanzenmaterial (L-Horizont im Sinne der Bodenkundlichen Kartieranleitung, 5. Auflage, S. 298–310 [Ad-hoc-Arbeitsgruppe Boden 2005]).
 - **Offenbodenstellen:** Offenboden ist definiert als der Anteil der Fläche des Subplots mit offenem Bodenmaterial, Steinen, Grus oder Felsen, der von keinerlei Vegetation der Feld- oder Strauchschicht überschirmt wird, nicht von Streu bedeckt ist und somit bei senkrechter Aufsicht sichtbar ist. In diesem Sinne vegetations- und streufreie Bereiche werden auch dann als Offenboden gewertet, wenn sie durch das Blätterdach von Bäumen überschirmt werden.

- **Höhe der Feldschicht, Mächtigkeit der Streuschicht:** Je Subplot werden die Höhe der Feldschicht und die Mächtigkeit der Streuschicht an fünf Stellen mit einem Zollstock gemessen. Je eine der fünf Messstellen sollte in den vier Ecken (mit einem Abstand von ca. 50 cm zu den beiden nächstgelegenen Rändern) und im Zentrum des Subplots liegen (Abb. 23). Für den abzulesenden Wert der Feldschichthöhe ist maßgeblich, wo sich der Höhenbereich befindet, in dem im Vergleich zu den darüber- und darunterliegenden Bereichen überproportional viel der eintreffenden solaren Strahlung absorbiert wird (Behrens & Fartmann 2004a, vgl. Abb. 24a). Lässt sich ein solcher Bereich nicht eindeutig abgrenzen, weil die Vegetation von der Bodenoberfläche ausgehend nach oben gleichförmig ausdünn, wird als Höhe der Feldschicht der Wert angegeben, unterhalb dessen sich ca. 95 % der Biomasse der Feldschicht befinden (vgl. Abb. 24b). Die Messung der Feldschichthöhe erfolgt mit einer Genauigkeit von 1 cm, die Messung der Mächtigkeit der Streuschicht mit einer Genauigkeit von 0,5 cm (für sehr geringmächtige Streuschichten kann der Wert 0,25 cm vergeben werden). Die jeweils fünf Werte der Feld- bzw. Streuschicht werden getrennt notiert (sie können im Zuge der späteren Auswertung je Subplot sowie über alle Subplots gemittelt werden).
- **Exposition und Inklination:** Diese Parameter beeinflussen maßgeblich das Mikroklima der Fläche und werden in der Regel einmalig zu Beginn des Monitorings für jeden der fünf Subplots mit einem Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder anderen geeigneten technischen Hilfsmitteln) mit einer Genauigkeit von 2° ermittelt (s. Tab. 4).
- **Blütenangebot:** Für die Aufnahme des Blütenangebots wird pro Transekt eine 9 m² (3 m x 3 m) große Aufnahmefläche im jeweils aktuell blütenreichsten Bereich des Transekts angelegt (Abb. 23). Hier werden bei jeder der sechs Erfassungsperioden die folgenden Parameter zum Blütenangebot aufgenommen (vgl. Tab. 4):
 - Gesamtdeckung der Blüten (Gräser ausgenommen)
 - Pflanzenartspezifische Blütendeckungen für mengenmäßig relevante Arten (mit mindestens 5 % Blütendeckung, Gräser ausgenommen)

Die Schätzung der Deckungsgrade erfolgt nach der oben für die Vegetationsstrukturaufnahme beschriebenen Methode. Die Nomenklatur der Pflanzenarten richtet sich nach Metzing et al. (2018).

- **Weitere Informationen** zum Kalkmagerrasen oder zu seiner Umgebung können zusätzlich erfasst werden, so können z. B. ATKIS-Daten oder Luftbilder im Hinblick auf die Biotopausstattung der Umgebung durch die Kartierenden anhand des Geländeeindrucks auf ihre Aktualität geprüft werden. Falls im Feld erhebliche Abweichungen zu derartigen zur Verfügung stehenden Umweltdaten festgestellt werden, sollten diese z. B. in Form eines Kommentars dokumentiert werden, z. B. mittels Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts. Die Prüfung ist nicht obligatorisch.

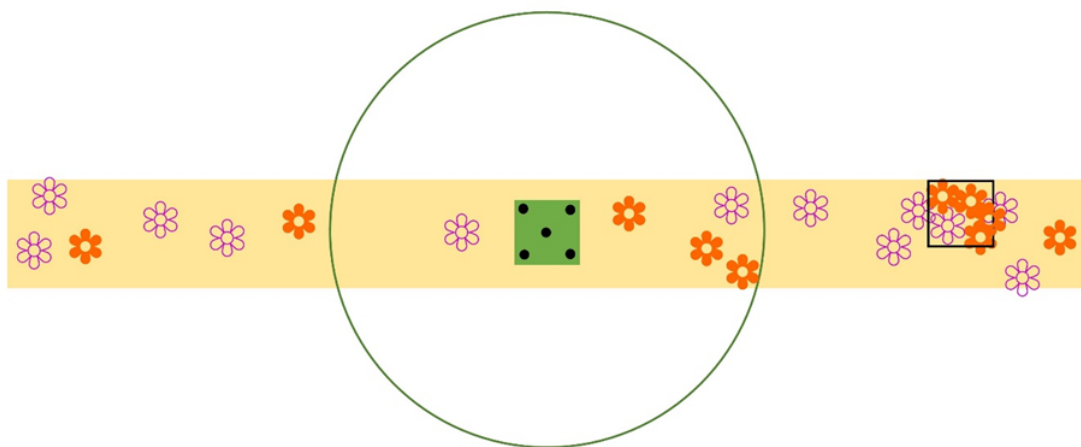


Abb. 23: Aufnahme der Umweltvariablen im Baustein 2aA Teil 1 „Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210)“. In jedem 50 m langen Transekt werden Umweltvariablen auf unterschiedlichen räumlichen Ebenen erfasst. Im Bereich des gesamten Transekts (gelber Streifen) werden Angaben zur Nutzung/Pflege anhand des Geländeeindrucks erfasst und gegebenenfalls durch Befragung von Flächenbesitzer*innen bzw. Bewirtschafter*innen präzisiert. Im Zentrum jedes Transekts werden Exposition und Inklination sowie die Vegetationsstruktur auf einem 9 m² großen Subplot (grünes Quadrat) erfasst. Die Vegetationsstruktur erfasst die Schätzung der Deckungsgrade verschiedener Strukturparameter im Subplot und die Messung der Streumächtigkeit und Krautschichthöhe an fünf Stellen des Subplots (schwarze Punkte; die Messungen erfolgen in den vier Ecken mit Abständen von ca. 50 cm zu den Rändern des Subplots und in der Mitte des Subplots). Zusätzlich werden in einem Umkreis von 10 m um den Transektmittelpunkt (grüner Kreis) die Deckungsgrade der Baum- und Strauchschicht aufgenommen. Darüber hinaus wird die Blütendeckung bei jeder der sechs Erfassungen eines Jahres aufgenommen, und zwar in einer 9 m² großen Aufnahme- und Fläche (schwarzes Quadrat), die jedes Mal neu im aktuell blütenreichsten Bereich des Transekts platziert wird.

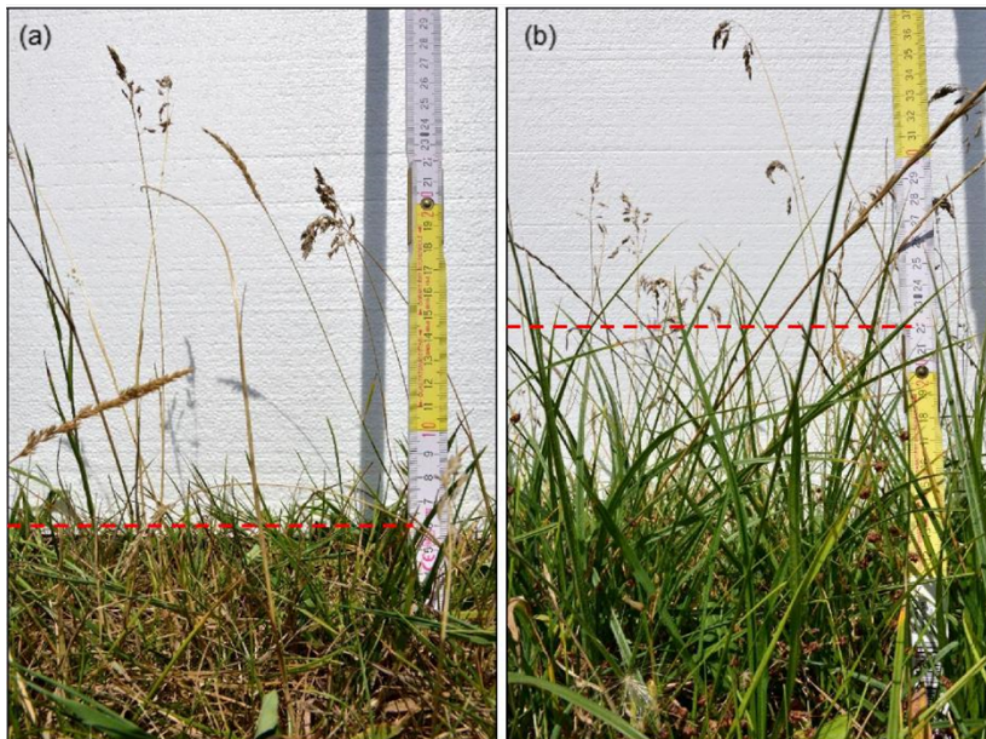


Abb. 24: Messung der Feldschichthöhe: (a) Abgelesen wird in der Regel der Wert des Höhenbereichs, in dem im Vergleich zu den darüber- und darunterliegenden Bereichen überproportional viel der eintreffenden solaren Strahlung absorbiert wird (hier 6 cm). (b) Lässt sich ein solcher Bereich nicht eindeutig abgrenzen, weil die Vegetation von der Bodenoberfläche ausgehend nach oben gleichförmig ausdünn, wird als Höhe der Feldschicht der Wert angegeben, unterhalb dessen sich 95 % der Biomasse der Feldschicht befinden (hier 22 cm) (© Fotos: Dr. Gregor Stuhldreher).

Tab. 4: Übersicht über die im Baustein 2aA Teil 1 „Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210)“ zu erfassenden Umweltvariablen mit den dafür zu verwendenden Aufnahmeflächen, Methoden und den empfohlenen Aufnahmezeitpunkten.

Parameter	FFH-Monitoringfläche	Methode	Erfassungsperiode					
			1	2	3	4	5	6
Art der Landnutzung ¹ im Untersuchungs-jahr	gesamter Transektbereich	Beobachtung, gegebenenfalls Befragung	x	x	x	x	x	x
Topografie Exposition Inklination	pro Transekt 1 fester Subplot à 3 m × 3 m	Messung mit Spiegelkompass	einmalig zu Monitoringbeginn (ggf. nach Transektverlegung)					
Blütenangebot Gesamt-Blütendeckung artspezifische Blütendeckungen	pro Transekt 1 variabler Subplot à 3 m × 3 m (im jeweils blütenreichsten Bereich des Transekts)	Schätzung	x	x	x	x	x	x
Vegetationsstruktur						x		
Deckungsgrad								
Baumschicht Strauchschicht	pro Transekt 1 fester Probekreis (Radius = 10 m)	Schätzung						
Feldschicht Gräser Kräuter Moose und Flechten Streuschicht Offenbodenstellen	pro Transekt 1 fester Subplot à 3 m × 3 m	Schätzung						
Höhe der Feldschicht Mächtigkeit der Streuschicht	pro Transekt 1 fester Subplot à 3 m × 3 m	Messung mit Zollstock						

- ¹ Zu unterscheidende Landnutzungskategorien: Mahd (Mähgut wird abtransportiert), Mulchmahd (Mähgut wird zerkleinert und auf der Fläche belassen), Beweidung (nach Möglichkeit soll auch die Art der Weidetiere dokumentiert werden), Kombination aus Beweidung und (Mulch-)Mahd (die Fläche wird im selben Jahr sowohl beweidet als auch gemäht oder gemulcht), Brache

3.8.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.8.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

Warum sind sechs Erfassungsperioden vorgesehen, in Baustein 1A aber nur fünf?

Aufgrund der unterschiedlichen Phänologie und Flugzeiten der verschiedenen Tagfalter- und Widderchenarten ist eine mehrfache Erfassung erforderlich, um aussagekräftige Daten zum Arteninventar zu erhalten. Für besonders artenreiche Lebensräume wie Kalkmagerrasen empfiehlt Mühlhofer (1999) fünf bis sieben Erfassungen im Zeitraum von April bis September. In ökologischen Studien zu Tagfaltern und Widderchen in Kalkmagerrasen werden üblicherweise drei bis fünf Erfassungen durchgeführt (vgl. Krämer et al. 2012, Rosin et al. 2012, Zulka et al. 2014, Ernst et al. 2017, Kormann et al. 2019), zum Teil aber auch deutlich mehr (vgl. Fartmann 2004, Wenzel et al. 2006, Brückmann et al. 2010). Um einerseits das fachliche Optimum hinsichtlich der Erfassung des Arteninventars und der Vergleichbarkeit der Daten mit denen des Bausteins „Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene“ der Säule 1 zu berücksichtigen und andererseits den Aufwand realistisch umsetzbar zu halten, werden für die Erfassung der Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen im Rahmen des IM sechs Erfassungsdurchgänge pro Jahr vorgeschlagen.

Darf von den oben genannten Kartierzeiträumen (Erfassungsperioden) abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die Erfassungen in den vorgesehenen sechs Kartierzeiträumen stattfinden. Innerhalb der Kartierzeiträume kann der konkrete Tag der Kartierung beliebig terminiert werden, sofern die oben beschriebenen Regelungen zu zeitlichen Abständen zwischen den Kartierungen, Wetterbedingungen usw. eingehalten werden.

Wenn eine Erfassung nicht innerhalb des vorgesehenen Zeitfensters durchgeführt werden konnte (z. B. wegen andauerndem Schlechtwetter, temporär eingeschränkter Begehrbarkeit der Fläche oder krankheitsbedingten Ausfällen der kartierenden Personen), soll die ausgefallene Erfassung so bald wie möglich nachgeholt werden. Eine nicht termingerechte Erfassung beeinträchtigt die Qualität des Datensatzes einer Monitoringfläche weniger stark als eine fehlende. Die auf den Nachholtermin folgende Erfassung der nächsten Erfassungsperiode sollte innerhalb des für sie vorgesehenen Zeitfensters und nach Möglichkeit frühestens eine Woche nach der verspäteten vorherigen Erfassung erfolgen. In Ausnahmefällen darf dieser zeitliche Abstand zur vorherigen Erfassung aber unterschritten werden.

Darf die Anzahl der Kartierzeiträume (Erfassungsperioden) reduziert werden?

Da die FFH-Monitoringflächen in Höhenlagen unter 1.000 m NN liegen und dort nicht mit einem verkürzten Aktivitätszeitraum der Tagfalter und Widderchen zu rechnen ist, sollte die Erfassungszahl in keinem Fall reduziert werden.

Was passiert, wenn der Magerrasen kurz vor der Beprobung gemäht oder intensiv beweidet wurde und die Vegetation noch deutliche Spuren des Störungsereignisses aufweist?

In diesem Fall sollte dies von der kartierenden Person dokumentiert werden, ebenso der ungefähre Termin des Störungsereignisses. Die Tagfaltererfassung sollte möglichst auf einen späteren Termin innerhalb der Erfassungsperiode verschoben werden, idealerweise auf mindestens zwei Wochen nach dem Störungsereignis.

Was passiert, wenn sich während der Begehung des Transekts das Wetter so verschlechtert, dass die Standardbedingungen nicht mehr erfüllt sind?

In diesem Fall muss die Erfassung unterbrochen und zu einem späteren Zeitpunkt oder an einem anderen Tag an der entsprechenden Stelle fortgesetzt werden. Diese Abweichungen vom Standardvorgehen sind entsprechend zu dokumentieren.

FAQ zu Kapitel 3.8.2 – Wo werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

Was passiert, falls ein Transekt nicht mehr oder nicht mehr vollständig begangen werden kann?

Im Laufe des Monitorings können auf den Transekten Hindernisse entstehen, die eine Begehung eines oder mehrerer der bisherigen Transekte (ganz oder abschnittsweise) unmöglich machen. In dem Fall sind in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes folgende Optionen zu prüfen:

- Die Kartierung wird – möglichst innerhalb der jeweiligen Erfassungsperiode – zeitlich verschoben (nur sinnvoll, wenn zu erwarten ist, dass die Hindernisse entsprechend kurzfristig bestehen).
- Ist dies nicht möglich, sollen die nicht begehbaren Transekt(abschnitt)e unter folgenden Maßgaben ersetzt werden:
 - I) Die noch begehbaren Transekte werden beibehalten, möglichst auch die noch begehbaren Anteile eines nicht mehr vollständig begehbaren Transekts.
 - II) Die Gesamtlänge der Transekte beträgt weiter 5 x 50 m.
 - III) Bei der Festlegung eines neuen Transekts sind die in Kapitel 3.8.2 genannten Punkte zu beachten.
 - IV) Das neu auszuwählende Transekt liegt dem, das bisher kartiert wurde aber nun nicht mehr begehbar ist, räumlich möglichst nahe und ist ihm in Bestand und Struktur möglichst ähnlich, so dass die (teilweise) Änderung des Transektverlaufs einen möglichst geringen Einfluss auf die Daten hat. Sollte dies (in Teilen) nicht möglich sein, werden auch unähnliche Transekt(abschnitt)e als Ersatz für die nicht begehbaren Abschnitte einbezogen.
 - V) Der neue Transektverlauf wird kartographisch digital dokumentiert und eine neue Transekt-ID vergeben (das ursprüngliche Transekt hat die Nummer A1 bzw. B1, C1, E1 oder F1, wird es zumindest in Teilen verändert, bekommt es die Nummer A2 bzw. B2, C2, D2, E2 oder F2).
- Sollte es auch nicht möglich sein, die nicht begehbaren Transekt(anteil)e nach oben genannten Maßgaben vollständig durch neue zu ersetzen, müssen die Tagfalter ausnahmsweise auf einem kürzeren Transekt bzw. weniger Transekten erfasst werden (Ziel ist

dabei trotzdem, sich der Gesamttransektlänge von 5 x 50 m bestmöglich anzunähern). Im Rahmen der späteren Auswertungen kann dann fallspezifisch entschieden werden, auf welche Weise die Daten verwendet werden.

In der nächsten Erfassungsperiode wird wieder der ursprüngliche Transektverlauf (Transekt-ID A1 bzw. B1, C1, E1 oder F1) kartiert, sofern er wieder begehbar ist. Bestehen die Hindernisse in gleicher Weise fort, wird wieder dem Transektverlauf der letzten Kartierung gefolgt (Transekt-ID A2 bzw. B2, C2, E2 oder F2). Wenn sich im Laufe des Monitorings zeigen sollte, dass ein bestimmtes Transekt in der Mehrzahl der Erfassungsperioden nicht begangen werden konnte, soll die Verlegung dauerhaft gemacht werden.

Warum sind die Transekte nicht länger?

Wie bei den Wildbienen in trockenen Heiden sollen pro FFH-Monitoringfläche fünf Transekte mit einer Länge von je 50 m für quantitative Erfassungen der Tagfalter und Widderchen verwendet werden. Von 500 m langen Transekten, wie sie beim EU-Pollinatormonitoring vorgesehen sind (Potts et al. 2021), wurde abgesehen, da biotopspezifische und keine landschaftsbezogenen Aussagen im Vordergrund des Bausteins stehen. Für diesen Zweck wurde eine gesamte Transektlänge von 5 x 50 m = 250 m als ausreichend erachtet und auch mit Blick auf Aufwand und Umsetzbarkeit des Bausteins keine größere Transektlänge gewählt.

Warum ist der Bereich der qualitativen Nachsuche nicht größer?

Bei der qualitativen Nachsuche ist eine Flächenbegrenzung empfehlenswert, um eine Standardisierung mit Blick auf weitgehende Unabhängigkeit von der erfassenden Person zu erreichen. Ohne Flächenbegrenzung (d. h. bei einer Erfassung im gesamten Magerrasen) ist das Risiko vor allem bei großen Flächen groß, dass unterschiedliche Bearbeiter*innen den Fokus der qualitativen Nachsuche auf unterschiedliche Bereiche bzw. Strukturen legen. Daher wird der vollständig mit allen darin vorhandenen Strukturen abzusuchende Bereich auf zwei 25 m breite Streifen jeweils rechts und links der Transektmittellinie begrenzt (s. Abb. 22).

FAQ zu Kapitel 3.8.3 – Wie werden die Tagfalter und Widderchen erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.8.4 zu finden.

- Kescher, Fanggläser
- Karte (digital oder analog) mit Lage und Verlauf der Transekte; für die qualitative Nachsuche empfiehlt es sich, den Suchraum (bis zu 25 m zu beiden Seiten jeder Transektmittellinie) zusätzlich auf der Karte einzuzichnen
- GPS-fähiges Eingabegerät zum Einmessen bzw. Auffinden der genauen Transektverläufe
- Gegebenenfalls Material für die dauerhafte Markierung der Transekte (z. B. Holzpflöcke), Ersatzmaterial für den Fall fehlender Markierungen

- Bestimmungsliteratur, z. B. Settele et al. (2015) für Tagfalter und Naumann et al. (1999) für Widderchen
- Glas mit Tötungsmittel für den Fall, dass Individuen für genitalmorphologische Untersuchungen entnommen werden müssen; Material zur Etikettierung der Gläser, um die gefangenen Tiere dem Transekt, der FFH-Monitoringfläche und der Erfassungsperiode zuzuordnen zu können
- Kamera mit Makroobjektiv zur Dokumentation besonderer (z. B. seltener) Arten
- Bei Bedarf digitales Erfassungstool/Smartphone mit entsprechender App zur digitalen punktgenauen Erfassung der Koordinaten der Falter im Gelände (alternativ analoge/digitale Erfassungsbögen)

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum werden in diesem Baustein mehr und kürzere Transekte kartiert als im Baustein 1A „Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene“?

Im Gegensatz zur Erfassung der Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene im Rahmen der Säule 1 (Baustein 1A) liegt der Fokus der Teiluntersuchung „Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen“ des Bausteins 2aA auf der Habitatebene. Auch für die habitatspezifische Erfassung von Tagfaltern und Widderchen wird standardmäßig die Transektmethode eingesetzt (z. B. Rosin et al. 2012, Blixt et al. 2015, Szanyi et al. 2018, Kormann et al. 2019). Diese Methode soll daher auch in diesem Baustein verwendet werden. Jedoch können aufgrund der begrenzten Größe der FFH-Monitoringflächen in der Regel keine Transektlängen von 1,5 km wie in Baustein 1A realisiert werden. Die Daten der verschiedenen Bausteine sind durch die punktgenaue Verortung der Falter in Baustein 1A und analoge Erfassungsmethodik trotzdem miteinander kompatibel.

(Wie) Werden Falter aufgenommen, die während der Transekterfassung außerhalb des Transekts/gedachten Würfels, während der Handlingzeit (Fang/Bestimmung) oder während der qualitativen Nachsuche außerhalb des Erfassungsbereichs gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Monitoringdaten aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder FFH-Monitoringfläche der zeitliche und flächenmäßige Erfassungsaufwand derselbe ist, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Darf auch mit Transektbreiten > 5 m gearbeitet werden?

In dem Fall soll einerseits für die Vergleichbarkeit der Daten dokumentiert werden, ob sich der Falter innerhalb des 5 m-Streifens aufgehalten hat oder jenseits davon. Andererseits

sollte gewährleistet bleiben, dass die Falter innerhalb des 5 m-Streifens zuverlässig erfasst werden.

Müssen tatsächlich alle Falterindividuen, die nicht direkt auf Artniveau angesprochen werden können, zur Bestimmung gefangen werden?

Grundsätzlich ist es das Ziel, alle in den Transekten erfassten Individuen auf Artniveau zu bestimmen. Treten allerdings Individuen in großer Zahl auf, die gegebenenfalls einander sehr ähnlichen Arten (z. B. derselben Gattung) angehören und nicht auf Anhieb bis auf Art-niveau bestimmt werden können, ist es als Ausnahmefall ausreichend, die Individuenzahl unter einem Arbeitsnamen als Artkomplex zu erfassen und stichprobenhaft Individuen des Artkomplexes zu fangen, um diese auf Artniveau zu bestimmen. Gehören alle stichprobenhaft bestimmten Individuen eines Artkomplexes derselben Art an, können die nicht bestimmten Individuen dieses Artkomplexes ebenfalls dieser Art zugeordnet werden (der Arbeitsname wird also durch den konkreten Artnamen ersetzt) – allerdings muss dokumentiert werden, dass für diese Individuen die Artzuordnung nicht auf ihrer Bestimmung beruht. Gehören die stichprobenhaft bestimmten Individuen eines Artkomplexes verschiedenen Arten an, können die nicht bestimmten Individuen des Artkomplexes den Arten des Artkomplexes entsprechend der jeweiligen relativen Häufigkeit in der bestimmten Stichprobe zugeordnet werden – auch hier muss dokumentiert werden, dass für diese Individuen die Artzuordnung nicht auf einer Bestimmung beruht. Eine derartige Abschätzung bzw. „Hochrechnung“ der Artzugehörigkeit ist nur innerhalb eines Transekts und nicht transektübergreifend möglich.

FAQ zu Kapitel 3.8.4 – Erfassung von Umweltvariablen

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.8.3 zu finden.

- GPS-Gerät zum Auffinden der Erfassungsbereiche
- Maßband und Markierungen (z. B. farblich markierte Zeltheringe) zum Abmessen und Abstecken der Bereiche, in denen die Vegetationsstruktur bzw. das Blütenangebot aufgenommen wird („Subplots“, „Aufnahmeflächen“)
- Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder andere geeignete technische Hilfsmittel) für die einmalige Erfassung von Exposition und Inklination
- Zollstock zum Messen der Feldschichthöhe und der Mächtigkeit der Streuschicht
- Literatur und/oder Bestimmungs-App zur Bestimmung der blühenden Pflanzenarten
- Aufnahmebogen (digital oder analog) zur Dokumentation der aufzunehmenden Daten

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen

Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum wird das Blütenangebot nur für dominant blühende Arten aufgenommen?

Um den Arbeitsaufwand für die Erfassung des Blütenangebots zu begrenzen, sollen artspezifische Blütendeckungen nur für mengenmäßig relevante Arten mit mindestens 5 % Blütendeckung geschätzt werden. Aus den artspezifischen Deckungsgraden kann im Zuge der Auswertung abgeleitet werden, welche Pflanzenarten den Blühaspekt dominierten und wie hoch die Diversität der mengenmäßig relevanten blühenden Pflanzenarten ist (diese soll auch als grober Anhaltspunkt für die gesamte Phytodiversität des Magerrasens dienen).

3.9 Baustein 2aA Teil 2: Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)

Für die Erfassung der Wildbienen in trockenen Heiden soll die Flächenkulisse zum FFH-LRT 4030 „Trockene europäische Heiden“ des FFH-Monitorings genutzt werden (d. h. alle Stichprobeneinheiten außer- und innerhalb von FFH-Gebieten, allerdings mit einer durch die Erfassungsmethodik bedingten Mindestgröße von 1.000 m², s. Kapitel 3.9.2 und zu Flächenausfällen Kapitel 2.2). Die Erfassung der Imagines der Wildbienen erfolgt **mehrmals im Jahr** und setzt sich zusammen aus einem standardisierten Begehen von **fünf 50 m langen Transekten** (quantitative Erfassung) und einer sich daran anschließenden, ergänzenden **qualitativen Erfassung in deren Umgebung**. Vorgaben zu Zeitpunkten, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in *grauer Schrift* dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).

- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).
- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbareren Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbarere Individuen werden als nicht bestimmbares Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.9.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Wildbienen erfasst?

- **Kartierzeiträume im Jahr:** Die Erfassung der Wildbienen erfolgt im Zeitraum von Ende März bis Anfang September in sechs Erfassungsperioden, die jeweils eine Länge von 28 Tagen haben und gleichmäßig über den Gesamt-Zeitraum verteilt sind. In jeder der sechs Erfassungsperioden werden alle Transekte einer FFH-Monitoringfläche einmal untersucht (jeweils quantitative und qualitative Erfassung). Die Erfassungsperioden sind wie folgt terminiert:
 - Periode 1: 25. März bis 21. April,
 - Periode 2: 22. April bis 19. Mai,
 - Periode 3: 20. Mai bis 16. Juni,
 - Periode 4: 17. Juni bis 14. Juli,
 - Periode 5: 15. Juli bis 11. August,
 - Periode 6: 12. August bis 08. September.

Zwei aufeinanderfolgende Erfassungen derselben FFH-Monitoringfläche sollten optimalerweise drei bis fünf Wochen auseinander liegen, mindestens jedoch zwei und höchstens sechs Wochen. Innerhalb der einzelnen Erfassungsperioden sollten FFH-Monitoringflächen im Tiefland nach Möglichkeit zuerst beprobt werden, die höchstgelegenen bzw. in Wärmeungunstlagen gelegenen Flächen jeweils zum Ende der Erfassungsperioden. Diese Vorgehensweise trägt dem in Abhängigkeit vom regionalen Klima unterschiedlich weiten Fortgang der phänologischen Entwicklung der Wildbienenfauna Rechnung.

- **Tageszeiten:** In Anlehnung an VDI (2016) erfolgen die Erfassungen in den Monaten März–Mai und September im Zeitraum zwischen 10 und 16 UHR MESZ, in den Monaten Juni–August zwischen 9 und 17 Uhr MESZ. Es sollte für jede FFH-Monitoringfläche angestrebt werden, die Anfangszeit der Erfassung im Laufe des Jahres zu variieren, damit unterschiedliche artspezifische tageszeitliche Aktivitätsoptima abgedeckt werden.
- **Wetterbedingungen:** Die Erfassungen erfolgen nur unter für Wildbienen günstigen Wetterbedingungen, d. h. wenn Temperaturen von mindestens 13 °C im Schatten vorherrschen, es windstill ist (max. 2 Beaufort) und nicht regnet.

Während der Erfassungen sollte zu 80 % der Zeit die Sonne scheinen, d. h. Schattenwurf ist deutlich erkennbar (VDI 2016, 2023).

3.9.2 Wo werden die Wildbienen erfasst?

Für die Erfassung der Wildbienen in Heiden werden fünf 50 m lange und 4 m breite Transekte innerhalb einer FFH-Monitoringfläche angelegt. Die erforderliche Mindestgröße der zu beprobenden FFH-Monitoringfläche beträgt demnach 1.000 m² (falls eine FFH-Monitoringfläche zu klein sein sollte, s. Kapitel 2.2 zur Auswahl einer Ersatzfläche). Darüber hinaus erfolgt eine qualitative Erfassung im näheren Umfeld jeden Transekts. Die konkreten Positionen der Transekte und Bereiche für die qualitative Erfassung einer jeden FFH-Monitoringfläche sind für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern nicht zwingende Gründe eine Verlegung in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ).

Müssen Transektverläufe und die dazugehörigen Erfassungsbereiche für die qualitative Erfassung erstmalig bzw. neu festgelegt werden, sind folgende Punkte analog zu Baustein 2a Teil 1 „Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210)“ zu beachten:

- Quantitative Erfassung
 - Die Anlage der fünf Transekte pro FFH-Monitoringfläche von jeweils 50 m Länge und (schmäler als bei den Tagfaltern und Widderchen in Bausteinteil 1) 4 m Breite sollte zufällig erfolgen.
 - Die Transekte sollen vollständig innerhalb der FFH-Monitoringfläche liegen.
 - In kleinen Flächen können auch zwei oder mehr Transekte „aneinandergehängt“ werden (Abb. 25).
 - Bei der Platzierung der Transekte sollte darauf geachtet werden, dass die Transektmittellinien möglichst mindestens 25 m vom Rand der FFH-Monitoringfläche entfernt sind und die Transekte so liegen, dass sich die zu den Transekten gehörenden Bereiche der qualitativen Nachsuche (25 m breite Streifen zu beiden Seiten der Transektmittellinie; s. u.) möglichst gar nicht bzw. nur wenig überlappen. Daher sollten die Transekte nach Möglichkeit gerade sein, und bei nicht zusammenhängenden Transekten sollten deren Mittellinien möglichst 50 m voneinander entfernt liegen (Abb. 25). In Ausnahmefällen dürfen die einzelnen Transekte und die aneinandergehängten Transekte aber auch kurvig/schleifenförmig angelegt werden, wenn Form und Größe der FFH-Monitoringfläche dies erfordern. Bei einer schleifenförmigen Anlage des Transekts sollten die Außengrenzen der 4 m breiten Transekte nach Möglichkeit mindestens 5 m voneinander entfernt sein, in keinem Fall dürfen sich Transekte überlappen.
 - Als Grundlage für das weitere Monitoring werden die eingemessenen Transekte digitalisiert und kartografisch abgebildet sowie gegebenenfalls im Gelände markiert.
- Qualitative Erfassung: Anlage der fünf Erfassungsbereiche
 - Um jedes der fünf Transekte zur quantitativen Erfassung (s. o.) wird ein Bereich von 25 m rechts und links der Transektmittellinie abgegrenzt, in dem die qualitative Erfassung stattfindet (Abb. 25).
 - Auch die qualitativen Erfassungen finden nur innerhalb der FFH-Monitoringfläche statt; liegt die Grenze der FFH-Monitoringfläche weniger als 25 m von der Transektmittellinie

entfernt, wird nur bis zur Grenze erfasst. Daher sollte bei der Positionierung der Transekte (s. o.) möglichst ein Abstand von mindestens 25 m zwischen Transektmittellinie und Grenze der FFH-Monitoringfläche eingehalten werden. In kleinen FFH-Monitoringflächen $\leq 1,25$ ha, in denen sich die abzusuchenden Bereiche aufgrund zu kleiner Fläche stark überlagern würden, soll die qualitative Nachsuche räumlich unabhängig von den Transekten auf der gesamten FFH-Monitoringfläche stattfinden. Wenn sich hingegen in größeren Flächen abzusuchende Bereiche unterschiedlicher Transekte zum Teil überlappen (weil es aufgrund der Form der FFH-Monitoringfläche nicht anders möglich ist, z. B. weil das Transekt kurvig angelegt werden muss), soll dies bei der qualitativen Nachsuche ignoriert werden, d. h. die Erfassung erfolgt so wie für größere Flächen beschrieben (auch dann, wenn dies dazu führt, dass manche abzusuchende Bereiche unter Umständen im Rahmen der qualitativen Nachsuche doppelt beprobt werden).

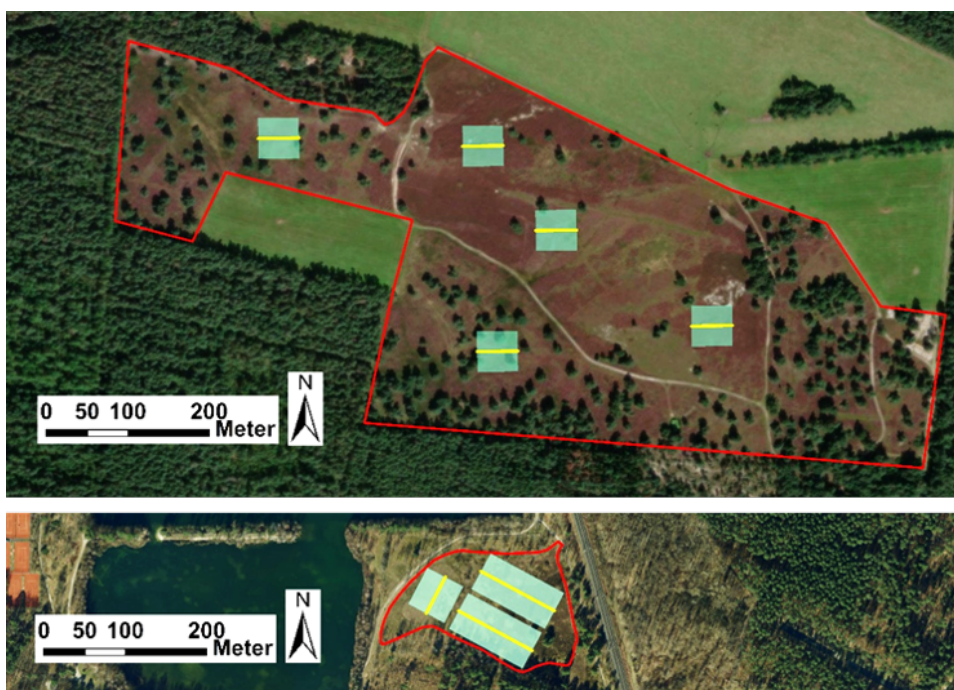


Abb. 25: Untersuchungsdesign mit Transekten für die quantitativen Erfassungen und Bereichen für die qualitativen Nachsuchen im Baustein 2a Teil 2 „Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)“. In jeder FFH-Monitoringfläche (hier beispielhaft mit roter Abgrenzung dargestellt) werden fünf Transekte (gelbe Linien) von jeweils 4 m Breite und 50 m Länge mit einem nach Möglichkeit geraden Verlauf platziert. Im Umfeld jedes Transekts (d. h. in einem 25 m breiten Streifen je rechts und links der Transektmittellinie; grün gefärbter Bereich) findet bei jeder Erfassung eine qualitative Nachsuche statt. Die Transektmittellinien sollten demnach einen Abstand von mind. 50 m zueinander bzw. 25 m zum Rand der FFH-Monitoringfläche aufweisen, damit sich die Suchräume nicht überlappen und sie vollständig in der FFH-Monitoringfläche liegen (oberes Bild). In sehr kleinen Flächen können auch zwei oder mehr Transekte „aneinandergehängt“ werden (unteres Bild). Die Lage der Transekte wird nach Möglichkeit langfristig beibehalten (Luftbilder: ESRI) (© Dr. Merle Streitberger).

3.9.3 Wie werden die Wildbienen erfasst?

- **Transektenerfassung:** Die Erfassung der adulten Wildbienen erfolgt analog zu Baustein 1E „Wildbienen in Siedlungen“ entlang eines jeden Transekts in einem gedachten Quader, der sich ausgehend von der kartierenden Person 4 m nach vorne und nach oben sowie je 2 m

nach rechts und links erstreckt (vgl. Westphal et al. 2008, VDI 2016, 2023). Es werden alle adulten Wildbienenindividuen hinsichtlich ihrer Artidentität für jedes der fünf Transekte separat erfasst, unabhängig davon, ob manche oder alle Transekte aneinanderhängen, da hierdurch eine Kompatibilität mit Baustein 1E, in dem ebenfalls mit 50 m langen Transekten gearbeitet wird, hergestellt wird und vielfältige Auswertungen ermöglicht werden.

Jedes 50 m lange Transekt wird in einer standardisierten Zeit von 10 Minuten abgegangen (vgl. Morón et al. 2008, Westphal et al. 2008, Carré et al. 2009, VDI 2016, 2023). Dies entspricht der Begehungsgeschwindigkeit, die für die gleich langen und breiten Transekte im Baustein 1E angewandt wird. Die in einem Transekt erfassten Wildbienenarten mit den jeweiligen Individuenzahlen können wahlweise entweder transektweise (digital oder auf Aufnahmebögen) notiert oder punktgenau (z. B. mit einem Smartphone und einer geeigneten App) entlang der Transektmittellinie verortet werden. Die Artbestimmung soll für jedes Individuum (Ausnahmen s. FAQ) und wann immer zuverlässig möglich im lebenden Zustand vor Ort erfolgen (FAQ für weitere Hinweise). Insbesondere bei Arten, deren Bestimmung anzuzweifeln sein könnte (z. B. sehr seltene Arten oder bei Vorkommen außerhalb des bisher bekannten Verbreitungsgebiets oder des bisher bekannten Flugzeitraums), wird die Anfertigung aussagekräftiger Makrofotos als Beleg oder das Sammeln und Archivieren des Individuums als Belegexemplar empfohlen.

Die Zeit, die für Bestimmung, Einfangen und gegebenenfalls Abtöten von Tieren benötigt wird („Handlingzeit“), ist von der 10minütigen Begehungszeit des Transekts ausgenommen. Dies kann z. B. durch Anhalten einer Stoppuhr für die Dauer der Bestimmungsarbeit oder des Einfangens praktikabel umgesetzt werden. Diese Handlingzeit variiert oft in Abhängigkeit der konkreten Wildbienenenvorkommen, da bei manchen Arten für eine genauere Ansprache der Tiere gegebenenfalls einzelne Individuen mit Keschern gefangen und (nach Möglichkeit lebend) bestimmt und gegebenenfalls fotografiert werden müssen, immer mit sorgfältiger Etikettierung für eine eindeutige Zuordnung zum jeweiligen Transekt und Kartierzeitpunkt.

Bei der Transektbegehung soll der Fokus der Erfassung auf Wildbienen und ihren genauen Individuenzahlen liegen, während die Häufigkeit von Honigbienen (*Apis mellifera*) mithilfe von Abundanzklassen mit Abstufungen von 50 Individuen (0–50, 51–100, 101–150 Individuen usw.) im Nachgang der Transektbegehung geschätzt wird.

- **Ergänzende qualitative Erfassung:** Zusätzlich zur Transekterfassung wird an jedem Erfassungstermin eine qualitative Nachsuche nach Imagines weiterer Arten im Umfeld der Transekte (in den Erfassungsbereichen, Abb. 25) durchgeführt. Die qualitative Nachsuche erfolgt erfolgsorientiert durch die gezielte Suche nach Imagines von weiteren Wildbienenarten und dient insbesondere dem Nachweis von Arten, die in sehr geringer Dichte vorkommen bzw. an spezifische Strukturen gebunden sind und daher möglicherweise nicht durch Transektbegehungen nachgewiesen werden.

Sie erfolgt separat für jeden der fünf Erfassungsbereiche, am besten immer direkt nach der Begehung des dazugehörigen Transekts. Die bei der qualitativen Nachsuche gesammelten Daten sollen getrennt von den Daten der Transekterfassung dokumentiert werden, damit nachvollziehbar bleibt, durch welche der beiden Erfassungen die einzelnen Arten nachgewiesen wurden.

Die Dauer der Nachsuche pro Erfassungsbereich soll immer zehn Minuten betragen, zusätzlich der Zeit, die für den Fang und die Bestimmung von Tieren benötigt wird (auch dann,

wenn die tatsächliche Größe des Nachsuche-Bereichs aus „Platzmangel“ geringer ausfallen muss als eigentlich vorgesehen). Für alle fünf Transekte zusammen beträgt die Dauer der qualitativen Nachsuche also 50 Minuten. In Flächen $\leq 1,25$ ha Größe, in denen die Fläche komplett abgesucht wird, beträgt die Dauer der qualitativen Nachsuche ebenfalls insgesamt 50 Minuten.

- **Allgemein:** Neben den erfassten Arten (eine Bestimmung des Geschlechts der beobachteten Individuen ist nicht erforderlich) werden der Name der kartierenden Person, die Bezeichnung der FFH-Monitoringfläche, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn und Ende der Begehung dokumentiert.

Sollen neben den Wildbienen weitere Stechimmen miterfasst werden, muss für die bundesweite Datenvergleichbarkeit dokumentiert werden, welche Familien der Aculeata systematisch bearbeitet wurden. Falls im Rahmen der Transektbegehungen weitere Stechimmen erfasst werden, werden diese auch bei der qualitativen Nachsuche berücksichtigt. Die Erfassungsdauer soll nicht verlängert werden.

Weitere Tiere, die in der Handlingzeit oder außerhalb des Transekts/des Erfassungsbereichs beobachtet werden, werden nicht als Monitoringdaten mitaufgenommen (s. FAQ).

Die Nomenklatur der Wildbienen richtet sich nach der zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Liste der Wildbienen.

3.9.4 Erfassung von Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten Erfassungsmethoden dargestellt⁴³. Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier Wildbienen), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden folgende auf den Transekten bzw. auf den darauf einzurichtenden Subplots (Abb. 26) obligatorisch (in schwarzer Schrift) oder optional (in grauer Schrift) zu erfassende Umweltparameter definiert:

- **Nutzung/Pflege im Bereich der Transekte:**
 - Einschätzung pro Transekt anhand des Geländeeindrucks, ob eine Beweidung stattfindet oder nicht (sofern möglich Präzisierung durch Befragung von Flächenbesitzer*innen bzw. Bewirtschafter*innen)
 - Schätzung (bzw. Messung) der Gesamtlänge der Bereiche innerhalb eines jeden Transekts, die infolge von Verjüngungs- bzw. Pflegemaßnahmen (v. a. Brand, Mahd, Plaggen, Schopern; vgl. VNP o.J., Härdtle et al. 2009) frühe Heidestadien aufweisen (vgl. Tab. 5). Als frühe Heidestadien gelten Heidestadien, die sich durch einen hohen

⁴³ Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.

Offenbodenanteil und eine geringe Zwergstrauchdeckung (z. B. infolge von Plaggen oder Schopfern) und/oder eine niedrige Zwergstrauchhöhe (z. B. infolge von Mahd) auszeichnen und sich daher deutlich von den späteren Sukzessionsstadien abgrenzen.

- **Vegetationsstruktur:** Für die Aufnahme der Vegetationsstruktur wird pro Transekt ein 9 m² (3 m x 3 m) großer Subplot angelegt. Die Anlage der Subplots erfolgt jeweils mittig innerhalb der Transekte (Abb. 26). Auf jedem der Subplots werden einmalig innerhalb des Erfassungsjahres in der vierten Erfassungsperiode die folgenden Parameter zur Vegetationsstruktur aufgenommen (vgl. Tab. 5):
 - **Deckungsgrade von Vegetationsschichten, Streuschicht, Offenbodenstellen:** Die Aufnahme der Deckungsgrade der einzelnen Schichten erfolgt durch Schätzung (vgl. Behrens & Fartmann 2004a, Fartmann et al. 2012). Dabei werden Abstufungen von 5 % verwendet. Oberhalb von 90 % und unterhalb von 10 % erfolgt die Schätzung feiner in 2,5 %-Stufen. Zur Ermittlung der Deckungsgrade der einzelnen Vegetationsschichten und der Streuschicht wird der gesamte Anteil der Fläche des Subplots geschätzt, der durch die jeweilige Schicht bedeckt ist. Aufgrund von Überlappungen darf die Summe z. B. aus Gräser- und Kräuterdeckung größer sein als die Feldschichtdeckung oder die Summe aller Vegetationsschichten über 100 % liegen.
 - **Vegetationsschichten:**
 1. Feldschicht: Die Feldschicht umfasst alle Gräser, Kräuter und Farne sowie alle Ericaceae und Gehölze mit einer Wuchshöhe kleiner als 0,5 m
 2. Gräser: Cyperaceae, Juncaceae, Poaceae
 3. Ericaceae
 4. Kräuter: Individuen von holzigen Chamaephyten nach Ellenberg et al. (2001) wie z. B. *Genista tinctoria* werden zu den Kräutern gezählt (ausgenommen sind Individuen der Ericaceae, die gesondert geschätzt werden)
 5. Moose/Flechten
 6. *Calluna vulgaris*
 7. *Empetrum nigrum*
 8. *Vaccinium myrtillus*
 9. *V. vitis-idaea*
 10. Baumschicht: Die Baumschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe größer als 6,0 m; Bezugsfläche für die Schätzung ist hier ausnahmsweise die Fläche im Umkreis von 10 m um den jeweiligen Transektmittelpunkt, nicht der Subplot
 11. Strauchschicht: Die Strauchschicht umfasst alle Gehölze mit einer Wuchshöhe zwischen 0,5 m und 6,0 m (Fartmann 2004) (ausgenommen sind Zwergsträucher [Ericaceae], die gesondert geschätzt werden, und sonstige, holzige Chamaephyten nach Ellenberg et al. [2001] [z. B. *Genista tinctoria*], die zu den Kräutern gezählt werden); Bezugsfläche für die Schätzung ist hier ausnahmsweise die Fläche im Umkreis von 10 m um den jeweiligen Transektmittelpunkt, nicht der Subplot

- **Streuschicht:** Zur Streuschicht zählen alle Formen von abgestorbenem, aber noch nicht oder kaum zersetztem Pflanzenmaterial (L-Horizont im Sinne der Bodenkundlichen Kartieranleitung, 5. Auflage, S. 298–310 [Ad-hoc-Arbeitsgruppe Boden 2005]).
- **Offenbodenstellen:** Offenboden ist definiert als der Anteil der Fläche des Subplots mit offenem Bodenmaterial, Steinen, Grus oder Felsen, der von keinerlei Vegetation der Feld- oder Strauchschicht überschirmt wird, nicht von Streu bedeckt ist und somit bei senkrechter Aufsicht sichtbar ist. In diesem Sinne vegetations- und streufreie Bereiche werden auch dann als Offenboden gewertet, wenn sie durch das Blätterdach von Bäumen überschirmt werden.
- **Höhe der Feldschicht, Mächtigkeit der Streuschicht:** Je Subplot werden die Höhe der Feldschicht und die Mächtigkeit der Streuschicht an fünf Stellen mit einem Zollstock gemessen. Je eine der fünf Messstellen sollte in den vier Ecken (mit einem Abstand von ca. 50 cm zu den beiden nächstgelegenen Rändern) und im Zentrum des Subplots liegen (Abb. 26). Für den abzulesenden Wert der Feldschichthöhe ist maßgeblich, wo sich der Höhenbereich befindet, in dem im Vergleich zu den darüber- und darunterliegenden Bereichen überproportional viel der eintreffenden solaren Strahlung absorbiert wird (Behrens & Fartmann 2004a, vgl. Abb. 27a). Lässt sich ein solcher Bereich nicht eindeutig abgrenzen, weil die Vegetation von der Bodenoberfläche ausgehend nach oben gleichförmig ausdünn, wird als Höhe der Feldschicht der Wert angegeben, unterhalb dessen sich ca. 95 % der Biomasse der Feldschicht befinden (vgl. Abb. 27b). Die Messung der Feldschichthöhe erfolgt mit einer Genauigkeit von 1 cm, die Messung der Mächtigkeit der Streuschicht mit einer Genauigkeit von 0,5 cm (für sehr geringmächtige Streuschichten kann der Wert 0,25 cm vergeben werden). Die jeweils fünf Werte der Feld- bzw. Streuschicht werden getrennt notiert (sie können im Zuge der späteren Auswertung je Subplot sowie über alle Subplots gemittelt werden).
- **Exposition und Inklinat:** Diese Parameter beeinflussen maßgeblich das Mikroklima der Fläche und werden in der Regel einmalig zu Beginn des Monitorings für jeden der fünf Subplots mit einem Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder anderen geeigneten technischen Hilfsmitteln) mit einer Genauigkeit von 2° ermittelt (s. Tab. 5).
- **Blütenangebot:** Für die Aufnahme des Blütenangebots wird pro Transekt eine 9 m² (3 m x 3 m) große Aufnahmefläche im jeweils aktuell blütenreichsten Bereich des Transekts angelegt (Abb. 26). Hier werden bei jeder der sechs Erfassungsperioden die folgenden Parameter zum Blütenangebot aufgenommen (vgl. Tab. 5):
 - Gesamtdeckung der Blüten (Gräser ausgenommen)
 - Pflanzenartspezifische Blütendeckungen für mengenmäßig relevante Arten (mit mindestens 5 % Blütendeckung, Gräser ausgenommen)

Die Schätzung der Deckungsgrade erfolgt nach der oben für die Vegetationsstrukturaufnahme beschriebenen Methode. Die Nomenklatur der Pflanzenarten richtet sich nach Metzing et al. (2018).

- **Weitere Informationen:** Weitere Informationen zum Beispiel zu Typ, Lage und Ausdehnung von für Wildbienen relevanten Ressourcen können optional zusätzlich dokumentiert werden. Wenn in den Erfassungsbereichen der qualitativen Erfassung z. B. größere Offenbodenflächen oder Totholzvorkommen vorkommen, können diese in einem

entsprechenden Kommentarfeld aufgenommen werden, z. B. als Information für Kartierende zukünftiger Erfassungen auf dieser Fläche. Auch können z. B. ATKIS-Daten oder Luftbilder im Hinblick auf die Biotopausstattung der Umgebung durch die Kartierenden anhand des Geländeeindrucks auf ihre Aktualität geprüft werden. Falls im Feld erhebliche Abweichungen zu derartigen zur Verfügung stehenden Umweltdaten festgestellt werden, sollten diese z. B. in Form eines Kommentars dokumentiert werden, z. B. mittels Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts. Die Prüfung ist nicht obligatorisch.

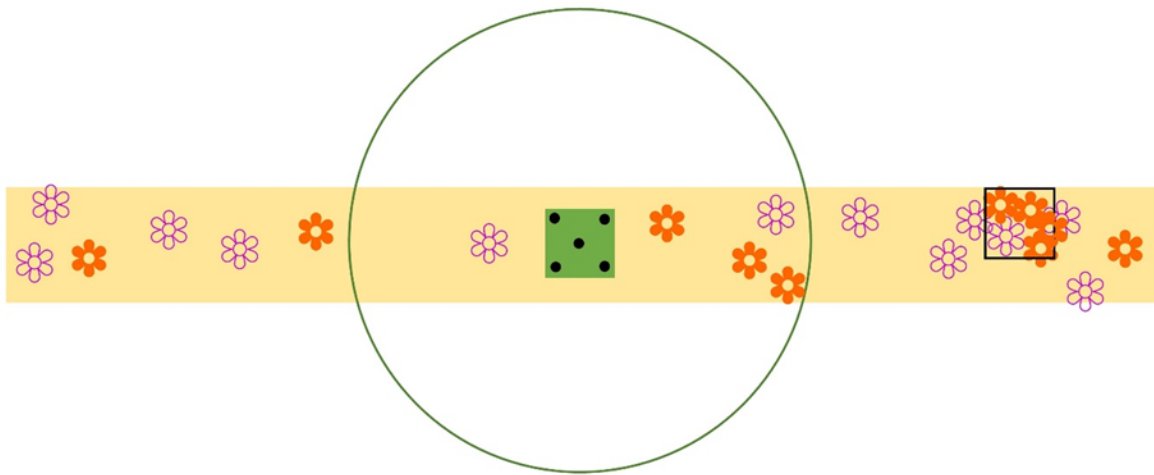


Abb. 26: Aufnahme der Umweltvariablen im Baustein 2a Teil 2 „Wildbienen in trockenen Heiden“. In jedem 50 m langen Transekt werden Umweltvariablen auf unterschiedlichen räumlichen Ebenen erfasst. Im Bereich des gesamten Transekts (gelber Streifen) werden Angaben zur Nutzung/Pflege anhand des Geländeeindrucks erfasst und gegebenenfalls durch Befragung von Flächenbesitzer*innen bzw. Bewirtschafter*innen präzisiert. Im Zentrum jedes Transekts werden Exposition und Inklination sowie die Vegetationsstruktur auf einem 9 m² großen Subplot (grünes Quadrat) erfasst. Die Vegetationsstruktur erfasst die Schätzung der Deckungsgrade verschiedener Strukturparameter im Subplot und die Messung der Streumächtigkeit und Krautschichthöhe an fünf Stellen des Subplots (schwarze Punkte; die Messungen erfolgen in den vier Ecken mit Abständen von ca. 50 cm zu den Rändern des Subplots und in der Mitte des Subplots). Zusätzlich werden in einem Umkreis von 10 m um den Transektmittelpunkt (grüner Kreis) die Deckungsgrade der Baum- und Strauchschicht aufgenommen. Darüber hinaus wird die Blütendeckung bei jeder der sechs Erfassungen eines Jahres aufgenommen, und zwar in einer 9 m² großen Aufnahmefläche (schwarzes Quadrat), die jedes Mal neu im aktuell blütenreichsten Bereich des Transekts platziert wird.

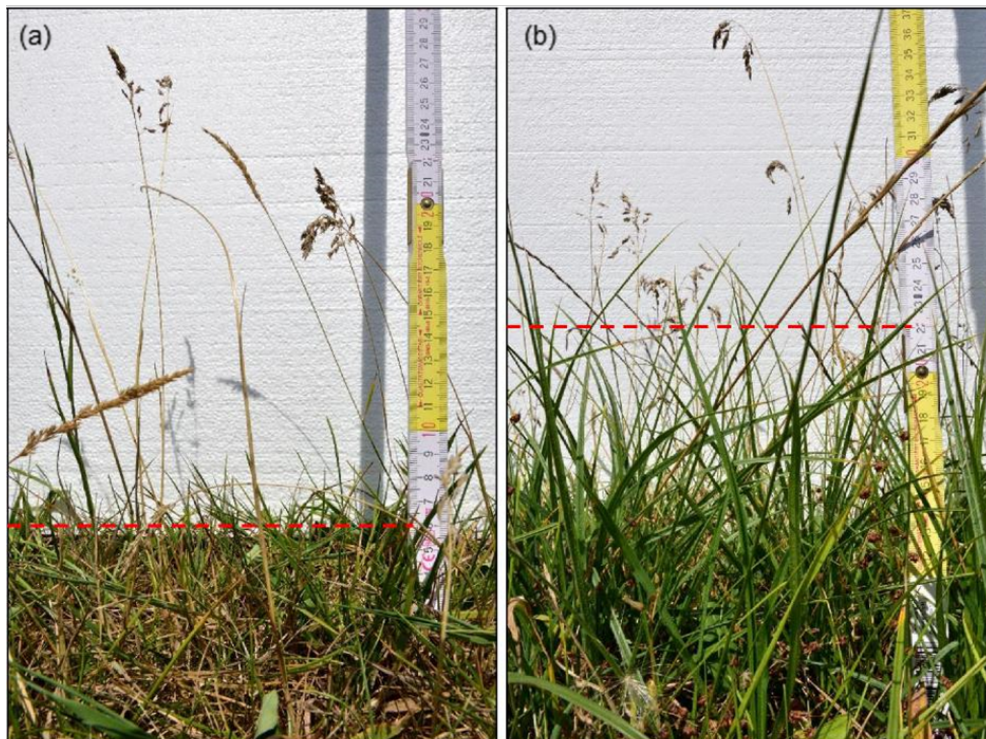


Abb. 27: Messung der Feldschichthöhe: (a) Abgelesen wird in der Regel der Wert des Höhenbereichs, in dem im Vergleich zu den darüber- und darunterliegenden Bereichen überproportional viel der eintreffenden solaren Strahlung absorbiert wird (hier 6 cm). (b) Lässt sich ein solcher Bereich nicht eindeutig abgrenzen, weil die Vegetation von der Bodenoberfläche ausgehend nach oben gleichförmig ausdünn, wird als Höhe der Feldschicht der Wert angegeben, unterhalb dessen sich 95 % der Biomasse der Feldschicht befinden (hier 22 cm) (© Fotos: Dr. Gregor Stuhldreher).

Tab. 5: Übersicht über die im Baustein 2a Teil 2 „Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)“ zu erfassenden Umweltvariablen mit den dafür zu verwendenden Aufnahmeflächen und Methoden sowie den empfohlenen Aufnahmezeitpunkten.

Parameter	FFH-Monitoringfläche	Methode	Erfassungsperiode					
			1	2	3	4	5	6
Art der Landnutzung im Untersuchungsjahr (zu unterscheidende Landnutzungsformen: Beweidung ja/nein)	gesamter Transektbereich	Beobachtung, gegebenenfalls Befragung von Flächenbesitzer*innen bzw. Bewirtschafter*innen	x	x	x	x	x	x
Gesamtlänge des Transekts mit jungen Heidestadien	gesamter Transektbereich	Schätzung bzw. Messung	1x im Erfassungsjahr, zeitlich flexibel					
Topografie Exposition Inklination	pro Transekt 1 fester Subplot à 3 m × 3 m	Messung mit Spiegelkompass	einmalig zu Beginn des Monitorings (gegebenenfalls nach Transektverlegung)					
Blütenangebot Gesamt-Blütendeckung artspezifische Blütendeckungen	pro Transekt 1 variabler Subplot à 3 m × 3 m (im jeweils blütenreichsten Bereich des Transekts)	Schätzung	x	x	x	x	x	x
Vegetationsstruktur						x		
Deckungsgrad								
Baumschicht Strauchschicht	pro Transekt 1 fester Probekreis (Radius = 10 m)	Schätzung						
Ericaceen insgesamt <i>Calluna vulgaris</i> <i>Empetrum nigrum</i> <i>Vaccinium myrtillus</i> <i>V. vitis-idaea</i> Feldschicht	pro Transekt 1 fester Subplot à 3 m × 3 m	Schätzung						

Parameter	FFH-Monitoringfläche	Methode	Erfassungsperiode					
			1	2	3	4	5	6
Gräser Kräuter Moose und Flechten Streuschicht Offenbodenstellen								
Höhe der Feldschicht Mächtigkeit der Streuschicht	pro Transekt 1 fester Subplot à 3 m × 3 m	Messung mit Zollstock						

3.9.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.9.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die Wildbienen erfasst?

Darf von den oben genannten Kartierzeiträumen (Erfassungsperioden) abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die Erfassungen in den vorgesehenen sechs Kartierzeiträumen stattfinden. Innerhalb der Kartierzeiträume kann der konkrete Tag der Kartierung beliebig terminiert werden, sofern die oben beschriebenen Regelungen zu zeitlichen Abständen zwischen den Kartierungen, Wetterbedingungen usw. eingehalten werden.

Wenn eine Erfassung nicht innerhalb des vorgesehenen Zeitfensters durchgeführt werden konnte (z. B. wegen andauerndem Schlechtwetter, temporär eingeschränkter Begehrbarkeit der Fläche oder krankheitsbedingten Ausfällen der kartierenden Personen), soll die ausgefallene Erfassung so bald wie möglich nachgeholt werden. Eine nicht termingerechte Erfassung beeinträchtigt die Qualität des Datensatzes einer Monitoringfläche weniger stark als eine fehlende. Die auf den Nachholtermin folgende Erfassung der nächsten Erfassungsperiode sollte innerhalb des für sie vorgesehenen Zeitfensters und nach Möglichkeit frühestens zwei Wochen nach der verspäteten vorherigen Erfassung erfolgen. In Ausnahmefällen darf dieser zeitliche Abstand zur vorherigen Erfassung aber unterschritten werden.

Darf die Anzahl der Kartierzeiträume (Erfassungsperioden) reduziert werden?

Da die FFH-Monitoringflächen in Höhenlagen unter 1.000 m NN liegen und dort nicht mit einem verkürzten Aktivitätszeitraum der Wildbienen zu rechnen ist, sollte die Erfassungszahl in keinem Fall reduziert werden.

Was passiert, wenn die Fläche kurz vor der Beprobung intensiv gepflegt wurde (z.B. durch Plaggen oder Brand) und die Vegetation noch deutliche Spuren des Störungsereignisses aufweist?

In diesem Fall sollte dies von der kartierenden Person dokumentiert werden, ebenso der ungefähre Termin des Störungsereignisses. Die Wildbienenenerfassung sollte möglichst auf einen späteren Termin innerhalb der Erfassungsperiode verschoben werden, idealerweise auf mindestens zwei Wochen nach dem Störungsereignis.

Was passiert, wenn sich während der Begehung des Transekts das Wetter so verschlechtert, dass die Standardbedingungen nicht mehr erfüllt sind?

In diesem Fall muss die Erfassung unterbrochen und zu einem späteren Zeitpunkt oder an einem anderen Tag (nach Möglichkeit innerhalb einer Woche) an der entsprechenden Stelle fortgesetzt werden. Diese Abweichungen vom Standardvorgehen sind entsprechend zu dokumentieren.

FAQ zu Kapitel 3.9.2 – Wo werden die Wildbienen erfasst?

Was passiert, falls ein Transekt nicht mehr oder nicht mehr vollständig begangen werden kann?

Im Laufe des Monitorings können auf den Transekten Hindernisse entstehen, die eine Begehung eines oder mehrerer der bisherigen Transekte (ganz oder abschnittsweise) unmöglich machen. In dem Fall sind in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes folgende Optionen zu prüfen:

- Die Kartierung wird – möglichst innerhalb der jeweiligen Erfassungsperiode – zeitlich verschoben (nur sinnvoll, wenn zu erwarten ist, dass die Hindernisse entsprechend kurzfristig bestehen).
- Ist dies nicht möglich, sollen die nicht begehbaren Transekt(abschnitt)e unter folgenden Maßgaben ersetzt werden:
 - I) Die noch begehbaren Transekte werden beibehalten, möglichst auch die noch begehbaren Anteile eines nicht mehr vollständig begehbaren Transekts.
 - II) Die Gesamtlänge der Transekte beträgt weiter 5 x 50 m.
 - III) Bei der Festlegung eines neuen Transekts sind die in Kapitel 3.9.2 genannten Punkte zu beachten.
 - IV) Das neu auszuwählende Transekt liegt dem, das bisher kartiert wurde aber nun nicht mehr begehbar ist, räumlich möglichst nahe und ist ihm in Bestand und Struktur möglichst ähnlich, so dass die (teilweise) Änderung des Transektverlaufs einen möglichst geringen Einfluss auf die Daten hat. Sollte dies (in Teilen) nicht möglich sein, werden auch unähnliche Transekt(abschnitt)e als Ersatz für die nicht begehbaren Abschnitte einbezogen.
 - V) Der neue Transektverlauf wird kartographisch digital dokumentiert und eine neue Transekt-ID vergeben (das ursprüngliche Transekt hat die Nummer A1 bzw. B1, C1, E1 oder F1, wird es zumindest in Teilen verändert, bekommt es die Nummer A2 bzw. B2, C2, D2, E2 oder F2).
- Sollte es auch nicht möglich sein, die nicht begehbaren Transekt(anteil)e nach oben genannten Maßgaben vollständig durch neue zu ersetzen, müssen die Tagfalter ausnahmsweise auf einem kürzeren Transekt bzw. weniger Transekten erfasst werden (Ziel ist dabei trotzdem, sich der Gesamttransektlänge von 5 x 50 m bestmöglich anzunähern). Im Rahmen der späteren Auswertungen kann dann fallspezifisch entschieden werden, auf welche Weise die Daten verwendet werden.

In der nächsten Erfassungsperiode wird wieder der ursprüngliche Transektverlauf (Transekt-ID A1 bzw. B1, C1, E1 oder F1) kartiert, sofern er wieder begehbar ist. Bestehen die Hindernisse in gleicher Weise fort, wird wieder dem Transektverlauf der letzten Kartierung gefolgt (Transekt-ID A2 bzw. B2, C2, E2 oder F2). Wenn sich im Laufe des Monitorings zeigen sollte, dass ein bestimmtes Transekt in der Mehrzahl der Erfassungsperioden nicht begangen werden konnte, soll die Verlegung dauerhaft gemacht werden.

Warum sind die Transekte nicht länger?

Wie bei den Tagfaltern und Widderchen sollen pro FFH-Monitoringfläche fünf Transekte mit einer Länge von je 50 m für quantitative Erfassungen der Wildbienen verwendet werden. Von 500 m langen Transekten, wie sie beim EU-Pollinatormonitoring vorgesehen sind (Potts

et al. 2021), wurde abgesehen, da biotopspezifische und keine landschaftsbezogenen Aussagen im Vordergrund des Bausteins stehen. Für diesen Zweck wurde eine gesamte Transektlänge von $5 \times 50 \text{ m} = 250 \text{ m}$ als ausreichend erachtet und auch mit Blick auf Aufwand und Umsetzbarkeit des Bausteins keine größere Transektlänge gewählt.

Warum ist der Bereich der qualitativen Nachsuche nicht größer?

Bei der qualitativen Nachsuche ist eine Flächenbegrenzung empfehlenswert, um eine Standardisierung mit Blick auf weitgehende Unabhängigkeit von der erfassenden Person zu erreichen. Ohne Flächenbegrenzung (d. h. bei einer Erfassung in der gesamten FFH-Monitoringfläche) ist das Risiko vor allem bei großen Flächen groß, dass unterschiedliche Bearbeiter*innen den Fokus der qualitativen Nachsuche auf unterschiedliche Bereiche bzw. Strukturen legen. Daher wird der vollständig mit allen darin vorhandenen Strukturen abzusuchende Bereich auf zwei 25 m breite Streifen jeweils rechts und links der Transektmittellinie begrenzt (s. Abb. 25).

FAQ zu Kapitel 3.9.3 – Wie werden die Wildbienen erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.9.4 zu finden.

Geländearbeiten

- GPS-Gerät zum Markieren/Auffinden der Transekte im Gelände
- Gegebenenfalls Material für die dauerhafte Markierung der Transekte (z. B. Holzpflocke), Ersatzmaterial für den Fall fehlender Markierungen
- Karte (digital oder analog) mit Lage und Verlauf der Transekte. Für die qualitative Nachsuche empfiehlt es sich, den Suchraum (bis zu 25 m zu beiden Seiten jeder Transektmittellinie) zusätzlich auf der Karte einzuzeichnen
- Kescher, Fanggefäße und Material zur Etikettierung der Fanggläser, um die gefangenen Tiere den Transekten zuordnen zu können
- Dunkle Kühltasche zur Lagerung gefangener Individuen
- Bestimmungsliteratur
- Kamera mit Makroobjektiv zur Dokumentation besonderer (z. B. seltener) Arten, die lebend bestimmt werden
- Tötungsmittel für die Individuen, die für die Bestimmung im Labor entnommen werden müssen
- Falls DNA-Analysen von Individuen durchgeführt werden: 96 %iger Alkohol zur Konservierung der Tiere

Bestimmungsarbeiten, die nicht im Gelände durchgeführt werden können (z. B. bei Erfordernis von Binokular oder Genitalpräparationen)

- Bestimmungsliteratur
- Binokular, Federstahlpinzette, Material für (Genital-)Präparationen wie z. B. Insekten-/Minutiennadeln

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Welche Qualifikationen werden benötigt?

Für die Erfassung sollte nur Personal eingesetzt werden, das einerseits umfangreiche Erfahrung in der Erfassung und Bestimmung von Wildbienen besitzt (Bestimmung von Wildbienen nicht nur im Labor, sondern auch im Freiland für eine möglichst bestandsschonende Erfassung). Neben taxonomischen Kenntnissen sind andererseits auch (insbesondere für die qualitative Erfassung) umfassende Kenntnisse zu den Lebensraumsansprüchen, Nahrungspräferenzen und Nistrequisiten der regionalen Wildbienenfauna erforderlich. Botanische Kenntnisse sind für die Erfassung des Blütenangebots (s. Kapitel 3.5.2) von Vorteil.

(Wie) Werden Wildbienen aufgenommen, die während der Transekterfassung außerhalb des Transekts/gedachten Würfels, während der Handlingzeit (Fang/Bestimmung) oder während der qualitativen Nachsuche außerhalb des Erfassungsbereichs gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Monitoringdaten aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder FFH-Monitoringfläche der zeitliche und flächenmäßige Erfassungsaufwand derselbe ist, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Muss im Falle einer punktgenauen Verortung der Individuen der GPS-Punkt genau an der Stelle, an der sich das Wildbienenindividuum befindet, gesetzt werden?

Für die Auswertung ist nur die Position der Individuen in Längsrichtung des Transekts wichtig, eine exakte Verortung in Querrichtung ist nicht erforderlich. Folglich kann die kartierende Person für alle seitlich von ihr befindlichen Individuen die Punkte dort setzen, wo sie sich gerade selbst befindet, und braucht nicht zum Aufenthaltsort der Wildbiene hinzugehen.

Wie sollen die Wildbienenindividuen bestimmt werden?

Wildbienenindividuen, die nicht auf Anrieb hinsichtlich ihrer Artzugehörigkeit bestimmt werden können, werden mit einem Kescher gefangen und lebend in Gefäßen (z. B. Drosophila-Döschen), mit welchen eine schonende Fixierung der Tiere zur Bestimmung möglich

ist und die sich den einzelnen Transekten durch entsprechende Etikettierung zuordnen lassen, aufbewahrt. Die in den Gefäßen aufbewahrten Tiere sollten möglichst in einer kühlen und dunklen Tasche gelagert werden. Nach Beendigung der Transektbegehung werden die eingesammelten Tiere möglichst im lebenden Zustand bestimmt, um sie dann wieder frei lassen zu können. Ist eine Bestimmung im lebenden Zustand nicht möglich, werden die Tiere in etikettierten Gläschen abgetötet (z. B. mit Essigsäureethylester, Ethanol oder Kälte) und konserviert (z. B. durch Einfrieren), um sie dann später im Labor zu bestimmen (VDI 2016, 2023). Sollen die eingesammelten Tiere nicht morphologisch, sondern mit genetischen Methoden (DNA-Barcoding der einzelnen Individuen, optional) bestimmt werden, ist eine direkte Überführung der Tiere nach Abtötung in 96 %igen Alkohol erforderlich, damit das genetische Material konserviert wird. DNA-Metabarcoding von Sammelproben – also z. B. aller bei einer Begehung eingesammelten Individuen – ist jedoch nicht ausreichend, da das Ziel der Transektbegehungen präzise artspezifische Abundanzwerte sind. Mittels Metabarcoding können Abundanzangaben nach jetzigem Entwicklungsstand lediglich in grober Auflösung erzeugt werden. Für die genetische Artbestimmung (nicht verpflichtend) müsste daher ein DNA-Barcoding der einzelnen Individuen durchgeführt werden.

In jedem Fall muss sichergestellt werden, dass die Zuordnung der Tiere bzw. der Bestimmungsergebnisse zu Erfassungsperiode und Transekt erhalten bleibt.

Unabhängig von der Bestimmungsmethode sollten bei kritischen Arten Fotobelege angefertigt bzw. die Individuen als Belegexemplare archiviert werden.

Müssen tatsächlich alle Wildbienenindividuen, die nicht direkt auf Artniveau angesprochen werden können, zur Bestimmung gefangen werden?

Grundsätzlich ist es das Ziel, möglichst alle in den Transekten erfassten Individuen auf Artniveau zu bestimmen. Treten allerdings Individuen in großer Zahl z. B. an bestimmten Nist- oder Nahrungsrequisiten eines Transekts auf, die gegebenenfalls einander sehr ähnlichen Arten (z. B. derselben Gattung) angehören und nicht auf Anhieb bis auf Artniveau bestimmt werden können, ist es als Ausnahmefall ausreichend, die Individuenzahl unter einem Arbeitsnamen als Artkomplex zu erfassen und stichprobenhaft Individuen eines Artkomplexes zu fangen, um diese auf Artniveau zu bestimmen. Gehören alle stichprobenhaft bestimmten Individuen eines Artkomplexes derselben Art an, können die nicht bestimmten Individuen dieses Artkomplexes ebenfalls dieser Art zugeordnet werden (der Arbeitsname wird also durch den konkreten Artnamen ersetzt) – allerdings muss dokumentiert werden, dass für diese Individuen die Artzuordnung nicht auf ihrer Bestimmung beruht. Gehören die stichprobenhaft bestimmten Individuen eines Artkomplexes verschiedenen Arten an, können die nicht bestimmten Individuen des Artkomplexes den Arten des Artkomplexes entsprechend der jeweiligen relativen Häufigkeit in der bestimmten Stichprobe zugeordnet werden – auch hier muss dokumentiert werden, dass für diese Individuen die Artzuordnung nicht auf einer Bestimmung beruht. Eine derartige Abschätzung bzw. „Hochrechnung“ der Artzugehörigkeit ist nur innerhalb eines Transekts und nicht transektübergreifend möglich.

Warum werden außer den Wildbienen nicht auch andere Stechimmen obligatorisch mit aufgenommen?

Ergänzend zu den Wildbienen empfiehlt es sich weitere Stechimmen (Aculeata exkl. Ameisen) mitzuerfassen, da Heiden auch für andere Artengruppen der Stechimmen einen bedeutenden Lebensraum darstellen. Zudem verfügen viele Wildbienen-Expert*innen auch bzgl. anderer Artengruppen der Stechimmen über gute Artenkenntnisse. Um

Arbeitsaufwand und Kosten dieses Bausteinteils in einem realisierbaren Rahmen zu halten, soll die Bearbeitung weiterer Stechimmen-Gruppen jedoch nicht verpflichtend sein: Erstens umfasst die Gesamtheit der anderen Stechimmen-Gruppen ähnlich viele, teils schwierig zu bestimmende Arten wie die Wildbienen, sodass sich der Bestimmungsaufwand beträchtlich erhöhen würde. Zweitens würde eine obligatorische Bearbeitung aller Stechimmen den Bausteinteil "trockene Heiden", der wegen der schwierigeren Bestimmbarkeit der Wildbienen ohnehin schon anspruchsvoller ist als der Bausteinteil "Kalkmagerrasen", noch aufwendiger machen. Bundesländer, die aufgrund der geographischen Verteilung der FFH-Monitoringflächen der FFH-LRT 4030 und 6210 für den Baustein 2a hauptsächlich trockene Heiden bearbeiten müssen, wären so benachteiligt gegenüber Bundesländern, die hauptsächlich Kalkmagerrasen bearbeiten müssen.

Ist es möglich, die oben beschriebenen Methoden um zusätzliche Methoden oder Artengruppen zu erweitern, z. B. für länderspezifische Zielstellungen?

Wenn ein Bundesland zusätzliche Methoden zur Erfassung der Insekten anwenden möchte (z. B. Farbschalen), ist es wichtig, dass die Daten methodenspezifisch dokumentiert sind, um zu ermöglichen, die Daten aus den Transekterfassungen und qualitativen Erfassungen in bundesweite Auswertungen einfließen zu lassen. Es muss außerdem vermieden werden, dass sich zusätzliche Methoden auf die Ergebnisse der Transekterfassungen und qualitativen Erfassungen auswirken, insbesondere bei Methoden mit Lockwirkung auf Wildbienen wie Farbschalen oder zum Zwecke des Monitorings ausgebrachte Nisthilfen.

Falls sich ein Bundesland dafür entscheidet, neben den Wildbienen weitere Stechimmen miterfassen zu lassen, sollte dokumentiert werden, welche Familien der Aculeata systematisch bearbeitet wurden. Dies ist wichtig, wenn Daten aus verschiedenen Bundesländern verglichen werden sollen, da nur so nachvollziehbar ist, ob das Fehlen von Arten im Datensatz einer Fläche darauf zurückzuführen ist, dass sie nicht kartiert oder im Transekt trotz Kartierung nicht nachgewiesen wurden. Die Erfassungsdauer wird nicht verlängert: Entweder es kann eine Erfassung der weiteren Artengruppe zeitgleich mit der der Wildbienen ohne Qualitätsverluste realisiert werden, oder die weitere Artengruppe muss separat erfasst werden.

FAQ zu Kapitel 3.9.4 – Erfassung von Umweltvariablen

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.9.3 zu finden.

- GPS-Gerät zum Auffinden der Erfassungsbereiche
- Maßband und Markierungen (z. B. farblich markierte Zeltheringe) zum Abmessen und Abstecken der Bereiche, in denen die Vegetationsstruktur bzw. das Blütenangebot aufgenommen wird („Subplots“, „Aufnahmeflächen“)
- Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder andere geeignete technische Hilfsmittel) für die einmalige Erfassung von Exposition und Inklination

- Zollstock zum Messen der Feldschichthöhe und der Mächtigkeit der Streuschicht
- Literatur und/oder Bestimmungs-App zur Bestimmung der blühenden Pflanzenarten

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum wird das Blütenangebot nur für dominant blühende Arten aufgenommen?

Um den Arbeitsaufwand für die Erfassung des Blütenangebots zu begrenzen, sollen artspezifische Blütendeckungen nur für mengenmäßig relevante Arten mit mindestens 5 % Blütendeckung geschätzt werden. Aus den artspezifischen Deckungsgraden kann im Zuge der Auswertung abgeleitet werden, welche Pflanzenarten den Blühaspekt dominierten und wie hoch die Diversität der mengenmäßig relevanten blühenden Pflanzenarten ist (diese soll auch als grober Anhaltspunkt für die gesamte Phytodiversität der Heidefläche dienen).

3.10 Baustein 2aB: Xylobionte Käfer in naturnahen Wäldern

Die Erfassung der xylobionten Käfer in naturnahen Wäldern erfolgt nach der für den Baustein 1D „Xylobionte Käfer in Wäldern“ beschriebenen Methodik (vgl. Kapitel 3.4). So werden Vergleiche zwischen diesen beiden Bausteinen ermöglicht. Der Baustein soll auf bundesweit 102 Probeflächen umgesetzt werden, die sich durch Naturnähe (d. h. Wälder mit natürlicher Entwicklung ohne forstliche Eingriffe und naturnaher Bestockung) und darüber hinaus möglichst auch durch historisch alte Waldstandorte, Nutzungseinstellung vor möglichst langer Zeit und eine Mindestgröße auszeichnen (s. Kapitel 2.3). Die Erfassung erfolgt wie beim Baustein 1D durch **Kreuzfensterfallen** in einem Zeitraum von **Ende März bis Anfang August** innerhalb eines festgelegten 2.500 m² großen Plots. Vorgaben zu Erfassungszeitraum, Bedingungen, Orten und methodischen Details der Erfassung von Insekten- und Umweltvariablen werden im Folgenden detailliert beschrieben. Optional umzusetzende Aspekte werden in *grauer Schrift* dargestellt.

Vorbemerkung

Aufbau der nachfolgenden Methodenbeschreibung

Es wird die Erfassungsmethodik zu ausgewählten Insekten- und Umweltvariablen beschrieben. Diese Beschreibungen werden durch Listen mit FAQ (frequently asked questions) ergänzt, in denen Aspekte wie der Umgang mit Ausnahmesituationen behandelt werden. Wir empfehlen ausdrücklich die Lektüre nicht nur der eigentlichen Methodenbeschreibungen, sondern auch der FAQ vor Beginn der Kartierungen.

Hintergründe zur Auswahl der im Folgenden beschriebenen Methodik

Details zur Konzeption und Hintergründe zur Ausgestaltung des Bausteins inkl. Artengruppen, Lebensräumen, Methoden und raum-zeitlichem Design sind dem Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM zu entnehmen.

Bei der Datenerhebung unbedingt zu Beachtendes

Die in diesem Kapitel beschriebene Vorgehensweise ist unbedingt zu befolgen, damit die erhobenen Daten bundesweit und langfristig miteinander vergleichbar sind. Vorschläge zur Optimierung der bundesweiten Vorgehensweise nehmen die zuständigen Naturschutzfachbehörden von Bund und Ländern entgegen. Unbedingt vermieden werden sollten zum Beispiel:

- Abweichungen über die in Text oder in Listen mit FAQ beschriebenen Ausnahmen hinaus (z. B. hinsichtlich Erfassungszeiten).
- Der Eingang von ergänzenden Daten in den Monitoringdatensatz, z. B. von Arten, die außerhalb der vorgegebenen Bereiche, Zeiten oder Methoden zufällig beobachtet oder gezielt erfasst wurden: Die exakte Umsetzung der Vorgaben dieses Methodenhandbuchs ist für die bundesweite und langfristige Vergleichbarkeit und Auswertbarkeit wichtiger als eine Vervollständigung der Artenliste durch abweichende/zusätzliche Erfassungen. Ergänzende Daten können dennoch als „Bemerkung“ oder in anderer Form separat dokumentiert werden. Bei einer gezielten Erhebung zusätzlicher Daten muss, z. B. durch geeigneten räumlichen und/oder zeitlichen Abstand, ein Einfluss zusätzlicher

Erfassungen auf die nach Methodenhandbuch erfassten Daten vermieden werden (z. B. beim Einsatz von Fallen mit anlockender Flüssigkeit).

- Der Einsatz von Geräten, Substanzen, Verhalten oder zusätzlichen Personen, durch die die Auffinde- bzw. Erfassungswahrscheinlichkeit von Individuen oder Arten im Vergleich zur beschriebenen Methodik signifikant erhöht würde. Auch sollte die Vorbereitung der Kartierung durch Studium von in der Vergangenheit im Gebiet erfassten Arten unterlassen werden (die Erfassungen sollen in jedem Erfassungsdurchgang und Turnus gleichermaßen neutral und unbeeinflusst durchgeführt werden, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen und eine gezielte Nachsuche bzw. erhöhte Erfassungswahrscheinlichkeit bestimmter Arten zu vermeiden).
- Die Unterschlagung von z. B. nicht bestimmbareren Individuen oder Individuen von am jeweiligen Ort oder zur jeweiligen Zeit nicht erwarteten Arten. Nicht bestimmbarere Individuen werden als nicht bestimmbares Individuum angegeben, Einträge können in jedem Fall durch Bemerkungen ergänzt werden.

3.10.1 Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die xylobionten Käfer erfasst?

- **Kartierzeitraum im Jahr:** Die Kreuzfensterfallen werden für einen Expositionszeitraum von 16 Wochen (112 Tagen) durchgehend betrieben. Dieser 16-wöchige Expositionszeitraum sollte innerhalb des 19-wöchigen Zeitfensters zwischen dem 24. März und 3. August (Erfassungszeitraum) realisiert werden. Dadurch, dass der Erfassungszeitraum drei Wochen länger ist als der Expositionszeitraum, kann der Beginn der Erfassungen an die Wärme- gunst des jeweiligen Standorts angepasst werden. Beispielsweise könnten die Fallen an besonders wärmebegünstigten Standorten direkt zu Beginn des Erfassungszeitraums (Ende März) ausgebracht werden, an Standorten mit mäßiger Wärmegunst ca. 10 Tage nach Beginn des Erfassungszeitraums (Anfang April), und in besonders kühlen Hochlagen so spät, dass das Ende des Expositionszeitraums mit dem Ende des Erfassungszeitraums zusammenfällt.

Der Expositionszeitraum gliedert sich in vier jeweils 28-tägige Intervalle (= Fangperioden), die separat ausgewertet werden mit Blick auf phänologische Informationen und umfassende statistische Auswertungsmöglichkeiten. Die Fallen werden in der Regel zu Ende eines jeden Intervalls (also nach jeweils 28 Tagen Expositionsdauer) geleert bzw. ausgetauscht⁴⁴.

Eventuelle Abweichungen von diesen Vorgaben sind so genau wie möglich zu dokumentieren.

⁴⁴ Ein Austausch von Fangflaschen gegen saubere Flaschen ist die sicherste Methode, Verfälschungen der Datensätze der verschiedenen Fangperioden durch Verunreinigungen zu vermeiden, wie sie bei Leerung mit direkter Weiterverwendung der benutzten Fangflaschen vorkommen können (überdies erhöht ein Umfüllen der Fänge vor Ort das Risiko von Datenverlusten). Wenn Metabarcoding (zur Bestimmung des Beifangs) durchgeführt werden soll, ist auf Sterilität der Fangflaschen zu achten – soll das Metabarcoding getrennt nach Fangperioden erfolgen (vgl. Abschnitt „Artbestimmung“), sollten für jede Fangperiode sterile Flaschen eingesetzt und auf eine Leerung mit direkter Weiterverwendung der benutzten Flaschen verzichtet werden.

- **Tageszeiten:** Grundsätzlich ist die Exposition bzw. Leerung der Fallen tageszeitenunabhängig. Im Idealfall erfolgen aber Exposition und Leerung einer Falle jeweils zur ähnlichen Tageszeit, um den Expositionszeitraum nicht unnötigerweise zu verkürzen oder zu verlängern.
- **Wetterbedingungen:** Die Methode ist weitestgehend wetterunabhängig. Lediglich nach Starkregenereignissen oder Stürmen empfiehlt sich eine Kontrolle der Kreuzfensterfallen.

3.10.2 Wo werden die xylobionten Käfer erfasst?

Die Erfassung der xylobionten Käfer erfolgt in einem 2.500 m² großen Plot, der innerhalb der Probefläche angelegt wird. Die konkrete Position des 2.500 m² großen Plots ist für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern der Wald im zu kartierenden Plot noch den Anforderungen (s. u.) entspricht und nicht zwingende Gründe eine Verlegung des Plots in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ).

Muss die Lage des Plots neu ausgewählt werden, sollte dies nur in Abstimmung mit der Naturschutzfachbehörde des Landes geschehen. Anforderungen an den Plot, die im Rahmen der erstmaligen Auswahl des zu kartierenden Plots und vor jeder weiteren Kartierung zu überprüfen sind, sind folgende:

- Die in Kapitel 2.3 beschriebenen Mindestkriterien an die Probefläche und möglichst viele weitere der in diesem Kapitel genannten Kriterien werden erfüllt;
- Der Plot ist mit zumutbarem Zeitaufwand zugänglich und die vorgesehene Erfassungsmethode ist einsetzbar (zum Beispiel kein Betretungsverbot durch Eigentümer*innen, keine dauerhafte Überstauung, keine Lage an einem sehr steilen Hang oder mit zu starker natürlicher Dynamik);
- Der Plot ist ein Bereich mit einer Größe von 2.500 m² und ist i. d. R. quadratisch, also 50 m × 50 m groß;
- Der Plot soll zentral innerhalb der Probefläche platziert werden. Die Plots benachbarter Probeflächen sollten einen Mindestabstand von 1,5 km zueinander haben. Eine gezielte Platzierung der Plots in bestimmte Strukturen bzw. Waldentwicklungsphasen soll grundsätzlich vermieden werden. Dies ist insbesondere im Hinblick auf den Vergleich mit dem Baustein 1D „Xylobionte Käfer im Wald“ relevant, da auch in diesem Baustein die Platzierung des Plots unabhängig von bestimmten Strukturen bzw. Waldentwicklungsphasen erfolgt;
- Analog dazu soll ein Plot nicht verlegt werden, wenn sich die Struktur eines bislang geschlossenen Bestands durch Windwurf, Borkenkäferbefall oder andere Ursachen stark ändert;
- Zur Minimierung von Randeffekten (um eine starke Beeinflussung der Artenzusammensetzung der Fänge durch andere Lebensräume zu vermeiden) sollten zwischen den Grenzen des Plots und dem Rand der Probefläche überall mindestens 20 m liegen (Schirmel et al. 2010). Dabei sollen keine Mindestabstände zum Beispiel zu Windwurfflächen eingehalten werden, sofern diese zum naturnahen Wald gehören. Dasselbe gilt für Waldwege, Gewässer und ähnliche Sonderstrukturen. Lässt sich dieser Abstand zum Rand aufgrund z. B. einer schmalen Ausdehnung des ausgewählten naturnahen Waldbereichs nicht einhalten,

- kann von der quadratischen Form des Plots abgewichen werden und seine Form den lokalen Gegebenheiten angepasst werden;
- Bei der erstmaligen Beprobung wird die Lage der Ecken des Plots in ein Luftbild eingezeichnet und mit GPS möglichst genau eingemessen, um eine Beprobung desselben Plots in den Folgejahren sicherzustellen.

3.10.3 Wie werden die xylobionten Käfer erfasst?

Nach standardisiertem Verfahren werden pro Plot drei Kreuzfensterfallen (Abb. 28, Abb. 29) exponiert, regelmäßig geleert, die Fänge aufbereitet, die Biomasse verschiedener Artengruppen ermittelt und die Artzugehörigkeit der einzelnen Individuen mindestens aller Käferfamilien (ausgenommen der Staphylinidae und Scolytinae, die optional einbezogen werden können) bestimmt:

- **Fallentyp:** Für das Monitoring wird das (bei Bedarf auch käuflich zu erwerbende) Modell „Luftklektor nach Rahn“ mit den folgenden Eigenschaften/Komponenten verwendet:
 - zwei gekreuzte Scheiben aus glattem, klarem Acrylglas (50 cm hoch, 24 cm breit, 3 mm dick); eine der beiden Acrylglasscheiben mit je einem gelben und einem weißen Farbstreifen (in unterer Hälfte horizontal über gesamte Scheibenbreite verlaufend)
 - horizontaler „Deckel“ am oberen Ende der Acrylglasscheiben in dunkelbrauner, dunkelgrüner oder schwarzer Farbe als Regenschutz, Ø 30 cm
 - Trichter (Ø 30 cm) am unteren Ende der Acrylglasscheiben
 - PE-Fangflasche: Fassungsvermögen 0,5 l–1 l, mit 3 Überlauföchern (Ø 0,3 cm) im oberen Bereich (bei ca. drei Viertel der Flaschenhöhe)
 - Hülle um Trichter und Fangflasche aus braun-grünem Tarnfleck-Stoff
 - Fangflüssigkeit: Als Fangflüssigkeit wird unverdünntes Propylenglykol mit parfümfreiem, geruchsneutralem Spülmittel als Detergens genutzt.
- **Exposition:** Das erstmalige Ausbringen der Kreuzfensterfallen muss durch eine Person mit entsprechenden Fachkenntnissen durchgeführt werden. Die konkreten Positionen der drei Kreuzfensterfallen liegen, sofern dieser Baustein des IM in der Vergangenheit bereits umgesetzt wurde, den zuständigen Naturschutzfachbehörden der Länder vor. Sie sind für aussagekräftige Datenreihen unbedingt langfristig beizubehalten, sofern bestimmte Anforderungen (s. u.) erfüllt werden und nicht zwingende Gründe eine Verlegung der Fallen in Rücksprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes erfordern (siehe auch FAQ). Folgende Punkte sind bei der Exposition der Fallen zu prüfen bzw. bei einer Neuplatzierung zu beachten:
 - Die Platzierung der Kreuzfensterfallen kann zu Beginn der Bausteinumsetzung bzw. bei erforderlicher Neuplatzierung mit nachfolgend genannten Einschränkungen frei gewählt, soll aber über die Laufzeit des Monitorings beibehalten werden. Dafür werden die Koordinaten der Standorte mittels GPS eingemessen und im Idealfall für eine genauere Verortung der Fallenstandorte Magnete in den Boden eingelassen oder die Position für die Folgejahre auf andere geeignete Weise markiert und/oder dokumentiert.
 - Die Fallen sollen mit einem Abstand von mindestens 10 m zueinander aufgestellt werden, um zu verhindern, dass sie sich gegenseitig beeinflussen.

- Eine möglichst zentrale Platzierung der Fallen innerhalb des Plots ist sinnvoll, um eine enge räumliche Korrelation mit den Umweltvariablen zu erreichen, die auf der Plotebene aufgenommen werden.
- Die Fallen sollen nach Möglichkeit mit einem Mindestabstand von 3 m zum nächsten Baumstamm oder Totholz-Element positioniert werden. Falls im Laufe des Monitorings in weniger als 3 m Entfernung zur Falle ein Baum aufwächst oder ein Totholz-Element zu liegen kommt, sollte der Standort der Falle unter Beachtung der oben genannten Kriterien geringfügig verschoben werden, sodass der Mindestabstand zu Baumstämmen und Totholz-Elementen wieder gegeben ist.
- Für die Aufhängung der Fallen gibt es verschiedene Möglichkeiten, z. B. an Galgen (wobei Konstruktionen aus Metall wegen der längeren Haltbarkeit empfehlenswerter sind als solche aus Holz), an großen Dreibeinstativen oder an einem zwischen zwei Bäumen gespannten Band.
- In jedem Fall sollen die Fallen so aufgehängt werden, dass sich die Mitte der Prallfläche ca. 1,25 m über der Bodenoberfläche befindet.
- Bei sehr dichtem Bewuchs (z. B. in jungen Fichtenbeständen oder hochwüchsigem Adlerfarn) sollte darauf geachtet werden, dass die Prallflächen möglichst frei liegen und nicht von Ästen/Zweigen berührt werden.
- Um ein starkes Hin- und Herschwingen der Fallen bei windigem Wetter zu verhindern, soll die Falle z. B. mithilfe von zwei in den Boden geschlagenen Heringen und Schnüren abgespannt werden.
- Jeweils bei Exposition (und Fangflaschenwechsel, s. nachfolgender Punkt) wird jede der Fangflaschen eindeutig beschriftet, um während der späteren Auswertung Arten- und Individuenzahlen für jede Falle und Fangperiode separat ermitteln zu können. Die Fangflaschen werden doppelt beschriftet: Außen mit einem wasserfesten Stift oder Etikett, innen mit einem Etikett aus festem (ca. 200 g/m²) Papier (Beschriftung mit Bleistift). Zu vermerken sind mindestens die Bezeichnung der Probefläche bzw. des Plots, die Fangperiode und die jeweilige Nummer der Falle.
- **Leerung:** Die regelmäßig erforderlichen Leerungen der Kreuzfensterfallen können durch geschulte Hilfskräfte durchgeführt werden. Folgt auf die Leerung eine weitere Fangperiode (Leerungsintervall), sind die Fallen neu zu aktivieren und dabei auch die unter „Exposition“ genannten Aspekte zu beachten.
 - Jeweils nach Ende einer Fangperiode wird die Fangflasche der Falle entnommen, auf eindeutige Beschriftung geprüft bzw. eindeutig beschriftet, um während der späteren Auswertung Arten- und Individuenzahlen für jede Falle und Fangperiode separat ermitteln zu können (s. o.), und fest verschlossen.
 - Anschließend werden neue, eindeutig beschriftete Fanggefäße an den Kreuzfensterfallen angebracht und die Fallen für die nächste Fangperiode exponiert (s. o.) bzw. zusammen mit der Falle und Befestigungsvorrichtungen eingesammelt, wenn keine weitere Fangperiode folgt.
 - Eventuelle Beeinträchtigungen, Beschädigungen, Ausfälle und sonstige Besonderheiten (s. FAQ für Beispiele), die beim Leeren einer Falle bemerkt oder vermutet werden, sollten fallenspezifisch unter Angabe der Fallenummer und Fangperiode bzw. eines

konkreten Datums dokumentiert und alle Beeinträchtigungen mit Einfluss auf die Fängigkeit der Fallen umgehend behoben werden. Wenn sich herausstellen sollte, dass Beeinträchtigungen der Fallen an bestimmten Standorten häufig vorkommen, sollte möglichst immer nach der Hälfte einer Fangperiode (also alle 14 Tage) eine Kontrolle vorgenommen werden. Eventuell eingetretene Beeinträchtigungen sollten dann behoben werden, um eine möglichst gleichbleibend hohe Qualität der Daten zu gewährleisten.

- **Aufbereitung und Konservierung des Probenmaterials:** Nach der Leerung einer Falle wird das Probenmaterial so bald wie möglich aufbereitet. Insbesondere bei durch Regenwasser verdünnter Fangflüssigkeit sollte dies innerhalb weniger Tage geschehen, um keine Verschlechterung des Erhaltungszustandes von morphologischen Merkmalen und DNA des Probenmaterials zu riskieren und das Probenmaterial bestmöglich zu konservieren.
 - Entfernung von Verunreinigungen: Um aussagekräftige, unverfälschte Biomasse-Werte für die Zielorganismen dieses Bausteins zu ermitteln, müssen vor den Wiegun-gen zwingend alle sonstigen Bestandteile (Blätter, Knospenschuppen und andere Verunreinigungen) aus der Probe entfernt bzw. die Zielorganismen separiert werden.
 - Artengruppensortierung: Im Zuge dieser zwingend notwendigen sorgfältigen Entfernung aller Verunreinigungen wird das Probenmaterial in mindestens vier taxonomische Gruppen sortiert (s. FAQ für Hinweise zum methodischen Vorgehen) und separat gelagert: Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae (Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer), übrige Insekten, sonstige Arthropoda (z. B. Spinnen) (Abb. 30). Optional können weitere Insektenartengruppen separiert werden. Alle Individuen dieser vier Artengruppen werden jeweils getrennt nach Fallenummer und Fangperiode in PE-Flaschen/Behälter überführt, die je nach Tiermenge unterschiedliche Größen haben können. Für die Lagerung der Kreuzfensterfallen-Fänge eines Jahres werden pro Bewirtschaftungseinheit somit 48 Behälter (4 Fangperioden x 3 Fallen x 4 Artengruppen) benötigt, sofern in jeder Falle einer jeden Fangperiode mindestens ein Individuum jeder der vier Artengruppen enthalten ist.
 - Beschriftung der Gefäße: Die Behälter werden außen z. B. mit einem wasserfesten schwarzen Stift oder laserbedruckten Klebeetiketten eindeutig (Leerungszeitpunkt/Fangperiode, Fallenummer, Probeflächenbezeichnung, ...) beschriftet. Zusätzlich erfolgt eine innere Etikettierung durch Bleistift- oder Laserdruckbeschriftung auf z. B. 200 g/m² schweren Papier.
 - Konservierungsflüssigkeiten: Jegliches Probenmaterial wird im Zuge der Sortierung in Konservierungsflüssigkeit (s. u.) überführt. Wichtig ist, dass die Flaschen nicht bis zum Rand mit Tieren befüllt sind, sondern ein deutlicher Überstand der Konservierungsflüssigkeiten in den Flaschen gegeben ist. Die Konservierungsflüssigkeit ist in Abhängigkeit von Artengruppe bzw. Bestimmungsmethode unterschiedlich:
 - Coleoptera in Scheerpeltz-Lösung (70 % Ethanol, 5 % Essigsäure, 25 % Wasser, vgl. Teichmann 1994),
 - Staphylinidae und Scolytinae (Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer) in Scheerpeltz-Lösung, sofern sie morphologisch bestimmt werden sollen,
 - Staphylinidae und Scolytinae (Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer) in Ethanol (96 %), sofern sie mittels Metabarcoding bestimmt werden sollen,

- Übrige Insekten in Ethanol (96 %),
- Sonstige Arthropoda in Ethanol (96 %).
- **Bestimmung der Biomasse:** Nach der Aufbereitung des Probenmaterials sollten alle Proben für mindestens vier Wochen in den oben genannten Konservierungsflüssigkeiten eingelagert gewesen sein, damit eine annähernd vollständige Flüssigkeitssättigung des Körpergewebes der Fänge gewährleistet ist (andernfalls könnten für Individuen gleicher Biomasse unterschiedliche Gewichte gemessen werden). Die Bestimmung des „Abtropfgewichts“ erfolgt nach standardisiertem Vorgehen getrennt für die 48 Teilproben (4 Fangperioden x 3 Fallen x 4 Artengruppen) pro Probefläche und Jahr. Eventuell im Probenmaterial befindliche Präimaginalstadien werden mitgewogen. Die Bestimmung der Biomasse erfolgt wie bei den Bausteinen 1C, 1D und 1G in Anlehnung an Ssymank et al. (2018) (s. auch <http://www.entomologica.org/vd/biomass01.mp4>):
 - Vor dem Wiegen wird das Material über einem standardisierten Edelstahl-Sieb abgeschüttet (Durchmesser ca. 20 cm, Maschenweite < 0,5 mm). Dabei hängt das Sieb in einer Vorrichtung aus Glaskolben, Kunststoff- und Glastrichter, sodass die Konservierungsflüssigkeit aufgefangen und der Glastrichter durch den Kunststofftrichter innerhalb des Kolbens zentriert und stabilisiert wird. Gegebenenfalls im Aufbewahrungsgefäß verbliebene Individuen werden mit frischer Konservierungsflüssigkeit (s. o.) in das Sieb gespült. Sicherheitshalber sollte die aufgefangene Konservierungsflüssigkeit auf kleine Insekten, die durch das Sieb hindurch gelangt sein könnten, kontrolliert werden. Falls darin Insekten enthalten sind, sollten sie der Probe vor der Biomassewiegung wieder zugefügt werden.
 - Für die Messung wird das Sieb in eine auf der Waage stehende Schale gehängt. Die Gewichte von Sieb und Schale müssen vom Messergebnis abgezogen werden. Nach Ssymank et al. (2018) wird das Probenmaterial gewogen, wenn die Tropfenfolge mehr als 10 Sekunden beträgt. Diese Tropfenfolge hat sich bei der Verwendung von 80 %igem Alkohol als Konservierungsflüssigkeit bewährt (Ssymank et al. 2018). Die hier verwendeten Flüssigkeiten haben nur unwesentlich höhere bzw. niedrigere Alkoholgehalte, daher soll die gleiche Vorgehensweise verwendet werden (d. h. die Biomassewiegung findet statt, wenn die Tropfenfolge mehr als 10 Sekunden beträgt). Die Messgenauigkeit sollte 0,1 g betragen. Bei sehr geringen Biomassen können bei Bedarf auch genauere Messergebnisse (< 0,1 g) dokumentiert werden.
 - Nach der Wiegung werden die gewogenen Tiere in die beschrifteten Aufbewahrungsgefäße zurückgefüllt und es wird so viel frische Konservierungsflüssigkeit (s. o.) zugegeben, dass ein deutlicher Flüssigkeitsüberstand entsteht.
- **Artbestimmung:** Die (morphologische) Artbestimmung erfolgt mindestens für alle Individuen der Coleoptera ausgenommen der Kurzflügelkäfer (Staphylinidae) und Borkenkäfer (Scolytinae). Dabei wird jedes Individuum der entsprechenden Probe (Jahr, Probeflächenbezeichnung, Fangperiode, Fallennummer) zugeordnet (Abb. 30). Optional können weitere Artengruppen bestimmt werden, idealerweise Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer (Staphylinidae und Scolytinae).
 - Die Artbestimmung erfolgt möglichst nach der Biomasseermittlung.
 - Die Nomenklatur der Käfer richtet sich nach den zu Beginn eines Turnus aktuellen bundesweiten Roten Listen der entsprechenden Käfergruppen.

- Für jede Probefläche und jedes Erfassungsjahr wird eine Dokumentation der Bestimmungsergebnisse mindestens der Coleoptera exklusive Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer erstellt, die Angaben zu identifizierten Arten, deren Abundanzen sowie Abundanzen der ggf. nicht bis auf Artniveau bestimmten Individuen pro Falle und Fangperiode enthält. Das gleiche gilt für Artengruppen, die optional darüber hinaus morphologisch bestimmt werden (z. B. Kurzflügel- und Borkenkäfer).
- Für Kurzflügelkäfer und Borkenkäfer (Staphylinidae und Scolytinae), übrige Insekten und sonstige Arthropoda ist im Rahmen dieses Bausteins mit Blick auf die Umsetzbarkeit nur die Bestimmung der Biomasse vorgesehen. Da auch unter den in der Regel aufwändiger zu bestimmenden Kurzflügel- und Borkenkäfern zahlreiche Totholzkäferarten vorkommen, wird auch ihre Artbestimmung empfohlen. Auch eine Bestimmung weiterer Artengruppen kann optional erfolgen.
 - Insbesondere bei den Kurzflügel- und Borkenkäfern wird die morphologische Bestimmung gegenüber genetischen Methoden wie dem Metabarcoding empfohlen, da nach aktuellem Stand nur durch morphologische Bestimmung Häufigkeiten (Individuenzahlen) der einzelnen Arten ermittelt werden können, die für das Monitoring einen großen Wert haben, auch mit Blick auf die gemeinsame Auswertbarkeit mit den übrigen Totholzkäfern.
 - Bei den optional zu bestimmenden Artengruppen ist auch eine genetische Bestimmung, z. B. mittels Metabarcoding, möglich, auch wenn hierbei nach aktuellem Stand keine Individuenzahlen ermittelt werden können.
- **Allgemein:** Neben den oben genannten Parametern werden der Name der fallenbetreuenden Person, die Bezeichnung der Probefläche, gegebenenfalls Bemerkungen sowie das Datum und die Uhrzeit zu Beginn der Begehung (Exposition und/oder Leerung) dokumentiert.

Werden genetische Analysen geplant oder zumindest nicht ausgeschlossen, ist bei allen Arbeiten (in Feld und Labor!) auf die Sterilität von Fanggefäßen, Trichtern und weiteren Materialien und Werkzeugen zu achten, um die Proben nicht mit DNA zu verunreinigen und Ergebnisse nicht zu verfälschen. Auch ist eine Konservierung der relevanten Proben(teile) mit 96 %igem Alkohol notwendig.

Die dauerhafte Aufbewahrung der Proben ermöglicht die Ergebnisüberprüfung und, sofern die Proben nicht homogenisiert wurden, die taxonomische Bearbeitung weiterer Artengruppen zu einem späteren Zeitpunkt und wird daher empfohlen.



Abb. 28: Kreuzfensterfalle, mit der Daten zu xylobionten Käfern im Wald erhoben werden (© Foto: Dr. Jürgen Schmidl).

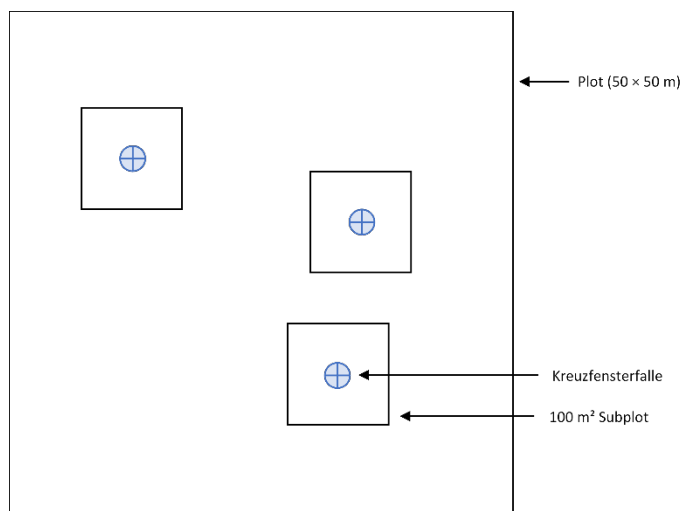


Abb. 29: Untersuchungsdesign zur Erfassung von xylobionten Käfern in naturnahen Wäldern mit Kreuzfensterfallen (blaue Kreise mit Kreuz) innerhalb des 50 m x 50 m großen Plots. Die Standorte der drei Kreuzfensterfallen und der zugehörigen Subplots zur Erfassung der Vegetationsstruktur, die 100 m² groß sind und quadratisch oder kreisförmig sein können (als schwarze Quadrate um die Kreuzfensterfallen dargestellt), können zu Beginn des Monitorings innerhalb des Plots frei gewählt werden (nach Möglichkeit zentral im Plot, aber unter Berücksichtigung bestimmter Einschränkungen für die Platzierung der Fallen und mit einem Abstand zwischen den Fallen von mindestens 10 m) und werden über die Laufzeit des Monitorings beibehalten.

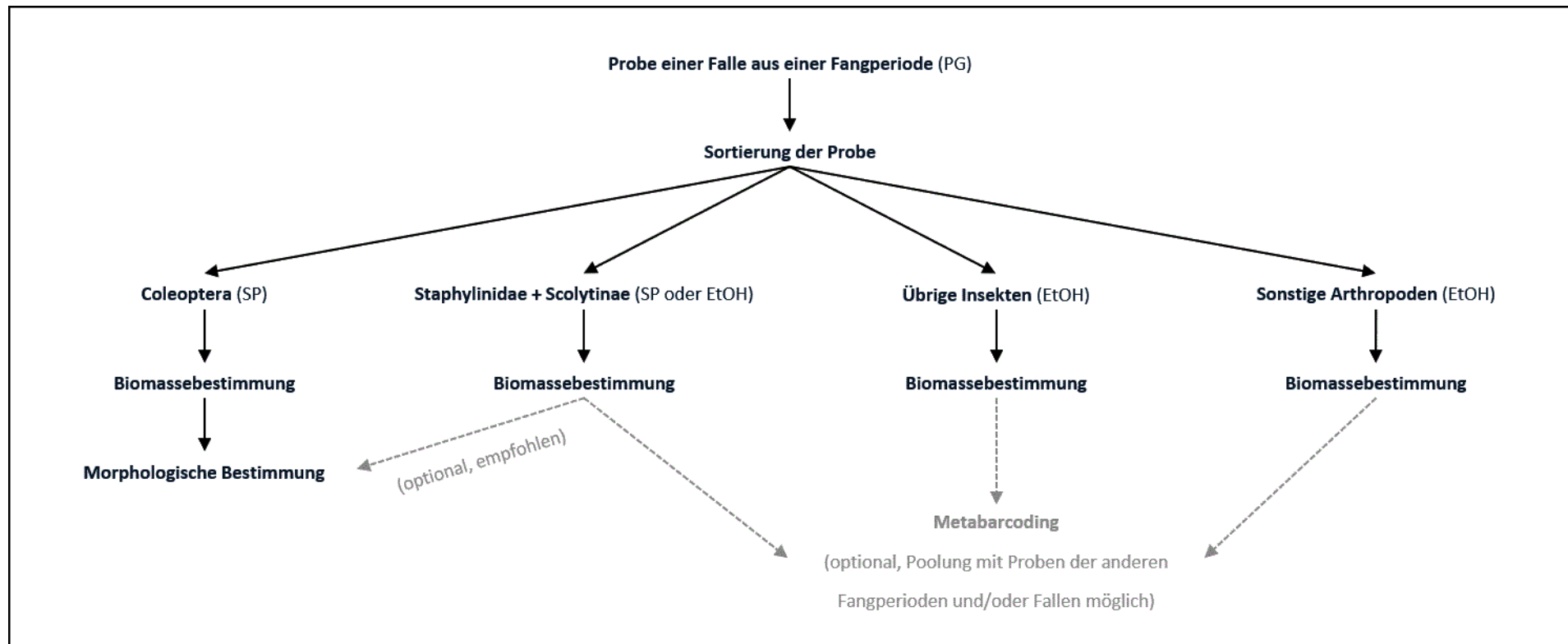


Abb. 30: Arbeitsablauf für die Aufbereitung und Analyse des Probenmaterials aus den Kreuzfensterfallen. Die in schwarzer Schrift und mit durchgezogenen Pfeilen versehenen Arbeitsschritte stellen den Minimalumfang des Bausteins dar, die in grau dargestellten Schritte sind optional. Die Abkürzungen in Klammern geben die im jeweiligen Schritt zu verwendende Konservierungsflüssigkeit an (PG = Propylenglykol (100 %), SP = Scheerpeltz-Lösung, EtOH = Ethanol 96 %). Wenn die Staphylinidae und Scolytinae morphologisch bestimmt werden, können sie nach dem Aussortieren aus der Gesamtprobe in Scheerpeltz-Lösung gelagert werden. Wenn sie ins Metabarcoding gegeben werden sollen, sollten sie in Ethanol gelagert werden.

3.10.4 Erfassung von Umweltvariablen

Um in der Analyse der Insektendaten die lokal bzw. in der Umgebung herrschenden Umweltbedingungen berücksichtigen zu können, sind in der Regel Daten zu den für die jeweilige Insektenartengruppe bedeutenden Umweltvariablen auf verschiedenen räumlichen Ebenen erforderlich. Für die einzelnen Bausteine werden an dieser Stelle der Methodenbeschreibungen alle obligatorisch oder optional im Feld zu erfassenden Umweltparameter mit ihren konkreten Erfassungsmethoden dargestellt⁴⁵. Basis für die Auswahl der im Feld zu erfassenden Parameter bilden ihre große Bedeutung für die Insektenartengruppe (hier xylobionte Käfer), die fehlende Verfügbarkeit geeigneter Daten aus anderen Quellen und die praktikable Umsetzbarkeit ihrer Erfassung im Rahmen des Bausteins. Für diesen Baustein wurden folgende auf dem Plot obligatorisch (in schwarzer Schrift) oder optional (in grauer Schrift) zu erfassende Umweltparameter definiert, die durch die Fallen-Betreuenden vorzugsweise in der ersten Juli-Hälfte erhoben werden. Die konkreten Erfassungsmethoden aller im Folgenden benannten Umweltvariablen werden in Tab. 6 detailliert beschrieben:

- An jedem der drei **Fallenstandorte** wird in einem wahlweise quadratischen oder kreisförmigen Subplot von 100 m² Größe (idealerweise mit der Falle im Zentrum des Subplots) Baumartenzusammensetzung und Beschattungsgrad erfasst, da sie die Totholzkäfergemeinschaft bzw. die Fängigkeit der Fallen beeinflussen.
- Im **Plot** (in der Regel 50 m x 50 m) werden folgende Parameter erfasst:
 - Exposition und Inklination: Diese Parameter beeinflussen maßgeblich das Mikroklima der Fläche und müssen, da sie sich in der Regel nicht verändern, nur einmalig zu Beginn des Monitorings auf dem konkreten Plot aufgenommen werden (alle übrigen Parameter werden in jedem Erfassungsjahr aufgenommen bzw. auf Aktualität geprüft).
 - Waldtypen
 - Waldentwicklungsphasen
 - Schichtigkeit (Anzahl der Baumschichten)
 - Gesamt-Deckungsgrad der Baumschicht(en)
 - Gesamt-Deckungsgrad der Strauchschicht
 - Dominierende Gehölze der Baumschicht(en)
 - Dominierende Gehölze der Strauchschicht(en)
 - Diversität der Gehölzpflanzen
 - Alt- und Totholz-Angebot: hier ist eine relativ umfassende Kartierung vorgesehen, da es ein Schlüsselfaktor für die Zönosen der xylobionten Käfer ist.
- **Weitere Informationen** zum Waldbereich oder zu seiner Umgebung können zusätzlich erfasst werden, so können z. B. ATKIS-Daten oder Luftbilder im Hinblick auf die Biotopausstattung durch die Kartierenden anhand des Geländeeindrucks auf ihre Aktualität geprüft

⁴⁵ Hintergründe zur Wahl der zu erfassenden Umweltvariablen sowie Hinweise auf weitere wichtige Umweltparameter und Aspekte zu Auswertungsmöglichkeiten von Daten des IM enthält der Abschlussbericht der F+E-Vorhaben zur Konzeptentwicklung des IM.

werden. Falls im Feld erhebliche Abweichungen zu derartigen zur Verfügung stehenden Umweltdaten festgestellt werden, sollten diese z. B. in Form eines Kommentars dokumentiert werden, z. B. mittels Lagebeschreibung des fraglichen Landschaftselements und/oder Koordinatenpaar seines geschätzten Mittelpunkts. Die Prüfung ist nicht obligatorisch.

Tab. 6: Umweltvariablen, die potenziell wichtige Einflussgrößen auf Zönosen der xylobionten Käfer darstellen, mit detaillierter Beschreibung ihrer Erfassungsmethodik. BHD = Brusthöhendurchmesser.

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
Fallenstandort: jeweils ein 100 m² großer (quadratischer oder kreisförmiger) Subplot um jede der drei Kreuzfensterfallen (KFF) (aufgrund des Mindestabstands der Fallen zueinander ist keine Überschneidung möglich)			
Baumartenzusammensetzung	Artidentität der der Falle nächsten Bäume	Artbestimmung der zehn der Falle nächststehenden Baumindividuen (maßgeblich ist die Position der Stämme relativ zur Falle), die einen BHD > 13 cm und eine Höhe ≥ 1,3 m haben (wenn im Subplot weniger als zehn Baumindividuen stehen, die diesen Kriterien entsprechen, werden entsprechend weniger aufgenommen). Abgängige und tote Baumindividuen werden dabei einbezogen, sofern ihre Artidentität noch feststellbar ist.	im Baustein 2aB aufnehmen
Gesamt-Deckungsgrad der Baumschicht(en) und der Strauchschicht zusammengekommen als Maß für die Beschattung der Falle	Prozent	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand; Definition der Baum- und Strauchschicht s. u.; optional kann er zusätzlich mit einer anderen Methode ermittelt werden, um präzisere und objektivere Werte zu erhalten (z. B. über Fotos mit einem Fisheye-Objektiv und anschließender computergestützter Auswertung der Bilddaten oder über die Anbringung eines Strahlungssensors)	im Baustein 2aB aufnehmen
50 m × 50 m Plot			
Inklination Exposition	Grad	Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (Messung auf 2° genau). Falls im Plot unterschiedliche Expositionen und/oder Inklinationen in nennenswerter Ausdehnung vorkommen, werden zwei oder mehr Wertepaare notiert. Für jedes Wertepaar sollte zusätzlich der ungefähre Flächenanteil des Plot-Bereichs, der die entsprechende Exposition und Inklination aufweist, notiert werden.	im Baustein 2aB aufnehmen; einmalige Erfassung zu Beginn des Monitorings ausreichend
Waldtyp(en)	Kategorien nach ÖSM	Ansprache aller Waldtypen, die im Plot vorkommen, anhand des ÖSM-Schlüssels (Tschiche et al. 2022), und Schätzung ihrer	im Baustein 2aB aufnehmen

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
		Flächenanteile in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand	
Waldentwicklungsphasen	Flächenanteil in Prozent für jede der folgenden drei Phasen: Jungwuchs bis Stangenholz, BHD bis 13 cm geringes und mittleres Baumholz, BHD > 13–49 cm starkes und sehr starkes Baumholz, BHD > 49 cm	Schätzung in 10 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 5 %-Schritten) im belaubten Zustand. Für die Schätzung maßgeblich ist der von den Baumindividuen der jeweiligen Phase überschirmte Anteil an der Plotfläche. Bei der Flächenanteilsschätzung werden alle Baumindividuen ab 1,3 m Höhe berücksichtigt. In Wäldern mit mehreren Baumschichten können die unterschiedlichen Waldentwicklungsphasen zusammengekommen auf mehr als 100 % Anteil kommen. Sträucher sind nicht Teil der Betrachtung, wohl aber mehrtriebiger/strauchförmiger Baumjungwuchs	im Baustein 2aB aufnehmen
Schichtigkeit (Anzahl der Baumschichten)	drei Kategorien ¹ : 1) einschichtig 2) zweischichtig 3) mehrschichtig	visuelle Beurteilung; Gehölze mit einer Wuchshöhe ≤ 6 m zählen zur Strauchschicht und werden nicht berücksichtigt	im Baustein 2aB aufnehmen
Gesamt-Deckungsgrad der Baumschicht (wenn nur eine ausgebildet ist) bzw. aller Baumschichten zusammengekommen (wenn mehrere Baumschichten ausgebildet sind)	Prozent	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand; Gehölze mit einer Wuchshöhe ≤ 6 m zählen zur Strauchschicht und werden bei der Schätzung nicht berücksichtigt	im Baustein 2aB aufnehmen
Gesamt-Deckungsgrad der Strauchschicht (umfasst alle Gehölze [mit Ausnahme der Zwergsträucher/holzigen Chamaephyten wie z. B. Ericaceae und holzigen Lianen wie <i>Hedera helix</i>] mit einer Wuchshöhe > 0,5 m und ≤ 6 m)	Prozent	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand	im Baustein 2aB aufnehmen
Dominierende Gehölze der Baumschicht(en) (Wuchshöhe > 6 m)	Deckungsgrade (in Prozent) der drei dominierenden Gehölzpflanzenarten der Baumschicht(en)	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand	im Baustein 2aB aufnehmen

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
Dominierende Gehölze der Strauchschicht(en) (0,5 m < Wuchshöhe ≤ 6 m; Zwergsträucher/holzige Chamaephyten wie z. B. Ericaceae und holzige Lianen wie <i>Hedera helix</i> ausgenommen)	Deckungsgrade (in Prozent) der drei dominierenden Gehölzpflanzenarten der Strauchschicht	Schätzung in 5 %-Schritten (unterhalb von 10 % und oberhalb von 90 % in 2,5 %-Schritten) im belaubten Zustand	im Baustein 2aB aufnehmen
Diversität der Gehölzpflanzen (Zwergsträucher/holzige Chamaephyten wie z. B. Ericaceae und holzige Lianen wie <i>Hedera helix</i> ausgenommen)	Artenzahl	Vollständige Artenliste aller Gehölzpflanzen, die mit mind. 1 Individuum > 0,5 m Wuchshöhe im Plot vertreten sind	im Baustein 2aB aufnehmen
Alt- und Totholz-Angebot: Für alle Alt- und Totholz-Elemente, die bestimmte Mindestabmessungen (Durchmesser > 30 cm, Höhe bzw. Länge > 1 m) überschreiten, werden die nachfolgend genannten Parameter aufgenommen. Auf der Plotgrenze liegende Elemente werden vollständig miterfasst, wenn ihr dickeres Ende innerhalb des Plots liegt oder ihr dünneres Ende mindestens 1 m in den Plot hineinragt.			im Baustein 2aB aufnehmen
Durchmesser	Zentimeter (Schätzung auf 10 cm genau)	Bei stehenden Elementen wird der Durchmesser in 1,3 m Höhe ermittelt, bei liegenden Elementen in einer Entfernung von 1,3 m vom dickeren Ende. Bei Elementen mit einer Höhe bzw. Länge zwischen 1 m und 1,3 m erfolgt die Schätzung am oberen/dünneren Ende.	
Höhe bzw. Länge	Meter (Schätzung auf 5 m genau, bei Totholz-Elementen < 10 m Höhe bzw. Länge auf 1 m genau).	Die Schätzung sollte sich auf den Bereich zwischen der Stammbasis bzw. dem dickeren Ende und dem oberen Stammende (Stammdurchmesser ≥ 7 cm, Derbholzgrenze; die Krone zählt also nicht mit) bzw. dem dünneren Ende beziehen.	
Baumart	fünf Kategorien:		
	1) Stiel- oder Traubeneiche		
	2) Rotbuche		
	3) sonstige einheimische Laubbaumarten		
	4) einheimische Nadelbaumarten		

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
	5) nicht-einheimische Baumarten		
	Optional: zusätzlich Dokumentation auf Artniveau (soweit noch erkennbar)		
Position	drei Kategorien: 1) stehend (außer mit Stammbasis/Wurzeln keinerlei Bodenkontakt) 2) schräg aufliegend (entwurzelte Bäume und abgebrochene Stammteile, die auf maximal 50 % ihrer Länge direkten Bodenkontakt haben) 3) liegend (auf > 50 % ihrer Länge dem Boden aufliegend)		
Lage im Subplot	Angabe, ob Element (ganz oder teilweise) innerhalb der Subplots von KFF 1, KFF 2 und/oder von KFF 3 liegt (Mehrfachnennung möglich)		
Besonnung	drei Kategorien: 1) voll besont (in der Vegetationsperiode [annähernd] ganztägig direktem Sonnenlicht ausgesetzt, z. B. auf Lichtungen oder an süd-exponierten Waldinnenrändern) 2) Halbschatten (in der Vegetationsperiode zumindest ein Teil des Totholz-Elements für einen Teil des Tages von der Sonne beschienen, z. B. in kleineren Bestandslücken oder am Rand von Waldwegen) 3) weitestgehend oder voll beschattet (z. B. in geschlossenen Beständen)		
Zersetzungsgrad	fünf Kategorien:		
	1) noch lebende, aber anbrüchige Bäume (Altholz) Merkmale: Hier werden noch lebende Bäume mit morschen und/oder hohlen Stamm- und Astpartien, großen Faulästen, teilweise abgebrochener Krone und ähnlichen Schäden eingeordnet. Dabei kann es sich sowohl um alte, langsam absterbende als auch um jüngere, durch externe Einflüsse teilgeschädigte Baumindividuen handeln. Ein Baum muss neben den oben genannten Mindestabmessungen mindestens eines der folgenden Mikrohabitate aufweisen, um als Altholz-Element klassifiziert und damit in die Zersetzungsgrad-Kategorie 1 eingeordnet werden zu können: -> Totäste > 20 cm Durchmesser und > 1 m Länge bzw. Kronentotholz > 10 %; -> Baumhöhlen (Platz mindestens für kleinen Vogel) und/oder Spaltenquartiere (Spaltenweite > 1 cm, Tiefe > 10 cm, Länge > 50 cm); -> Baumpilze > 5 cm Durchmesser (oder Cluster > 10 Fruchtkörper)		
	2a) frisch (maximal 3 Jahre) tot Merkmale: Rinde frisch toter Bäume sitzt meist noch überwiegend fest an, das Holz ist teilweise noch fest		
	2b) frisch toter Baum mit komplettem Kronenbruch		
	3) beginnende bis fortgeschrittene Zersetzung		

Parameter	Maßeinheit	Methode bzw. Hilfsmittel	Datenquelle
	Merkmale: lose oder schon abgelöste Rinde und zumindest teilweise schon weiches bzw. trockenes Holz		
	4) stark zersetzt Merkmale: Holz weich, zerlöchert, ohne Rinde		
Baumhöhlen	drei Kategorien: 1) mind. 3 kleine Baumhöhlen (Platz mind. für kleinen Vogel) oder 1 große (z. B. Schwarzspechthöhle, ausgefaulte Astpartien, hohler Stammfuß) 2) 1-2 kleine Baumhöhlen und/oder Vorhandensein von Spaltenquartieren aufgrund abstehender Rinde, Stammrissen o. ä. 3) keine Baumhöhle oder Spaltenquartiere		
Baumpilze	drei Kategorien: 1) viele Baumpilze (Präsenz mehrerer Arten von Baumpilzen mit Fruchtkörperbildung, z. B. „Konsolen“- und Rindenpilze) 2) wenige Baumpilze (meist sind nur Rinden- und Schichtpilze vorhanden, ausgeprägte Pilzkonsolen dagegen kaum) 3) keine Baumpilze		

¹ Die Unterscheidung von drei Kategorien orientiert sich an Schwill et al. (2016). Kategorie 1 wird für einen Bestand vergeben, bei dem nur eine einzige Baumschicht ausgebildet ist (z. B. in einem Hallenbuchenwald, der nur aus Bäumen einer Altersstufe besteht). Kategorie 2 wird vergeben, wenn zwei Baumschichten ausgebildet sind (wie z. B. in einem alten Kiefernwald mit darunter aufkommendem Buchenjungbestand). Kategorie 3 kennzeichnet einen Waldbestand, der aus mindestens drei Baumschichten besteht. Baumindividuen, die weniger als 6 m hoch sind und somit zur Strauchschicht zählen, bleiben bei der Beurteilung der Schichtigkeit unberücksichtigt.

3.10.5 FAQ – frequently asked questions

Die folgenden Listen von FAQ (frequently asked questions) stellen eine wichtige Ergänzung der Methodenbeschreibung dar und sind den vorangegangenen Unterkapiteln zugeordnet. Hier werden zum Beispiel Aspekte wie der Umgang mit besonderen Situationen behandelt und Auflistungen benötigter Geräte und Hilfsmittel als Orientierungshilfe angeboten.

FAQ zu Kapitel 3.10.1 – Wann, wie oft und unter welchen Bedingungen werden die xylobionten Käfer erfasst?

Darf von dem oben genannten Kartierzeitraum (Erfassungszeitraum, Expositionszeitraum bzw. Fangperioden) abgewichen werden?

Grundsätzlich sollen die Kreuzfensterfallen innerhalb des vorgegebenen Erfassungszeitraums insgesamt 16 aufeinander folgende Wochen betrieben werden (Expositionszeitraum). Der konkrete Beginn des Expositionszeitraums kann beliebig terminiert werden, sofern der insgesamt 16-wöchige Expositionszeitraum vollständig im 19-wöchigen Erfassungszeitraum liegt.

Wenn der vorgesehene Expositionszeitraum nicht innerhalb des vorgesehenen Erfassungszeitraums umgesetzt werden konnte (z. B. wegen temporär eingeschränkter Begehrbarkeit des Plots oder krankheitsbedingter Ausfälle der kartierenden Personen), sind leichte Verschiebungen akzeptabel. Gleiches gilt für eine verkürzte Expositionsdauer einer Falle z. B. durch Störung oder Ausfall. Eine nicht vollständig termingerechte Exposition der Fallen beeinträchtigt die Qualität des Datensatzes einer Probefläche in der Regel weniger stark als eine fehlende. Derartige Abweichungen sind so genau wie möglich zu dokumentieren.

Was passiert, wenn der Fallenstandort deutliche Spuren eines Störungsereignisses vor oder während der Fallenexposition (z. B. durch Windwurf infolge eines Sturms) aufweist?

Sofern möglich sollte die Exposition der Fallen trotzdem erfolgen (andernfalls zum nächstmöglichen Zeitpunkt). Im Idealfall kann das Ereignis von der kartierenden Person dokumentiert werden, ebenso der ungefähre Zeitpunkt.

Warum sollte die Fallenexposition innerhalb des Zeitfensters von Ende März bis Anfang August (Erfassungszeitraum) realisiert werden?

Dieser Zeitraum basiert auf einer Literatur-Auswertung und der Befragung von Experten. In diesem Zeitraum ist das Imaginalstadium der meisten holzbewohnenden Käferarten zu erwarten.

Darf der Expositionszeitraum verkürzt oder verlängert werden?

Wichtig für bundesweite Vergleichbarkeit und gemeinsame Auswertbarkeit der Daten ist ein vergleichbares Vorgehen. Daher soll die Dauer des Expositionszeitraums höchstens unter bestimmten Bedingungen reduziert oder erweitert werden:

In extremen Wärmeungunstlagen können Vegetationsperiode und Aktivitätszeiträume der Insekten unter Umständen sehr kurz sein. Durch den im Vergleich zum Expositionszeitraum längeren Erfassungszeitraum gibt es bereits einen dreiwöchigen Spielraum, der z. B. in hohen Höhenlagen mit spätem Beginn der Vegetationsperiode genutzt werden kann (s. o.).

Sollte die vorgegebene Expositionsdauer z. B. in extremen Höhenlagen des alpinen Bereichs trotzdem regelmäßig nicht erreicht werden können, ist der Kontakt zum BfN zu suchen.

Ist ein längerer Expositionszeitraum der Fallen erwünscht (z. B. für landesspezifische Fragestellungen), müssten die Fänge aus den zusätzlichen Fangperioden getrennt von den Fängen aus dem 16-wöchigen Expositionszeitraum des IM aufbewahrt und bestimmt werden, um die Vergleichbarkeit der Daten aus dem bundesweiten Expositionszeitraum zu wahren und separat auswerten zu können.

Warum umfasst jedes Leerungsintervall genau 28 Tage?

Wichtig ist vor allem die bundesweit einheitliche bzw. kompatible Umsetzung, um die Daten später gemeinsam auswerten zu können. Der Zeitraum von 28 Tagen hat verschiedene Vorteile:

- Nach Erfahrungswerten können die Proben über diesen Zeitraum auch im Sommer noch gut konserviert werden.
- Der Zeitraum ist möglichst lang gewählt, um den Arbeitsaufwand und damit verbundene Kosten möglichst gering zu halten.
- Die Leerungsintervalle von 28 Tagen sind genauso lang wie die der Kreuzfensterfallen in Baustein 1D „Xylobionte Käfer im Wald“ der Gesamtlandschaft, was die gemeinsame Auswertung der Daten begünstigt.

Darf das Leerungsintervall verlängert oder verkürzt werden?

Eine Verlängerung des Leerungsintervalls von 28 Tagen soll im Sinne der bundesweiten Datenvergleichbarkeit vermieden werden. Unter bestimmten Umständen ist es jedoch sehr sinnvoll, das Leerungsintervall spontan oder geplant zu verkürzen, z. B. wenn nach Starkregenereignissen das Fanggefäß überzulaufen droht oder die Fanggefäße an bestimmten Standorten schon vor Ende des Leerungsintervalls mit Insekten gefüllt sind. Hier könnten entweder größere Gefäße genutzt oder das Intervall verkürzt werden. Falls der Austausch in kürzeren Abständen erfolgen soll, sollten die Termine so gewählt werden, dass zwei oder mehr der kürzeren Intervalle zusammengekommen genau dem ursprünglich vorgesehenen 28-tägigen Intervall entsprechen, damit eine Zusammenführung der Daten mit Fallen, die im etatmäßigen 28-tägigen Turnus geleert werden, problemlos möglich ist.

FAQ zu Kapitel 3.10.2 – Wo werden die xylobionten Käfer erfasst?

Was passiert, wenn der Plot bzw. die Probefläche nicht (mehr) beprobt werden kann?

Falls im Laufe des Monitorings der PLOT nicht beprobt werden kann (z. B. wegen Überflutung des entsprechenden Bereiches der Probefläche), sind in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes folgende Optionen zu prüfen:

- Die Kartierung wird – möglichst innerhalb des vorgesehenen Erfassungszeitraums – zeitlich verschoben (nur sinnvoll, wenn zu erwarten ist, dass die Hindernisse entsprechend kurzfristig bestehen).
- Ist dies nicht möglich, soll der Plot innerhalb der Probefläche gemäß der Vorgaben in Kapitel 3.10.2 und möglichst in räumlicher Nähe zum ursprünglichen Plot verschoben

werden. Dabei sind Bereiche der Probefläche, die dem ursprünglichen Plot in Bestand und Struktur ähnlich sind, unähnlichen vorzuziehen, so dass die Verlegung des Plots einen möglichst geringen Einfluss auf die Daten hat. Sollte dies nicht möglich sein, kann der Plot in unähnliche Bereiche der Probefläche verlegt werden. Die neue Position des Plots wird kartographisch digital dokumentiert und eine neue Plot-ID vergeben (der ursprüngliche Plot hat die Nummer 1, wird die Position verändert, bekommt der neue Plot die Nummer 2). Im nächsten Erfassungszeitraum wird wieder die ursprüngliche Plotposition (Plot-ID 1) kartiert, sofern der Bereich wieder begehbar ist. Bestehen die Hindernisse in gleicher Weise fort, findet die Kartierung wieder im Plot der letzten Kartierung statt (Plot-ID 2). Wenn sich im Laufe des Monitorings zeigen sollte, dass die ursprüngliche Plot-Position (Plot-ID 1) in der Mehrzahl der Erfassungszeiträume nicht begangen werden konnte, soll die Verlegung dauerhaft gemacht werden.

- Sollte es auch nicht möglich sein, den Plot innerhalb der Probefläche zu verschieben, wird wie im Folgenden beschrieben vorgegangen.

Falls im Laufe des Monitorings die PROBEFLÄCHE nicht mehr beprobt werden kann (z. B. vollständige Überflutung der Probefläche), soll geprüft werden, ob der Hinderungsgrund voraussichtlich vorübergehender oder dauerhafter Art ist. Ist die Beprobung der Probefläche zwar grundsätzlich möglich, jedoch nicht zum angestrebten Kartierzeitpunkt, soll die Kartierung – möglichst innerhalb des vorgesehenen Erfassungszeitraums – zeitlich verschoben werden (s. FAQ unter „Wann und wie oft wird erfasst?“). Ist dies nicht möglich und kann die Probefläche nach Einschätzung der kartierenden Person spätestens im nächsten Turnus wieder beprobt werden, wird kein Ersatz gesucht und die Datenreihe zum nächstmöglichen Zeitpunkt fortgesetzt. Ist der Ausfall voraussichtlich dauerhaft (oder besteht der Hinderungsgrund wider Erwarten auch im nächsten Turnus noch), muss in Absprache mit der Naturschutzfachbehörde des Landes eine andere Probefläche für die Erfassungen ausgewählt werden. Für die Repräsentativität und Aussagekraft der Daten ist es von großer Bedeutung, dabei nach dem vorgeschriebenen Auswahlverfahren vorzugehen (s. Kapitel 2.3). Dies ist wichtig, da die neue Probefläche langfristig beprobt werden soll, auch wenn die vorherige wieder beprobbar sein sollte.

FAQ zu Kapitel 3.10.3 – Wie werden die xylobionten Käfer erfasst?

Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Umweltvariablen ist in der nachfolgenden Textbox FAQ 3.10.4 zu finden.

Exposition der Kreuzfensterfallen

- GPS-Gerät zum Einmessen bzw. Auffinden der Erfassungsplots und der Fallenstandorte, gegebenenfalls Kartenmaterial, Geräte und Material zum Ausbringen bzw. Auffinden von Markierungen, z. B. Magnete
- Drei Kreuzfensterfallen „Luftklektor nach Rahn“ zzgl. Reserve pro Probefläche mit je
 - I) Zwei Acrylglasscheiben, davon eine mit Farbstreifen

- II) „Deckel“
- III) Trichter
- IV) Fangflasche mit Überlauföchern und Utensilien zur Beschriftung der Flaschen (z. B. wasserfester Filzstift oder Klebeetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten [am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier], die in die Flaschen hineingegeben werden)
- V) Stoffhülle für Trichter und Fangflasche
- VI) Standardisierter Fangflüssigkeit: unverdünntes Propylenglykol und parfümfreies, geruchsneutrales Spülmittel
- Material und Werkzeug zum Aufhängen der Kreuzfensterfallen (z. B. mit Hilfe von Galgenkonstruktionen oder zwischen Bäumen aufgespannten Seilen)
- Beschilderungen der Fallen mit Informationen zum Projekt und Ansprechpartner*in zur Verringerung des Vandalismusrisikos

Leerung der Kreuzfensterfallen

- GPS-Gerät zum Auffinden der Fallen, zusätzlich gegebenenfalls weitere Hilfsmittel, z. B. Kartenmaterial, Geräte zum Auffinden von Magneten
- Fangflaschen mit Überlauföchern und Utensilien zur Beschriftung der PE-Flaschen (z. B. wasserfester Filzstift oder Klebeetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten [am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier], die in die Flaschen hineingegeben werden)
- Standardisierte Fangflüssigkeit (unverdünntes Propylenglykol und parfümfreies, geruchsneutrales Spülmittel) zum Befüllen der Fanggefäße für die nächste Fangperiode und gegebenenfalls zum Auffüllen der entnommenen Proben falls notwendig (zur provisorischen Konservierung der entnommenen Proben)
- Kreuzfensterfallen sowie Material und Werkzeug für das Aufhängen von Kreuzfensterfallen (s. o.) für den Fall, dass Fallen(teile) ersetzt werden müssen

Probenaufbereitung und -konservierung

- Für die Reinigung der Probe und Sortierung der Fänge nach Artengruppen:
 - I) Flache Plastikschaalen (z. B. wie zum Selbstentwickeln von Papierfotos)
 - II) Petrischalen (8 cm bis 9 cm Durchmesser aus Plastik oder Glas mit Rasteraufdruck oder untergelegtem Raster auf Papier, z. B. Millimeterpapier)
 - III) (Federstahl-)Pinzetten
 - IV) Binokular
- Für die Lagerung der zu separierenden Zielartengruppen:
 - I) Gefäße, z. B. PE-Flaschen (unterschiedliche Größen je nach Menge der Tiere); pro Bewirtschaftungseinheit und Jahr jeweils erforderlich:
- > 1 Flasche pro Kreuzfensterfalle und Fangperiode für Käfer (exkl. Staphylinidae und Scolytinae) (≙ bis zu 12 Flaschen)

- > Jeweils 1 Flasche pro Kreuzfensterfalle und Fangperiode für die Staphylinidae und Scolytinae, die übrigen Insekten sowie die sonstigen Arthropoden (\approx 36 Flaschen; nach Bestimmung der Biomasse können die übrigen Insekten, sonstigen Arthropoden und gegebenenfalls die Staphylinidae und Scolytinae aller Fangperioden und/oder Fallen zusammen in einer Flasche aufbewahrt werden, s. u.)
- > Optional können weitere Artengruppen separat gelagert und ausgewertet werden.
- II) Für die Beschriftung der Gefäße: z. B. wasserfester Filzstift oder Klebeetiketten für die Beschriftung von außen und mit Bleistift oder Laserdrucker beschriftete Etiketten (am besten aus stabilem, 200 g/m² schwerem Papier), die in die Flaschen hineingegeben werden
- III) Standardisierte Konservierungssubstanzen:
 - > Scheerpeltz-Lösung (70 % Ethanol, 5 % Essigsäure, 25 % Wasser, vgl. Teichmann 1994) für morphologisch zu bestimmende Käfer
 - > Vergälltes Ethanol (96 %, 1 Vol.-% MEK) für alle weiteren Artengruppen

Ermittlung der Biomasse (Abtropfgewicht nach Ssymank et al. 2018)

- Standardisiertes Edelstahl-Feinsieb (Durchmesser ca. 20 cm, Maschendrahtweite < 0,5 mm)
- Vorrichtung zum Halten des Siebs und Auffangen der Konservierungsflüssigkeit: Glaskolben, Kunststoff- und Glastrichter; der Kunststofftrichter wird benutzt, um den Glastrichter innerhalb des Kolbens zu zentrieren und stabilisieren
- Waage mit einer Messgenauigkeit von mindestens 0,1 g (oder feiner, falls erforderlich)
- Gefäß zum Halten des Siebs während der Wiegung
- Trichter zum Umfüllen des Probenmaterials vom Sieb in die PE-Flasche

Bestimmung

- Bestimmungsliteratur
- Binokular
- (Federstahl-)Pinzetten
- Plastikschaalen, Petrischaalen

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Warum wird kein „top collector“ für die Falle genutzt?

Da es primär um die Erfassung xylobionter Käfer geht, reicht eine Kreuzfensterfalle ohne top collector aus, denn dieser fängt v. a. Hymenoptera, Diptera, Lepidoptera, Neuroptera, Auchenorrhyncha und Thysanoptera, weniger jedoch Coleoptera, Heteroptera, Psocoptera und Sternorrhyncha (Knuff et al. 2019). Der top collector erhöht also vor allem die Menge

des Probenmaterials von Artengruppen, die nicht im Fokus dieses Bausteins stehen. Erfahrungsgemäß reduziert jeder Mehraufwand die allgemeine Akzeptanz von Erfassungsbausteinen und die Umsetzungswahrscheinlichkeit. Wenn einzelne Bundesländer Kreuzfensterfallen mit top collector einsetzen wollen, müssten die Fänge aus top und bottom collector getrennt dokumentiert und aufbewahrt werden, um die Vergleichbarkeit mit Fallen ohne top collector zu gewährleisten.

Warum soll eine der Acrylglascheiben mit Farbstreifen ausgestattet sein?

Die Fallen sollen mit einem gelben und einem weißen Farbstreifen zur stärkeren Anlockung von blütenbesuchenden Arten ausgestattet sein, da so die Vollständigkeit des nachgewiesenen Artenspektrums steigt. Da die Lockwirkung der Farbstreifen optischer Natur ist, reicht sie nach Einschätzung von Expert*innen nur bis wenige Zehnermeter weit und somit nicht oder nur wenig über die 50 m x 50 m große Fläche hinaus, auf der die Erfassung von Umweltvariablen (vgl. entsprechenden Abschnitt unten) erfolgt. Somit ist sie wesentlich geringer als z. B. die chemische Lockwirkung von alkoholhaltigen Fangflüssigkeiten, deren Effekt mehrere hundert Meter weit reicht und daher hier vermieden werden sollte.

Wozu dienen die Überlauflöcher in der Fangflasche?

Die Fangflasche sollte im oberen Bereich Überlauflöcher haben, um zu verhindern, dass einlaufendes Regenwasser den Flüssigkeitspegel bis in den Trichter ansteigen lässt. Dies hätte wegen der dann fehlenden Reusenwirkung zur Folge, dass die Fängigkeit der Falle erheblich reduziert ist.

Wozu dient die Hülle aus Tarnstoff um Trichter und Fangflasche?

Die Einheit aus Trichter und Fangflasche sollte mit einem zylinderförmigen, tarnfarbenen Stoffumhang umkleidet werden. Zum einen wird dadurch der von dem meist weißen Kunststoff ausgehende optische Reiz minimiert, zum anderen werden Fangflüssigkeit und Probenmaterial vor Überhitzung durch einfallendes Sonnenlicht geschützt und so eine bessere Konservierung der Proben erreicht.

Warum wird Propylenglykol als Fangflüssigkeit genutzt?

Im IM soll eine nicht-lockende Substanz verwendet werden, um zu verhindern, dass das erfasste Artenspektrum zugunsten von Taxa, die stärker als andere angelockt werden, verschoben wird. Darüber hinaus soll die Fangflüssigkeit sowohl morphologische Bestimmungen als auch genetische Analysen des Probenmaterials ermöglichen, d. h. die DNA konservieren. Nach den derzeitigen Entwicklungen ist davon auszugehen, dass genetische Analysen in Zukunft eine höhere Bedeutung im Rahmen von Insektenerfassungen erlangen werden, sodass dieser Aspekt bei der Konzipierung des Bausteins mitbedacht werden muss. Propylenglykol (zumindest in unverdünnter Form) ist auf Basis von Expert*innen-Einschätzungen als Fangflüssigkeit gut geeignet, da es sowohl morphologische Bestimmungen als auch genetische Analysen des Probenmaterials mittels Metabarcoding (zumindest bei kurzfristiger Einlagerung des Probenmaterials) ermöglicht (Weigand et al. 2021). Propylenglykol wurde bereits in einer Reihe von Studien zur Erfassung xylobionter Käfer erfolgreich eingesetzt (z. B. Janssen et al. 2016, Fredriksson et al. 2020, Burner et al. 2022). Die Flüssigkeit hat keine nennenswert anlockende Wirkung auf Insekten (s. u.) und eine geringe Toxizität für Wirbeltiere (wird als Lebensmittel- und Kosmetik-Zusatzstoff verwendet). Propylenglykol ist somit unproblematischer als Ethylenglykol, welches ebenfalls eine gute DNA-Konservierung bietet. Zudem verdunstet es deutlich langsamer als das für die DNA-Konservierung

ebenfalls vorteilhafte Ethanol. In Kreuzfensterfallen ist zwar von einer geringeren Verdunstungsrate auszugehen im Vergleich zu Bodenfallen; die verdunstungsbedingte Reduzierung des Alkohol-Volumens in den Fallen würde bei den vorgeschlagenen vierwöchigen Leerungsintervallen (s. u.) wahrscheinlich dennoch ein kritisches Ausmaß erreichen. Weiterhin ist zu berücksichtigen, dass stark chitinisierte Insekten wie Käfer in hochprozentigem Ethanol stark aushärten, was ihre morphologische Bestimmbarkeit erheblich beeinträchtigt. Insbesondere wird mit Blick auf die Anforderungen an das IM von der Verwendung von Ethanol als Fangflüssigkeit abgeraten, da es auf zahlreiche xylobionte Käfer und einige andere Insektentaxa eine stark anlockende Wirkung hat. Im Kontext des IM hat die Lockwirkung mehrere nachteilige Effekte: Ihre Stärke variiert zwischen den Taxa, sodass der Einzugsbereich einer Falle für stark angelockte Arten deutlich größer sein dürfte als für weniger stark angelockte. Zudem ist die Lockwirkung von Ethanol problematisch, wenn unterschiedlich strukturierte Habitate miteinander verglichen werden, da die Stärke der Anlockwirkung in Abhängigkeit von der Habitatstruktur variiert (bessere Diffusionsmöglichkeit und damit stärkere Anlockwirkung in offenen Strukturen einerseits, geringere Anlockwirkung in Bereichen mit viel frischem Totholz und entsprechend hoher natürlicher Ethanol-Freisetzung andererseits) (Bouget et al. 2009). Im IM ist davon auszugehen, dass es große strukturelle Unterschiede zwischen den beprobten Wäldern geben wird. Außerdem werden wegen der deutlich höheren Zahlen gefangener Insektenindividuen die Fallen schneller voll, und die Konservierungsleistung der Fangflüssigkeit sinkt. Deshalb dürften die Leerungsintervalle bei Verwendung einer anlockenden Fangflüssigkeit ortsabhängig nur etwa halb so lang sein wie bei einer nicht-anlockenden, was auch den Arbeitsaufwand für die Betreuung der Fallen verdoppeln würde. Eine anlockende Fangflüssigkeit wie Ethanol soll daher nicht zum Einsatz kommen.

Warum sollen genau drei Kreuzfensterfallen aufgestellt werden?

Pro Plot sollte mehr als eine Kreuzfensterfalle aufgestellt werden, damit das Ergebnis nicht durch die speziellen Gegebenheiten einer einzigen Falle bestimmt wird. Außerdem ist zu erwarten, dass mehrere Fallen zusammengekommen einen höheren Anteil des vorkommenden Artenspektrums erfassen. Schließlich würde, wenn nur eine einzige Falle aufgestellt würde, der Ausfall einer Falle zu einem kompletten Datenausfall für die betroffene Probefläche führen. Andererseits steigt mit jeder weiteren aufgestellten Falle der Aufwand, vor allem bei der Sortierung und Bestimmung des Probenmaterials. Als Kompromiss zwischen einem möglichst vollständigen Artenspektrum einerseits und möglichst geringem Aufwand andererseits sollen drei Kreuzfensterfallen pro Plot aufgestellt werden.

Warum werden die Fallen mit einem Mindestabstand zu Baumstämmen und Totholz von 3 m positioniert?

Bei geringeren Entfernungen der Falle zu Baumstämmen/Totholz-Elementen wäre die spezifische Käferfauna des Baumes/Totholz-Elementes, an dem sich die Falle befindet, im Fangergebnis überrepräsentiert.

Was passiert, wenn die Kriterien zur Positionierung der Fallen bei der bisherigen Position nicht mehr eingehalten werden, z. B. weil ein Totholz in der Nähe der Falle zu liegen gekommen ist?

Die Positionen der Fallen sollen grundsätzlich langfristig beibehalten werden. Die Verlegung einer Falle kann allerdings im Laufe des Monitorings notwendig werden, wenn die Mindestanforderungen/Platzierungskriterien nicht mehr erfüllt sind (z. B. weil ein Totholz in der

Nähe der Falle zu liegen gekommen ist oder ein Baum aufwächst). Dann muss die Position der Falle unter Beachtung der oben genannten Kriterien geringfügig verschoben werden, sodass der Mindestabstand zu Baumstämmen und Totholz-Elementen wieder gegeben ist. Die neue Position soll dann langfristig beibehalten werden, auch wenn die vorherige Position wieder beprobbar sein sollte (z. B. weil das Totholz vollständig zersetzt wurde).

Was sind Beispiele für Beeinträchtigungen, Beschädigungen, Ausfälle und sonstige dokumentationswürdige Besonderheiten?

Alle Beeinträchtigungen usw. mit (wahrscheinlichem) Einfluss auf die Fängigkeit der Fallen sollen umgehend behoben und, für die Möglichkeit ihrer Berücksichtigung im Rahmen der Auswertungen, dokumentiert werden. Beispiele für Hinweise auf eine nicht ordnungsgemäß funktionierende Kreuzfensterfalle:

- Der Fangtrichter ist mit Laub, Knospenschuppen o. ä. verstopft.
- Im Fangtrichter oder zwischen den Scheiben befinden sich Spinnennetze.
- Die Fangflasche ist randvoll mit hineingefallenen Tieren, sodass sie über einen mehr oder weniger langen Zeitraum am Ende der jeweiligen Fangperiode nicht mehr in der Lage war, weitere Individuen aufzunehmen.
- Ein großer Teil der Fangflüssigkeit ist verdunstet oder ausgelaufen.
- Die Fangflüssigkeit ist durch eingelaufenes Regenwasser stark verdünnt worden.
- Die Falle ist beschädigt oder ganz entfernt worden (durch Vandalismus, Wildtiere oder Witterungseinflüsse wie Stürme).

(Wie) Werden Totholzkäfer aufgenommen, die im Rahmen der Feldarbeiten außerhalb der Fallen gesehen werden?

Diese Funde sollen bei Bedarf lediglich in Form einer Notiz erfasst werden, damit sie z. B. in Aktualisierungen Roter Listen oder ähnliches einbezogen werden könnten. Wegen der Vergleichbarkeit der Daten dürfen sie auf keinen Fall als Daten der regulären Erfassung aufgenommen werden. Wichtiger als die Vervollständigung der Artenliste ist beim IM, dass der konkrete zeitliche und räumliche Bezug gewahrt bleibt – denn nur, wenn in jedem Bundesland und auf jeder Probefläche der Erfassungsaufwand und die Erfassungsart dieselben sind, sind die Daten wirklich vergleichbar und gemeinsam auswertbar.

Müssen tatsächlich die Inhalte der drei Fallen und vier Fangperioden einer Probefläche jeweils einzeln erfasst werden?

Um die Möglichkeiten der statistischen Auswertung ausschöpfen zu können, sollen die erfassten Fänge den jeweiligen Fallen und auch Fangperioden (Leerungsintervallen) zugeordnet werden.

Wie können die Individuen der einzelnen Artengruppen zuverlässig aus den Proben sortiert werden?

Für die Sortierung nach Artengruppen (Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae, übrige Insekten, sonstige Arthropoda; optional können weitere Artengruppen separiert werden) empfiehlt es sich, die einzelnen Proben in eine flache mit Propylenglykol gefüllte Fotoschale einzulassen. Grobes Material (Blätter, Knospenschuppen etc.) wird aussortiert und die Tiere werden durch intensives Schwenken in der mit Propylenglykol gefüllten Schale abgespült.

Größere Tiere werden direkt aus der Schale getrennt nach Artengruppen separiert. Für kleinere Organismen ist die Verwendung eines Binokulars erforderlich. Hierfür eignen sich Petrischalen aus Glas oder Plastik mit einem Durchmesser von 8 bis 9 cm und mit Rasteraufdruck oder untergelegtem Raster auf Papier, z. B. Millimeterpapier. Somit ist es möglich, die Probe systematisch nach Zielorganismen abzusuchen, indem das Material Gitterzelle für Gitterzelle durchsucht wird. Dabei ist darauf zu achten, dass die Schale nicht zu voll ist. Man sollte den Schalenboden immer noch durch das Fallenmaterial sehen können. In der Petrischale sollte sich nur so viel Flüssigkeit befinden, dass sowohl die Oberfläche der Flüssigkeit als auch der Boden der Schale innerhalb der Schärfentiefe des Binokulars liegen. Sonst wird die Bearbeitung unsicher bzw. dauert länger, weil dann mehrere Schichten getrennt scharfgestellt und abgesucht werden müssen. Die Füllung einer Petrischale muss je nach Füllmenge zwei- bis dreimal durchsucht werden. Es ist wichtig zwischen jedem Kontrolldurchgang die Petrischale leicht zu schwenken, um Lageveränderung der Zielorganismen zu erreichen (Vermeidung eines Gewöhnungseffektes).

Warum werden für die verschiedenen Artengruppen unterschiedliche Konservierungsflüssigkeiten genutzt?

Für die morphologisch zu bestimmenden Käfer soll die oben genannte Scheerpeltz-Lösung verwendet werden, um eine Verhärtung der Tiere (wie sie bei der Lagerung in Alkohol eintritt) zu vermeiden, wodurch z. B. Genitalpräparationen erschwert würden (Teichmann 1994). Für die übrigen Artengruppen ist eine Konservierung mit 96 %igem Alkohol notwendig, um die morphologische und bei Bedarf genetische Bestimmbarkeit zu erhalten.

Warum werden die vier Artengruppen (Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae, übrige Insekten, sonstige Arthropoda) pro Falle und Fangperiode jeweils einzeln gewogen?

Vorteil der separaten Wiegung der genannten Artengruppen sind spezifische Biomasse-Werte für Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae, übrige Insekten und sonstige Arthropoden. Diese können einzeln für Analysen verwendet sowie durch Addition der Einzelwerte zu weiteren Biomasse-Werten verrechnet werden, z. B. für Insekten insgesamt (Addition der Werte für Coleoptera, Staphylinidae und Scolytinae und übrige Insekten) oder für den Gesamtfang einer Falle pro Fangperiode oder Jahr. Letzterer entspricht dem Pendant zum Biomassewert für den Gesamtfang einer Malaisefalle (Baustein 1G „Flugaktive Insekten im Offenland“, Kapitel 3.7). Da Scheerpeltz-Lösung und 96%iges Ethanol ähnliche spezifische Gewichte ($0,85 \text{ g/cm}^3$ bzw. $0,80 \text{ g/cm}^3$) haben, ist die Summierung der Einzelwerte möglich.

Warum wird das Abtropfgewicht anstelle der Trockenbiomasse bestimmt?

Für die Bestimmung der Biomasse soll auf eine vorherige Trocknung der Proben verzichtet werden, weil die Bestimmung der Insekten im trockenen Zustand weniger gut bis gar nicht mehr möglich ist.

Was muss beachtet werden, wenn gegebenenfalls genetische Analysen durchgeführt werden sollen (z. B. zur Bestimmung des Beifangs)?

Sollen die Proben genetisch untersucht werden bzw. soll die Möglichkeit genetischer Analysen bestehen, muss unbedingt auf Sterilität von Fanggefäßen, Trichtern und weiteren Materialien und Werkzeugen geachtet werden. Werden Proben mit DNA verunreinigt, werden die Ergebnisse verfälscht. Aussagekräftige Ergebnisse sind nur zu erwarten, wenn einerseits die DNA der Proben für die genetische Analyse erhalten bleibt, andererseits keinerlei

Fremd-DNA hinzugelangen. Auch ist eine Konservierung der relevanten Proben(teile) mit 96 %igem Alkohol notwendig.

Falls genetische Analysen mittels Metabarcoding durchgeführt werden (z. B. zur Bestimmung des Beifangs), ist dann eine Größenfraktionierung der Probe erforderlich?

Bei biomassereichen Proben (tierische Biomasse überschreitet ein Volumen von 500 ml) ist es erforderlich, vor dem Metabarcoding eine Größenfraktionierung vorzunehmen, da sonst seltene Arten und Arten mit kleinen Individuen nicht zuverlässig detektiert werden. Dabei werden kleinere und größere Individuen mithilfe eines Siebes voneinander getrennt und die beiden Teilproben einzeln analysiert. Die Größenfraktionierung wird von DNA-Analyse-Laboren angeboten.

Auf welche Weise können Proben für genetische Analysen „gepoolt“, also zusammen analysiert werden, um Kosten zu sparen?

Um den finanziellen Aufwand möglichst gering zu halten, kann das Probenmaterial der optional zu bestimmenden Artengruppen (übrige Insekten und sonstige Arthropoden sowie gegebenenfalls Kurzflügel- und Borkenkäfer) bei Bedarf „gepoolt“ werden, bevor es ins Metabarcoding gegeben wird.

- Möglich ist eine Poolung des Materials der verschiedenen Fallen (dabei bleiben die verschiedenen Fangperioden weiterhin getrennt, sodass sich vier Proben pro Plot und Jahr ergeben), eine Poolung der Fangperioden (dabei bleiben die verschiedenen Fallen weiterhin getrennt, sodass sich drei Proben pro Plot und Jahr ergeben) und eine Poolung von Fallen und Fangperioden (es bleibt nur eine Gesamtprobe, in der das Material aller Fallen und Fangperioden enthalten ist). In jedem Fall kann später eine Gesamtartenzahl dieses „Beifangs“ pro Probefläche und Jahr ermittelt werden, mit der eine bundesweite Auswertung erfolgen kann. Ob eine Poolung des Probenmaterials erfolgt und wenn ja, in welcher Weise gepoolt wird, hängt davon ab, welche Aspekte bei möglichen zusätzlichen Datenauswertungen z. B. durch die Länder im Vordergrund stehen sollen: Bei der Poolung nach Fallen bleibt die Möglichkeit phänologischer Analysen erhalten, bei der Poolung nach Fangperioden der Bezug des Fangergebnisses einer Falle zu den fallenspezifisch erhobenen Umweltvariablen (vgl. Kapitel 3.10.4). Fachlich ideal wäre eine nach Fallen und Fangperioden getrennte Analyse, wie es auch für die Coleoptera vorgesehen ist (s. o.), da damit umfangreiche Analysen ermöglicht werden, zum Beispiel auch die statistische Berücksichtigung von Ausfällen einzelner Fallen.
- Eine Poolung des Probenmaterials der verschiedenen Artengruppen ist möglich. Falls die Kurzflügel- und Borkenkäfer nicht morphologisch bestimmt wurden, können sie je nach Bedarf dem anderen Probenmaterial beigegeben oder separat analysiert werden.
- Vor jeglicher Poolung von Proben sollte bedacht werden, dass das Gesamt-Volumen der tierischen Biomasse nach der Poolung einen Wert von 500 ml nicht überschreiten sollte, da sonst eine Größenfraktionierung und separate Analysen von Teilproben erforderlich würden. Dies würde die Kostenersparnis, die mit dem Poolen angestrebt wird, teilweise oder ganz zunichtemachen. In diesem Fall erscheint es sinnvoller, auf die Poolung zu verzichten und die Artengruppen, Fallen und/oder Fangperioden getrennt analysieren zu lassen.

Gibt es ein Laborprotokoll zum Metabarcoding, um vergleichbare Ergebnisse zu erzielen?

Bislang fehlt ein standardisiertes Verfahren für das Metabarcoding von Sammelproben, welches laborübergreifend angewandt wird (Leese et al. 2020, 2023). Für das IM ist jedoch ein standardisiertes Laborprotokoll erforderlich, um bundesweit vergleichbare Daten zu erhalten. Unter anderem zu taxonomischen Markern, Primern und Sequenziertiefe müssen Standards entwickelt werden (vgl. Leese et al. 2020, 2023). Wichtig für ein Langzeitmonitoring ist allerdings auch, dass der zu entwickelnde Methodenstandard langfristig beibehalten werden kann und nicht regelmäßig an neue methodische Entwicklungen angepasst werden muss.

Solange noch keine Analysestandards für das Metabarcoding etabliert sind, sollten die verwendeten Methoden und technischen Geräte genau dokumentiert werden. Dies ist erforderlich, um später die Vergleichbarkeit zwischen Metabarcoding-Daten aus unterschiedlichen Bundesländern und Zeitpunkten beurteilen zu können.

FAQ zu Kapitel 3.10.4 – Erfassung von Umweltvariablen**Welche Geräte und Hilfsmittel werden benötigt?**

Die folgende Auflistung soll der Orientierung dienen und nicht als abschließend betrachtet werden – eine entsprechende Liste für die Erfassung der Insektenvariablen ist in der vorhergehenden Textbox FAQ 3.10.3 zu finden.

- Maßband und Markierungen (z. B. farblich markierte Zeltheringe) zum Abmessen und Abstecken der Bereiche, in denen die Umweltparameter aufgenommen werden (Plots und Subplots)
- Spiegelkompass mit integriertem Neigungsmesser (oder andere geeignete technische Hilfsmittel) für die einmalige Erfassung von Exposition und Inklinatation
- Zollstock zum Messen der Totholzabmessungen
- Kartieranleitung zum ÖSM (Tschiche et al. 2022), von Bedeutung für die Ermittlung der Waldtypen und Waldentwicklungsphasen
- Gegebenenfalls Bestimmungsliteratur für die Artansprache der Gehölzpflanzen

Gibt es eine Auflistung der zu erhebenden Variablen und Vorgaben zu dem Format ihrer Daten?

Auf der Internetseite des BfN (<https://www.bfn.de/insektenmonitoring>) wird unter „Weiterführende Downloads“ eine Datei zur Verfügung gestellt, die die für die verschiedenen Bausteine zu erhebenden Variablen und Vorgaben für das Format der erhobenen Daten auflistet. Diese Datei wird zukünftig um Optimierungen und weitere Bausteine fortgeschrieben.

Wie werden Exposition und Inklinatation gemessen, wenn im Plot unterschiedliche Expositionen und/oder Inklinatationen in nennenswerter Ausdehnung vorkommen?

In dem Fall werden zwei oder mehr Wertepaare notiert. Für jedes Wertepaar sollte zusätzlich der ungefähre Flächenanteil des Plot-Bereichs, der die entsprechende Exposition und

Inklination aufweist, notiert werden. Im Zuge der Auswertung können diese Mehrfachangaben unter Berücksichtigung ihrer Flächenanteile zu einem Wert pro Plot verrechnet werden, z. B. mithilfe des Heat-Load-Indexes (McCune & Keon 2002, McCune 2007).

Was liegt der Erfassungsmethodik des Alt- und Totholzangebots zugrunde?

Zur Erfassung des Alt- und Totholzangebots existieren viele verschiedene Methoden, die sich bezüglich ihres inhaltlichen Fokus, des Aufwandes und der Genauigkeit zum Teil erheblich unterscheiden. Für das IM sind einfache, wenig aufwendige halbquantitative Methoden am sinnvollsten. In Anlehnung an Lorenz (2005) und einen Änderungsvorschlag desselben Autors bezüglich der dort vorgeschlagenen Bewertungskategorien wurde die Erfassungsmethodik beschrieben. Anhand dieser Daten kann im Rahmen der Auswertung ein Totholz-Index in Anlehnung an Lorenz (2005) berechnet werden. Solch ein Index fasst verschiedene qualitative und quantitative Aspekte des Alt- und Totholz-Angebots eines Plots in einem einzigen Zahlenwert zusammen. Es sind aber auch detailliertere Auswertungen möglich, beispielsweise indem man die Anzahl an Totholzelementen mit bestimmten Eigenschaften (z. B. stehendes besonntes Totholz mit starkem Zersetzungsgrad) pro Plot zu den Zönosedaten in Beziehung setzt. Hintergründe zu einzelnen Parametern:

- **Durchmesser:** Für die Schätzung des Durchmessers von Alt- und Totholz-Elementen gelten die folgenden Hinweise aus Lorenz (2005, S. 345): „Eigene Erfahrungen bei der Erfassung der xylobionten Käferfauna belegen, dass je dicker (und damit indirekt älter) ein Baum ist, die Wahrscheinlichkeit des Nachweises bioindikatorisch bedeutsamer Arten steigt. Die Durchmesserstärken werden bei der visuellen Ermittlung von Vielen unterschätzt. Der Mindestdurchmesser 30 cm kann beispielsweise mit einer quer an den Stamm gehaltenen DIN A4-Seite leicht überprüft werden. Für Ungeübte empfiehlt sich auch ein Gliedermaßstab. Die grobe Einteilung in 10-cm-Stufen soll den Erfassungsaufwand in Grenzen halten, zumal keine Volumenermittlung erfolgt und, wie oben erläutert, die ökologische Bedeutung mit dem Durchmesser steigt.“
- **Baumart:** Die Artenzusammensetzung der an einem Baum zu findenden Holzkäfer-Zönose wird von der Baumart mitbestimmt. Unter den einheimischen Baumarten wird Buchen und vor allem Eichen eine etwas höhere Bedeutung für xylobionte Käfer beigemessen als anderen Baumarten (Lorenz 2005, Milberg et al. 2014, Walentowski et al. 2014, Vogel et al. 2021). Daher werden Alt- und Totholz-Elemente von Stiel-/Traubeneiche und Rotbuche jeweils in eine eigene Kategorie gestellt. Für die Berechnung des Totholz-Index nach Lorenz (2005) werden diese Kategorien 1 und 2 zusammengefasst. Die sonstigen einheimischen Laubbaumarten bilden die dritte Kategorie, die einheimischen Nadelbaumarten die vierte. Insbesondere bei den Besiedlern späterer Zersetzungsstadien ist keine Bindung an bestimmte Baumarten vorhanden, lediglich eine Präferenz für Laub- oder Nadelholz (Stokland et al. 2012, Köhler o.J., Vogel et al. 2021). Für die Berechnung des Totholz-Index nach Lorenz (2005) werden diese Kategorien 3 und 4 zusammengefasst. Die nicht-einheimischen Baumarten, deren Holzkäfer-Zönosen in der Regel vergleichsweise artenarm sind, bilden die fünfte Kategorie.
- **Zersetzungsgrad:** Die Bedeutung von Bäumen mit kürzlich erfolgtem kompletten Kronenbruch wird von Expert*innen nicht übereinstimmend bewertet. Diese Bäume müssten aufgrund des kompletten Kronenbruchs als frisch tote Bäume eigentlich in die Kategorie 2a eingeordnet werden. Dass sie erfahrungsgemäß von vergleichsweise geringerer Wertigkeit für Totholzbewohnende Insekten sind, begründet Lorenz so (2005, S. 345):

„Wenn ein Baum durch einen kompletten Kronenbruch schlagartig zur ‚Totholzstruktur‘ wird, fehlt das gesamte Artenspektrum, das sich im Zuge des meist über einen Zeitraum von mehreren Jahren stattfindenden Absterbeprozesses ansiedelt. Der Stamm trocknet schnell aus und bietet nur einigen Frischholzbesiedlern (Scolytiden) und später einigen an trockenes Holz angepassten Arten (Anobiiden) Lebensraum. Eine Besiedlung mit Holzpilzen, die erst phytopathogen und später saprophytisch leben, erfolgt kaum.“ Andere Expert*innen hingegen sehen auch frisch tote Bäume mit komplettem Kronenbruch als für totholzbewohnende Insekten sehr wertvolle Totholz-Elemente an. Durch Einordnung dieser Bäume in eine eigene Kategorie können verschiedene Auswertungen durchgeführt werden.

- Baumhöhlen: Die sogenannten „Mulmhöhlenbesiedler“ unter den xylobionten Käfern benötigen mulmreiche Hohlräume im Inneren noch fester Holzstrukturen (Schmidl & Bußler 2004). Daher sind die Anzahl und Größe von Baumhöhlen und anderen Hohlräumen in Alt- und Totholz für diese Arten potenziell wichtige Habitatrequisiten (z. B. Schmidl 2003).
- Baumpilze: Für die Gilde der „Holzpilzbesiedler“ unter den xylobionten Käfern sind auf Holz wachsende Pilze eine wichtige Habitatrequisite (Schmidl & Bußler 2004). Daher sollen auch die Menge und Diversität der an den Alt- und Totholz-Elementen wachsenden Baumpilze erfasst werden.

Was passiert, wenn die Schätzgenauigkeit von Flächenanteilen/Deckungsgraden in der Praxis nicht realisierbar sein sollte?

Falls die Schätzgenauigkeit in der Praxis z. B. aufgrund von Unübersichtlichkeit des jeweiligen Plots nicht realisierbar sein sollte, kann ausnahmsweise auch eine gröber abgestufte Skala zum Einsatz kommen, sofern der metrische Charakter der Deckungsgradwerte erhalten bleibt. Deckungsgradangaben mithilfe einer Ordinalskala („niedrig“/„mittel“/„hoch“) sind nicht zulässig, da sie einen zu starken und unnötigen Informationsverlust bedeuten würden.

4 Turnusse

Um die verschiedenen Ziele des IM bestmöglich zu erreichen und den bei Insekten oft ausgeprägten Populationsschwankungen zu begegnen, wäre aus fachlicher Sicht in allen Bausteinen ein enger Turnus, bestenfalls eine jährliche Beprobung des gesamten jeweiligen Flächenkulisenumfangs, wünschenswert. Dem stehen das Ziel einer möglichst umfassenden Umsetzung aller Bausteine des IM und begrenzte finanzielle und personelle Ressourcen gegenüber. Um diese fachlichen und praktischen Anforderungen an das IM bestmöglich zu erfüllen, werden die **Bausteine grundsätzlich in einem vierjährigen Turnus** umgesetzt (Tab. 7). Ausnahmen bilden die Bausteine 1B („Heuschrecken im Grünland“) und zunächst auch der Baustein 1A („Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene“). Baustein 1B stellt einen vergleichsweise wenig aufwändigen Baustein dar und soll daher jährlich auf der gesamten für diesen Baustein vorgesehenen Flächenkulisse umgesetzt werden (also auf allen 200 bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen, SPF, die der Schicht Grünland und dem Grundprogramm zugeordnet sind). Für Baustein 1A soll zunächst eine jährliche Unterstichprobe durchgeführt werden (ca. 10 % der SPF werden bei einem ansonsten vierjährigen Turnus jährlich beprobt) für die Möglichkeit schnellerer Trendaussagen durch Quantifizierung der jährlichen Populationsschwankungen. Mittel- bis langfristig soll geprüft werden, ob sich dieses Vorgehen der jährlichen Unterstichprobe bewährt und gegebenenfalls auch auf andere Bausteine ausgeweitet werden könnte. Damit die Unterstichprobe repräsentativ für das Bundesgebiet ist, müssen die relativen Verhältnisse der Schichtenkombinationen zueinander bewahrt bleiben. Die Ziehung der Unterstichprobe muss zentral erfolgen, da die Bundesländer nicht als Stratum bei der Ziehung der SPF-Kulisse herangezogen wurden. Das Vorgehen zur Festlegung der Unterstichprobe und die entsprechenden SPF-Zahlen der Unterstichprobe sind in Anhang A.1 dargestellt.

Umsetzung der turnusmäßigen Beprobung: Bei den Bausteinen, die in einem vierjährigen Turnus umgesetzt werden, sollen Erfassungen jährlich auf etwa einem Viertel der in einem Bundesland liegenden Flächenkulisse umgesetzt werden (nicht nur alle zwei oder vier Jahre auf der Hälfte der bzw. allen Flächen). Durch eine ähnliche Anzahl der pro Jahr zu bearbeitenden Flächen wird verhindert, dass einzelne Jahre über- bzw. unterdurchschnittlich im Datensatz repräsentiert sind. Jahresspezifische Besonderheiten (z. B. klimatische Extreme) mitteln sich dadurch am ehesten über den Turnus raus. Bei der Verteilung der Flächen auf die vier Jahre eines Turnus sollte darauf geachtet werden, dass die Flächen in jedem Jahr nach Möglichkeit gleichmäßig bzw. zufällig über das jeweilige Bundesland verteilt sind. Regionale Klumpungen von in einem Jahr zu beprobenden Flächen (z. B. in einem Naturraum) sind zwar aus logistischer Sicht vorteilhaft, sollten aber möglichst vermieden werden. Mit einer weiträumigen Verteilung der in einem Jahr zu bearbeitenden Flächenkulissenanteile über die Flächen der einzelnen Bundesländer bzw. das Bundesgebiet wird verhindert, dass sich regionale Besonderheiten (z. B. klimatische Faktoren) im überdurchschnittlichen Ausmaß auf die Daten eines Jahres auswirken. Dies ist wichtig, damit die Daten verschiedener Jahre miteinander vergleichbar sind. Vor allem bei kurzfristigen Auswertungen zu Beginn des Monitorings stellt der Vergleich einzelner Jahre untereinander eine Auswertungsalternative zu Trendanalysen dar, die erst mit Langzeitdatenreihen möglich sind. Aus vergleichbaren Gründen soll bei Bausteinen, die mehrere Nutzungstypen umfassen (z. B. 1C „Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald“) darauf geachtet werden, dass in jedem Jahr (sofern es von der Landesflächenkulisse möglich ist) alle Nutzungstypen in einem ähnlichen Anteil durch Stichprobenflächen vertreten sind.

Tab. 7: Turnus der bislang ausgearbeiteten Bausteine. Bei einem vierjährigen Turnus soll jährlich ein anderes Viertel des in einem Bundesland liegenden Flächenkulissenumfangs beprobt werden. Für die Unterstichprobe werden im Falle des Bausteins 1A in jedem Bundesland etwa 10 % der Flächenkulisse jährlich beprobt (Näheres zur Unterstichprobe s. Anhang 1).

Baustein	Turnus	Anmerkung
1A: Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene	4-jährig	jährliche Unterstichprobe (10 % des Gesamtumfangs der Flächenkulisse)
1B: Heuschrecken im Grünland	jährlich	
1C: Laufkäfer und bodenlebende Spinnen in Grünland, Acker und Wald	4-jährig	
1D: Xylobionte Käfer im Wald	4-jährig	
1E: Wildbienen in Siedlungen	4-jährig	
1F: Libellen in/an eutrophen Seen (Kleingewässer des FFH-LRT 3150)	4-jährig	
1G: Flugaktive Insekten im Offenland	4-jährig	
2aA: Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210); Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)	4-jährig	
2aB: Xylobionte Käfer in naturnahen Wäldern	4-jährig	

Literaturverzeichnis

- Ackermann, W., Fuchs, D. & Tschiche, J. (2020): Ökosystem-Monitoring auf bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (ÖSM-I). BfN-Skripten 586: 95 S. <https://www.bfn.de/sites/default/files/BfN/service/Dokumente/skripten/skript586.pdf> (Letzter Zugriff: 04.05.2023).
- Ad-hoc-Arbeitsgruppe Boden (2005): Bodenkundliche Kartieranleitung, 5. Auflage. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung. Stuttgart: 438 S.
- Assmann, T., Buse, J., Dieker, P., Drees, C., Eggers, B., Harry, I., Homburg, K., Krause, R.-H., Matern, A., Schuldt, A. & Taboada, A. (2013): Historisch alte Waldstandorte: Bedeutung und Wert von Lebensraumkontinuität für Tiere. Naturschutz und Biologische Vielfalt 131: 65–82.
- BDS (British Dragonfly Society) (2022): Dragonfly Survey Guidance. <https://british-dragonflies.org.uk/wp-content/uploads/2019/04/Survey-guidance.pdf> (Letzter Zugriff: 05.05.2023).
- Behrens, M. & Fartmann, T. (2004a): Habitatpräferenzen und Phänologie der Heidegrashüpfer *Stenobothrus lineatus*, *Stenobothrus nigromaculatus* und *Stenobothrus stigmaticus* in der Medebacher Bucht (Südwestfalen/Nordhessen). *Articulata* 19 (2): 141–165.
- Behrens, M. & Fartmann, T. (2004b): Sind hohe Populationsdichten die Ursache der Makropterie beim Gemeinen Grashüpfer (*Chorthippus parallelus* Caelifera: Acrididae)? *Articulata* 19 (1): 91–102.
- Benzler, A. (2001): Seltene, bedrohte und endemische Tier- und Pflanzenarten – Auswahl von Artengruppen und Arten für ein bundesweites Naturschutzmonitoring. *Natur und Landschaft* 76 (2): 49–57.
- BfN (Bundesamt für Naturschutz) (2022): Erfassungsanleitung für den HNV-Farmland-Indikator (Version 12, Stand 2022). https://www.bfn.de/sites/default/files/2022-07/Original_10_Erfassungsanleitung_HNV_V12_2022_03_bf_gepr%C3%BCft_1.pdf (Letzter Zugriff: 03.03.2023).
- BfN & BLAK FFH-Monitoring und Berichtspflicht / Bundesamt für Naturschutz & Bund-Länder-Arbeitskreis FFH-Monitoring und Berichtspflicht (Hrsg.) (2017): Bewertungsschemata für die Bewertung des Erhaltungsgrades von Arten und Lebensraumtypen als Grundlage für ein bundesweites FFH-Monitoring. Teil II: Lebensraumtypen nach Anhang I der FFH-Richtlinie (mit Ausnahme der marinen und Küstenlebensräume). BfN-Skripten 481: 243 S. <https://www.bfn.de/publikationen/bfn-schriften/bfn-schriften-481-bewertungsschemata-fuer-die-bewertung-des> (Letzter Zugriff: 07.01.2025).
- BKG (Bundesamt für Kartographie und Geodäsie) (2025): Dokumentation Digitales Landbedeckungsmodell für Deutschland. LBM-DE2021. Produktionsstand 2025. http://sg.geodatenzentrum.de/web_public/gdz/dokumentation/deu/lbm-de2021.pdf (Letzter Zugriff: 21.05.2025).
- BLE (Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung) (2023): Naturwaldreservate – Urwälder von morgen. <https://fgrdeu.genres.de/naturwaldreservate> (Letzter Zugriff: 03.04.2023).
- Blick, T. (1999): Spinnentiere. In: VUBD (Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände Deutschlands e.V.) (Hrsg.): Handbuch landschaftsökologischer Leistungen. Empfehlungen zur aufwandsbezogenen Honorarermittlung. Selbstverlag der VUBD. Nürnberg: 147–160.
- Blixt, T., Bergman, K. O., Milberg, P., Westerberg, L. & Jonason, D. (2015): Clearcuts in production forests: from matrix to neo-habitat for butterflies. *Acta Oecologica* 69: 71–77. <https://doi.org/10.1016/j.actao.2015.09.006>.
- Bouget, C., Brustel, H., Brin, A. & Valladares, L. (2009): Evaluation of window flight traps for effectiveness at monitoring dead wood-associated beetles: the effect of ethanol lure under contrasting environmental conditions. *Agricultural and Forest Entomology* 11 (2): 143–152. <https://doi.org/10.1111/j.1461-9563.2008.00400.x>.

- Bouwman, J., Groenendijk, D., Termaat, T. & Plate, C. (2009): Dutch Dragonfly Monitoring Scheme. A Manual. Report number VS 2009.015, Dutch Butterfly Conservation, Wageningen & Statistics Netherlands, Den Haag, Netherlands. <https://www.yumpu.com/en/document/read/28825632/dutch-dragonfly-monitoring-scheme-vlindernet> (Letzter Zugriff: 05.05.2023).
- Brochard, C., Groenendijk, D., van der Ploeg, E. & Termaat, T. (2012): Fotogids Larvenhuidjes van Libellen. KNNV Uitgeverij. Zeist: 320 S.
- Brückmann, S. V., Krauss, J. & Steffan-Dewenter, I. (2010): Butterfly and plant specialists suffer from reduced connectivity in fragmented landscapes. *Journal of Applied Ecology* 47 (4): 799–809. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2010.01828.x>.
- Burner, R. C., Birkemoe, T., Åström, J. & Sverdrup-Thygeson, A. (2022): Flattening the curve: approaching complete sampling for diverse beetle communities. *Insect Conservation and Diversity* 15 (2): 157–167. <https://doi.org/10.1111/icad.12540>.
- Bußler, H. (2010): Hotspot-Gebiete xylobionter Urwaldreliktarten aus dem Reich der Käfer. *LWF Aktuell* 76: 10–12
- Carré, G., Roche, P., Chifflet, R., Morison, N., Bommarco, R., Harrison-Cripps, J., Krewenka, K., Potts, S.G., Roberts, S.P.M., Rodet, G., Settele, J., Steffan-Dewenter, I., Szentgyörgyi, H., Tscheulin, T., Westphal, C., Woyciechowski, M. & Vaissière, B.E. (2009): Landscape context and habitat type as drivers of bee diversity in European annual crops. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 133 (1–2): 40–47. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2009.05.001>.
- Detzel, P. (Hrsg.) (1998): Die Heuschrecken Baden-Württembergs. Eugen Ulmer-Verlag. Stuttgart: 580 S.
- Dijkstra, K.-D.B., Schröter, A. & Lewington, R. (2020): Field guide to the dragonflies of Britain and Europe. Second edition. Bloomsbury Publishing. London: 336 S.
- Ellenberg, H., Weber, H.E., Düll, R., Wirth, V. & Werner, W. (2001): Zeigerwerte von Pflanzen in Mitteleuropa. 3. Auflage. Goltze. Göttingen: 262 S.
- Ernst, L. M., Tscharntke, T. & Batáry, P. (2017): Grassland management in agricultural vs. forested landscapes drives butterfly and bird diversity. *Biological Conservation* 216: 51–59. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2017.09.027>.
- Fartmann, T. (2004): Die Schmetterlingsgemeinschaften der Halbtrockenrasen-Komplexe des Diemeltals – Biozönologie von Tagfaltern und Widderchen in einer alten Hudelandschaft. *Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde* 66 (1): 256 S.
- Fartmann, T., Freienstein, F. M., Helbing, F., Scherer, G. & D. Poniatowski (2024): A box quadrat for standardised sampling of Orthoptera in open habitats: Design, handling, applications and baseline data. *Global Ecology and Conservation* 55: e03217. <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2024.e03217>.
- Fartmann, T., Krämer, B., Stelzner, F. & Poniatowski, D. (2012): Orthoptera as ecological indicators for succession in steppe grassland. *Ecological Indicators* 20: 337–344. <https://doi.org/10.1016/j.ecoind.2012.03.002>.
- Fischer, J., Steinlechner, D., Zehm, A., Poniatowski, D., Fartmann, T., Beckmann, A. & Stettmer, C. (Hrsg.) (2020): Die Heuschrecken Deutschlands und Nordtirols: Bestimmen – Beobachten – Schützen. 2. Auflage. Verlag Quelle & Meyer. Wiebelsheim: 372 S.
- Fredriksson, E., Pettersson, R. M., Naalisvaara, J. & Löfroth, T. (2020): Wildfire yields a distinct turnover of the beetle community in a semi-natural pine forest in northern Sweden. *Ecological Processes* 9: Article No. 44. <https://doi.org/10.1186/s13717-020-00246-5>.
- Gardiner, T. (2009): Macropterism of Roesel's bushcricket *Metrioptera roeselii* in relation to climate change and landscape structure in eastern England. *Journal of Orthoptera Research* 18 (1): 95–102.

- Gardiner, T. & Hill, J. (2006): A comparison of three sampling techniques used to estimate the population density and assemblage diversity of Orthoptera. *Journal of Orthoptera Research* 15 (1): 45–51. [https://doi.org/10.1665/1082-6467\(2006\)15\[45:ACOTST\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1665/1082-6467(2006)15[45:ACOTST]2.0.CO;2).
- Gerken, B. & Sternberg, K. (1999): Die Exuvien europäischer Libellen – The exuviae of European dragonflies. *Huxaria*. Höxter: 354 S.
- Glaser, F.F. & Hauke, U. (2004): Historisch alte Waldstandorte und Hudewälder in Deutschland: Ergebnisse bundesweiter Auswertungen. *Angewandte Landschaftsökologie* 61: 193 S.
- Hallmann, C. A., Sorg, M., Jongejans, E., Siepel, H., Hofland, N., Schwan, H., Stenmans, W., Müller, A., Sumser, H., Hörren, T., Goulson, D. & de Kroon, H. (2017): More than 75 percent decline over 27 years in total flying insect biomass in protected areas. *PLOS ONE* 12 (10): e0185809. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0185809>.
- Härdtle, W., Assmann, T., van Diggelen, R. & von Oheimb, G. (2009): Renaturierung und Management von Heiden. In: Zerbe, S. & Wiegand, G. (Hrsg.): *Renaturierung von Ökosystemen in Mitteleuropa*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg: 317–347.
- Heidemann, H. & Seidenbusch, R. (2002): Die Libellenlarven Deutschlands – Handbuch für Exuvien-sammler. Goecke & Evers. Keltern: 328 S.
- Helbing, F., Blaeser, T. P., Löffler, F. & Fartmann, T. (2014): Response of Orthoptera communities to succession in alluvial pine woodlands. *Journal of Insect Conservation* 18 (2): 215–224. <https://doi.org/10.1007/s10841-014-9632-x>.
- Helbing, F., Fartmann, T., Löffler, F. & Poniatowski, D. (2017): Effects of local climate, landscape structure and habitat quality on leafhopper assemblages of acidic grasslands. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 246: 94–101. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2017.05.024>.
- Hochkirch, A. & Damerau, M. (2009): Rapid range expansion of a wing-dimorphic bush-cricket after the 2003 climatic anomaly. *Biological Journal of the Linnean Society* 97 (1): 118–127. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8312.2008.01199.x>.
- Holtmann, L., Juchem, M., Brüggeshemke, J., Möhlmeier, A. & Fartmann, T. (2018): Stormwater ponds promote dragonfly (Odonata) species richness and density in urban areas. *Ecological Engineering* 118, S. 1-11. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2017.12.028>.
- Holtmann, L., Brüggeshemke, J., Juchem, M. & Fartmann, T. (2019): Odonate assemblages of urban stormwater ponds: the conservation value depends on pond type. *Journal of Insect Conservation* 23 (1): 123–132. <https://doi.org/10.1007/s10841-018-00121-x>.
- Hünig, C. & Benzler, A. (2017): Das Monitoring der Landwirtschaftsflächen mit hohem Naturwert in Deutschland. *BfN-Skripten* 476: 46 S.
- Hůrka, K. (1996): Carabidae of the Czech and Slovak Republics. Ing. Vit Kabourek. Zlín: 565 S.
- Ingrisch, S. & Köhler, G. (1998): Die Heuschrecken Mitteleuropas. Die Neue Brehm-Bücherei Band 629. Westarp Wissenschaften-Verlagsgesellschaft. Magdeburg: 460 S.
- Janssen, P., Cateau, E., Fuhr, M., Nusillard, B., Brustel, H. & Bouget, C. (2016): Are biodiversity patterns of saproxylic beetles shaped by habitat limitation or dispersal limitation? A case study in unfragmented montane forests. *Biodiversity and Conservation* 25 (6): 1167–1185. <https://doi.org/10.1007/s10531-016-1116-8>.
- Knuff, A. K., Winiger, N., Klein, E. M., Segelbacher, G. & Staab, M. (2019): Optimizing sampling of flying insects using a modified window trap. *Methods in Ecology and Evolution* 10: 1820–1825. <https://doi.org/10.1111/2041-210x.13258>.
- Köhler, F. (o. J.): Totholzkäfer. <https://villewaelder.de/de/das-projekt/biotopholzleitfaden/alt-und-totholzbewohner/totholzkaefer.html> (Letzter Zugriff: 01.06.2023).

- Kormann, U., Rösch, V., Batáry, P., Tschardtke, T., Orci, K. M., Samu, F. & Scherber, C. (2015): Local and landscape management drive trait-mediated biodiversity of nine taxa on small grassland fragments. *Diversity and Distributions* 21 (10): 1204–1217. <https://doi.org/10.1111/ddi.12324>.
- Kormann, U. G., Scherber, C., Tschardtke, T., Batáry, P. & Rösch, V. (2019): Connectedness of habitat fragments boosts conservation benefits for butterflies, but only in landscapes with little cropland. *Landscape Ecology* 34 (5): 1045–1056. <https://doi.org/10.1007/s10980-019-00835-6>.
- Krämer, B., Poniatowski, D. & Fartmann, T. (2012): Effects of landscape and habitat quality on butterfly communities in pre-alpine calcareous grasslands. *Biological Conservation* 152: 253–261. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2012.03.038>.
- Kühn, E., Musche, M., Harpke, A., Feldmann, R., Betzler, B., Wiemers, M., Hirneisen, N. & Settele, J. (2014): Tagfalter-Monitoring Deutschland. *Oedipus* 27: 47 S.
- Leese, F., Beermann, A. J. & Ziska, V. (2020): Potenzial genetischer Methoden für die Erfassung und das Monitoring von Insekten. Ausarbeitung im Rahmen des F+E-Vorhabens „Konzeptentwicklung zum bundesweiten Insektenmonitoring“. Unveröffentlichter Bericht. Essen: 53 S.
- Leese, F., Woppowa, L., Bálint, M., Höss, S., Krehenwinkel, H., Lötters, S., Meissner, K., Nowak, C., Rausch, P., Rduch, V., Rulik, B., Weigand, A.M., Zimmermann, J., Koschorreck, J. & Züghart, W. (2023): DNA-basierte Biodiversitätsanalysen im Natur- und Umweltschutz: Welche Optionen haben wir für eine Standardisierung? *BfN Schriften* 666: 51 S. <https://doi.org/10.19217/skr666>
- Lorenz, J. (2005): Schnellmethode der Totholz-Strukturkartierung. *Naturschutz und Landschaftsplanung* 37 (11): 342–349.
- McCune, B. & Keon, D. (2002): Equations for potential annual direct incident radiation and heat load. *Journal of Vegetation Science* 13 (4): 603–606. <https://doi.org/10.1111/j.1654-1103.2002.tb02087.x>.
- McCune, B. (2007): Improved estimates of incident radiation and heat load using non-parametric regression against topographic variables. *Journal of Vegetation Science* 18 (5): 751–754. <https://doi.org/10.1111/j.1654-1103.2007.tb02590.x>.
- Metzing, D., Garve, E., Matzke-Hajek, G., Adler, J., Bleeker, W., Breunig, T., Caspari, S., Dunkel, F.G., Fritsch, R., Gottschlich, G., Gregor, T., Hand, R., Hauck, M., Korsch, H., Meierott, L., Meyer, N., Renker, C., Romahn, K., Schulz, D., Täuber, T., Uhlemann, I., Welk, E., Weyer, K. van de, Wörz, A., Zahlheimer, W., Zehm, A. & Zimmermann, F. (2018): Rote Liste und Gesamtartenliste der Farn- und Blütenpflanzen (Tracheophyta) Deutschlands. In: Metzing, D., Hofbauer, N., Ludwig, G. & Matzke-Hajek, G. (Red.): Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Band 7: Pflanzen. *Naturschutz und Biologische Vielfalt* 70 (7): 13–358.
- Meyer, P., Bücking, W., Gehlhar, U., Schulte, U. & Steffens, R. (2007): Das Netz der Naturwaldreservate in Deutschland: Flächenumfang, Repräsentativität und Schutzstatus im Jahr 2007. *Forstarchiv* 78: 188–196.
- Milberg, P., Bergman, K. O., Johansson, H. & Jansson, N. (2014): Low host-tree preferences among saproxylic beetles: a comparison of four deciduous species. *Insect Conservation and Diversity* 7 (6): 508–522. <https://doi.org/10.1111/icad.12074>.
- Mitschke, A., Sudfeldt, C., Heidrich-Riske, H. & Dröschmeister, R. (2005): Das neue Brutvogelmonitoring in der Normallandschaft Deutschlands – Untersuchungsgebiete, Erfassungsmethode und erste Ergebnisse. *Vogelwelt* 126: 127–140.
- Mitschke, A., Sudfeldt, C., Heidrich-Riske, H. & Dröschmeister, R. (2007): Monitoring häufiger Brutvögel in der Normallandschaft Deutschlands. In: Monitoring und Indikatoren der Agrobiodiversität. Tagungsband eines Symposiums am 7. und 8. November 2006 in Königswinter. Agrobiodiversität – Schriftenreihe des Informations- und Koordinationszentrums für Biologische Vielfalt. Band 27. Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (Hrsg.): 129–147.

- Moroń, D., Szentgyörgyi, H., Wantuch, M., Celary, W., Westphal, C., Settele, J. & Woyciechowski, M. (2008): Diversity of wild bees in wet meadows: implications for conservation. *Wetlands* 28 (4): 975–983. <https://doi.org/10.1672/08-83.1>.
- Mühlhofer, G. (1999): Tagfalter. In: VUBD (Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände Deutschlands e.V.) (Hrsg.): Handbuch landschaftsökologischer Leistungen. Empfehlungen zur aufwandsbezogenen Honorarermittlung. Selbstverlag der VUBD. Nürnberg: 248–257.
- Müller-Motzfeld, G. (2004): 2, Adephaga 1: Carabidae (Laufkäfer). In: Freude, H., Harde, K. W. & Lohse, G. A. (Hrsg.): Die Käfer Mitteleuropas. 2. (erweiterte) Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg.
- Naumann, C. M., Tarmann, G. M. & Tremewan, W. G. (1999): The Western Palaearctic Zygaenidae (Lepidoptera). Apollo Books. Stenstrup (Dänemark): 304 S.
- Nentwig, W., Blick, T., Bosmans, R., Gloor, D., Hänggi, A. & Kropf, C. (2023): Spiders of Europe. Version 08.2023. <https://araneae.nmbe.ch/> (Letzter Zugriff: 21.08.2023).
- Pardey, A., Christmann, K.-H., Feldmann, R., Glandt, D. & Schlüpmann, M. (2005): Die Kleingewässer: Ökologie, Typologie und Naturschutzziele. Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde 67 (3): 9–44.
- Poniatowski, D. & Fartmann, T. (2008): The classification of insect communities: lessons from orthopteran assemblages of semi-dry calcareous grasslands in central Germany. *European Journal of Entomology* 105 (4): 659–671. <https://doi.org/10.14411/eje.2008.090>.
- Poniatowski, D. & Fartmann, T. (2009): Experimental evidence for density-determined wing dimorphism in two bush-crickets. *European Journal of Entomology* 106 (4): 599–605. <https://doi.org/10.14411/eje.2009.075>.
- Poniatowski, D. & Fartmann, T. (2011a): Does wing dimorphism affect mobility in *Metrioptera roeselii* (Orthoptera: Tettigoniidae)? *European Journal of Entomology* 108 (3): 409–415. <https://doi.org/10.14411/eje.2011.052>.
- Poniatowski, D. & Fartmann, T. (2011b): Weather-driven changes in population density determine wing dimorphism in a bush-cricket species. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 145 (1): 5–9. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2010.10.006>.
- Poniatowski, D., Heinze, S. & Fartmann, T. (2012): The role of macropters during range expansion of a wing-dimorphic insect species. *Evolutionary Ecology* 26 (3): 759–770. <https://doi.org/10.1007/s10682-011-9534-2>.
- Potts, S.G., Dauber, J., Hochkirsch, A., Oteman, B., Roy, D.B., Ahrné, K., Biesmeijer, K., Breeze, T.D., Carvell, C., Ferreira, C., FitzPatrick, Ú., Isaac, N.J.B., Kuussaari, M., Ljubomirov, T., Maes, J., Ngo, H., Pardo, A., Polce, C., Quaranta, M., Settele, J., Sorg, M., Stefanescu, C. & Vujić, A. (2021): Proposal for an EU Pollinator Monitoring Scheme. EUR 30416 EN. Publications Office of the European Union. Luxemburg: 310 S. <https://publications.jrc.ec.europa.eu/repository/handle/JRC122225> (Letzter Zugriff: 09.05.2023).
- Projektgruppe Naturwaldreservate des Arbeitskreises Standortskartierung in der Arbeitsgemeinschaft Forsteinrichtung (1993): Empfehlungen für die Einrichtung und Betreuung von Naturwaldreservaten in Deutschland. *Forstarchiv* 64: 122–129.
- Rosin, Z. M., Myczko, Ł., Skórka, P., Lenda, M., Moroń, D., Sparks, T. H. & Tryjanowski, P. (2012): Butterfly responses to environmental factors in fragmented calcareous grasslands. *Journal of Insect Conservation* 16 (3): 321–329. <https://doi.org/10.1007/s10841-011-9416-5>.
- Schirmel, J., Blindow, I. & Fartmann, T. (2010): The importance of habitat mosaics for Orthoptera (Caelifera and Ensifera) in dry heathlands. *European Journal of Entomology* 107 (1): 129–132. <https://doi.org/10.14411/eje.2010.017>.

- Schlumprecht, H. (1999): Libellen. In: VUBD (Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände Deutschlands e.V.) (Hrsg.): Handbuch landschaftsökologischer Leistungen. Empfehlungen zur aufwandsbezogenen Honorarermittlung. Selbstverlag der VUBD. Nürnberg: 161–169.
- Schlumprecht, H. & Waeber, G. (Hrsg.) (2003): Heuschrecken in Bayern. Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart: 515 S.
- Schmidl, J. (2003): Die Mulmhöhlen-bewohnende Käferfauna alter Reichswald-Eichen. Artenbestand, Gefährdung, Schutzmaßnahmen und Perspektiven einer bedrohten Käfergruppe. Unveröffentlichtes Gutachten im Auftrag des Bund Naturschutz, Kreisgruppe Nürnberg. bufos (Büro für faunistisch-ökologische Studien), Nürnberg. https://tiergarten.nuernberg.de/fileadmin/dokumente/Zoowissen/Arten- und Naturschutz/Wilde_Besucher/Schmidl_Mulmhoehlenkaefer_Nuernberger_Reichswald.pdf (Letzter Zugriff: 28.07.2023).
- Schmidl, J. & Bußler, H. (2004): Ökologische Gilden xylobionter Käfer Deutschlands. Einsatz in der landschaftsökologischen Praxis – ein Bearbeitungsstandard. Naturschutz und Landschaftsplanung 36 (7): 202–218.
- Schwill, S., Schleyer, E. & Planek, J. (2016): Handbuch Waldmonitoring für Flächen des Nationalen Naturerbes. https://www.naturschutzflaechen.de/fileadmin/Medien/Downloads/NNE_Infoportal/Monitoring/Handbuch_Waldmonitoring.pdf (Letzter Zugriff: 02.06.2023).
- Settele, J., Steiner, R., Reinhardt, R., Feldmann, R. & Hermann, G. (2015): Schmetterlinge: Die Tagfalter Deutschlands. Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart: 256 S.
- Simmons, A. D. & Thomas, C. D. (2004): Changes in dispersal during species' range expansions. American Naturalist 164 (3): 378–395. <https://doi.org/10.1086/423430>.
- Skvarla, M. J., Larson, J.L. Fisher, J.R. & Dowling, A.P.G. (2021): A Review of Terrestrial and Canopy Malaise Traps. Annals of the Entomological Society of America 114(1): 27–47. <http://doi.org/10.1093/aesa/saaa044>.
- Smallshire, D. & Beynon, T. (2010): Dragonfly monitoring scheme manual. British Dragonfly Society. <https://freshwaterhabitats.org.uk/wp-content/uploads/2015/03/Dragonfly-Monitoring-Scheme-2010-manual.pdf> (Letzter Zugriff: 08.05.2023).
- Ssymank, A., Sorg, M., Doczkal, D., Rulik, B., Merkel-Wallner, G. & Vischer-Leopold, M. (2018): Praktische Hinweise und Empfehlungen zur Anwendung von Malaisefallen für Insekten in der Biodiversitätserfassung und im Monitoring. Series Naturalis 1: 1–12.
- Sternberg, K. & Buchwald, R. (Hrsg.) (1999): Die Libellen Baden-Württembergs. Band 1: Allgemeiner Teil. Kleinlibellen (Zygoptera). Eugen Ulmer. Stuttgart (Hohenheim): 468 S.
- Stokland, J. N., Siitonen, J. & Jonsson, B. G. (2012): Biodiversity in dead wood. Cambridge University Press. Cambridge (UK): 509 S.
- Sudfeldt, C., Dröschmeister, R., Wahl, J., Berlin, K., Gottschalk, T., Grüneberg, C., Mitschke, A. & Trautmann, S. (2012): Vogelmonitoring in Deutschland – Programme und Anwendungen. Naturschutz und Biologische Vielfalt 119: 266 S.
- Szanyi, S., Nagy, A. & Varga, Z. (2018): Diversity and concordance in the composition of butterfly assemblages of the Transcarpathian (Bereg) plain (SW Ukraine). Biologia 73 (10): 951–964. <https://doi.org/10.2478/s11756-018-0102-x>.
- Teichmann, B. (1994): Eine wenig bekannte Konservierungsflüssigkeit für Bodenfallen. Entomologische Nachrichten und Berichte 38: 25–30.
- Townes, H. (1972): A light-weight Malaise trap. Entomological News 83: 239–247.
- Trautner, J. (Hrsg.) (2017): Die Laufkäfer Baden-Württembergs. Band 1. Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart: 416 S.

- Trautner, J. & Fritze, M.-A. (1999): Laufkäfer. In: VUBD (Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände Deutschlands e.V.) (Hrsg.): Handbuch landschaftsökologischer Leistungen. Empfehlungen zur aufwandsbezogenen Honorarermittlung. Selbstverlag der VUBD. Nürnberg: 184–195.
- Tschiche, J., Ackermann, W., Fuchs, D., Lang, A., Lauser, P. & Hänel, K. (2022): Kartierschlüssel für das Ökosystem-Monitoring auf bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen. Version 6. Stand: April 2022. Unveröff. Kartierschlüssel. München: 144 S.
- UMK (Umweltministerkonferenz) (2017): Ergebnisprotokoll der 89. Umweltministerkonferenz am 17. November 2017 in Potsdam. https://umweltministerkonferenz.de/documents/89-umk-protokoll-final_1522236677.pdf (Letzter Zugriff: 23.05.2025).
- Van Swaay, C.A.M., Bos-Groenendijk, G.I., Deijk, J.R. van, Grunsven, R.H.A. van, Kok, J.M., Huskens, K. & Poot, M. (2018): Handleiding landelijke meetnetten vlinders, libellen en nachtvlinders. Rapport VS2018.011, De Vlinderstichting, Wageningen. <https://assets.vlinderstichting.nl/docs/85f8f07c-5a19-4337-8865-ff9f29dbe4de.pdf> (Letzter Zugriff: 08.05.2023).
- VDI (Verein Deutscher Ingenieure e.V.) (2016): Monitoring der Wirkungen des Anbaus gentechnisch veränderter Organismen (GVO). Standardisierte Erfassung von Wildbienen (VDI 4332 Blatt 1). In: VDI-Gesellschaft Technologies of Life Sciences (Hrsg.): VDI-Handbuch GVO-Monitoring. Beuth Verlag GmbH. Berlin: 1–39.
- VDI (Verein Deutscher Ingenieure e.V.) (2023): Biodiversität – Standardisierte bestandsschonende Erfassung von Wildbienen für ein Langzeitmonitoring (VDI 4340 Blatt 1). In: VDI-Gesellschaft Technologies of Life Sciences (Hrsg.): Richtlinienreihe VDI 4340 Wildbienen Vielfalt: Monitoring und Schutz. Beuth Verlag GmbH. Berlin: 1–28.
- VNP Stiftung Naturschutzpark Lüneburger Heide (VNP) (o.J.): Methoden der Heidepflege. <https://www.verein-naturschutzpark.de/heidepflege/#methoden> (Letzter Zugriff: 09.05.2023).
- Vogel, S., Bußler, H., Finnberg, S., Müller, J., Stengel, E. & Thorn, S. (2021): Diversity and conservation of saproxylic beetles in 42 European tree species: an experimental approach using early successional stages of branches. *Insect Conservation and Diversity* 14 (1): 132–143. <https://doi.org/10.1111/icad.12442>.
- Walentowski, H., Müller-Kroehling, S., Bergmeier, E., Bernhardt-Römermann, M., Gossner, M. M., Reif, A., Schulze, E. D., Bußler, H., Strätz, C. & Adelman, W. (2014): Faunal diversity of *Fagus sylvatica* forests: a regional and European perspective based on three indicator groups. *Annals of Forest Research* 57 (2): 215–231. <https://doi.org/10.15287/afr.2014.172>.
- Weigand, A. M., Desquiotz, N., Weigand, H. & Szucsich, N. (2021): Application of propylene glycol in DNA-based studies of invertebrates. *Metabarcoding and Metagenomics* 5: e57278. <https://doi.org/10.3897/mbmg.5.57278>.
- Wenzel, M., Schmitt, T., Weitzel, M. & Seitz, A. (2006): The severe decline of butterflies on western German calcareous grasslands during the last 30 years: a conservation problem. *Biological Conservation* 128 (4): 542–552. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2005.10.022>.
- Wenzel, A., Grass, I., Belavadi, V.V. & Tschardt, T. (2020): How urbanization is driving pollinator diversity and pollination – A systematic review. *Biological Conservation* 241 108321. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.108321>.
- Westphal, C., Bommarco, R., Carré, G., Lamborn, E., Morison, N., Petanidou, T., Potts, S. G., Roberts, S. P. M., Szentgyörgyi, H., Tscheulin, T., Vaissière, B. E., Woyciechowski, M., Biesmeijer, J. C., Kunin, W. E., Settele, J. & Steffan-Dewenter, I. (2008): Measuring bee diversity in different European habitats and biogeographical regions. *Ecological Monographs* 78 (4): 653–671. <https://doi.org/10.1890/07-1292.1>.
- Westrich, P. (2019): Die Wildbienen Deutschlands. 2. aktualisierte Auflage. Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart: 824 S.

- Zulka, K. P., Abensperg-Traun, M., Milasowszky, N., Bieringer, G., Gereben-Krenn, B. A., Holzinger, W., Hölzler, G., Rabitsch, W., Reischütz, A., Querner, P., Sauberer, N., Schmitzberger, I., Willner, W., Wrбка, T. & Zechmeister, H. (2014): Species richness in dry grassland patches of eastern Austria: a multi-taxon study on the role of local, landscape and habitat quality variables. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 182: 25–36. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2013.11.016>.

Abbildungsverzeichnis

Titelbild	Bilder 1, 5, 8, 11, 14, 17, 20 (von oben links nach unten rechts) zeigen mit Tagfalter, Schwebfliege, Libelle, Wildbiene, Heuschrecke, Käfer und Zikade Vertreter unterschiedlicher im IM berücksichtigter Artengruppen (© Fotos: alle Dr. Hella Ludwig); Bilder 2, 3, 7, 9, 15, 19 zeigen mit Bodenfalle (© Foto: Dr. Lisa Holtmann), Kescherfang (© Foto: Katharina Fumy), Messung der Feldschichthöhe (© Foto: Dr. Gregor Stuhldreher), Kreuzfensterfalle (© Foto: Dr. Jürgen Schmidl), Isolationsquadrat (© Foto: Dr. Lisa Holtmann) und Malaisefalle (© Fotos: Dr. Franz Löffler) unterschiedliche im IM verwendete Erfassungsmethoden; Bilder 4, 10, 13, 16 und 18 zeigen Beispiele für im IM berücksichtigte Erfassungsdesigns für Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen, flugaktive Insekten im Offenland der Gesamlandschaft, Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene, Wildbienen in trockenen Heiden und Siedlungen (© Abbildungen: alle Dr. Merle Streitberger, dafür genutzte Luftbilder: ESRI); Bild 12 stellt die für zahlreiche Erfassungsbausteine genutzte Kulisse der bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen dar (SPF, © Abbildung: BfN).	
Abb. 1:	Schema und Bausteinset des modular aufgebauten IM	10
Abb. 2:	Definition und schematisierte Darstellung von Flächenkulissen, Untersuchungsflächen und zu beprobender Teilbereiche.....	14
Abb. 3:	Schematisierte Darstellung des Verfahrens für die Auswahl einer Bewirtschaftungseinheit in den Bausteinen 1B, 1C und 1D.....	19
Abb. 4:	Schematisierte Darstellung des Verfahrens für die Platzierung des Plots innerhalb der Bewirtschaftungseinheit.....	20
Abb. 5:	Beispieltransekte für SPF mit Zuordnung zu verschiedenen Nutzungstypen	30
Abb. 6:	Räumliche Ebenen der für Tagfalter potenziell bedeutenden Umweltvariablen	33
Abb. 7:	Methoden, die für die Erfassung der Heuschrecken eingesetzt werden.....	44
Abb. 8:	Untersuchungsdesign zur Erfassung von Heuschrecken im Grünland.....	45
Abb. 9:	Messung der Feldschichthöhe.....	48
Abb. 10:	Bodenfalle, mit der Daten zu Laufkäfern und bodenlebenden Spinnen in Acker, Grünland und Wald erhoben werden	63
Abb. 11:	Untersuchungsdesign zur Erfassung von Laufkäfern und bodenlebenden Spinnen in Acker, Grünland und Wald	64
Abb. 12:	Messung der Feldschichthöhe.....	69
Abb. 13:	Kreuzfensterfalle, mit der Daten zu xylobionten Käfern im Wald erhoben werden.....	89
Abb. 14:	Untersuchungsdesign zur Erfassung von xylobionten Käfern im Wald mit Kreuzfensterfallen und zur Erfassung der Vegetationsstruktur.....	90
Abb. 15:	Arbeitsablauf für die Aufbereitung und Analyse des Probenmaterials aus den Kreuzfensterfallen	91

Abb. 16:	Untersuchungsdesign zur quantitativen Erfassung von Wildbienen in Siedlungen	117
Abb. 17:	Möglichkeiten der Anlage der Erfassungsbereiche bei der qualitativen Erfassung am Beispiel von drei SPF mit unterschiedlichem Siedlungsflächenanteil	118
Abb. 18:	Untersuchungsdesign zur Erfassung von Libellen und Umweltvariablen an Kleingewässern des FFH-LRT 3150	134
Abb. 19:	Für das Monitoring flugaktiver Insekten wird das Standardmodell der Malaisefalle des Entomologischen Vereins Krefeld e.V. genutzt.....	150
Abb. 20:	Platzierung der Malaisefalle innerhalb einer SPF.....	151
Abb. 21:	Arbeitsablauf für die Aufbereitung und Analyse des Probenmaterials einer Fangperiode einer Malaisefalle	152
Abb. 22:	Untersuchungsdesign mit Transekten für die quantitativen Erfassungen und Bereichen für die qualitativen Nachsuchen im Baustein 2aA Teil 1 „Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210)“	164
Abb. 23:	Aufnahme der Umweltvariablen im Baustein 2aA Teil 1 „Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210)“	169
Abb. 24:	Messung der Feldschichthöhe.....	170
Abb. 25:	Untersuchungsdesign mit Transekten für die quantitativen Erfassungen und Bereichen für die qualitativen Nachsuchen im Baustein 2aA Teil 2 „Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)“	182
Abb. 26:	Aufnahme der Umweltvariablen im Baustein 2aA Teil 2 „Wildbienen in trockenen Heiden“	187
Abb. 27:	Messung der Feldschichthöhe.....	188
Abb. 28:	Kreuzfensterfalle, mit der Daten zu xylobionten Käfern im Wald erhoben werden.....	206
Abb. 29:	Untersuchungsdesign zur Erfassung von xylobionten Käfern in naturnahen Wäldern mit Kreuzfensterfallen	206
Abb. 30:	Arbeitsablauf für die Aufbereitung und Analyse des Probenmaterials aus den Kreuzfensterfallen	207

Tabellenverzeichnis

Tab. 1:	Kriterien zur Klassifikation von Totholz.....	69
Tab. 2:	Umweltvariablen, die potenziell wichtige Einflussgrößen auf Zönosen der xylobionten Käfer darstellen	94
Tab. 3:	Zu schätzende Deckungsgrade von Vegetationsparametern zur Beschreibung der Vegetationsstruktur im aquatischen und terrestrischen Uferbereich.....	136
Tab. 4:	Übersicht über die im Baustein 2aA Teil 1 „Tagfalter und Widderchen in Kalkmagerrasen (FFH-LRT 6210)“ zu erfassenden Umweltvariablen	171
Tab. 5:	Übersicht über die im Baustein 2aA Teil 2 „Wildbienen in trockenen Heiden (FFH-LRT 4030)“ zu erfassenden Umweltvariablen	189
Tab. 6:	Umweltvariablen, die potenziell wichtige Einflussgrößen auf Zönosen der xylobionten Käfer darstellen	210
Tab. 7:	Turnus der bislang ausgearbeiteten Bausteine.....	229

Abkürzungsverzeichnis

Abkürzung	Erklärung
BfN	Bundesamt für Naturschutz
BMUKN	Bundesministerium für Umwelt, Klimaschutz, Naturschutz und nukleare Sicherheit
eBMS	European Butterfly Monitoring Scheme
EUPoMS	EU Pollinator Monitoring Scheme
EVK	Entomologischer Verein Krefeld e.V.
FFH	Fauna-Flora-Habitat
HNV	High nature value
IM	Bundesweites Insektenmonitoring
KFF	Kreuzfensterfalle
LRT	Lebensraumtyp
ÖSM	Ökosystem-Monitoring
SPF	bundesweit repräsentative Stichprobenfläche(n)
TMD	Tagfalter-Monitoring Deutschland
TOP	Tagesordnungspunkt
UMK	Umweltministerkonferenz
WRRL	Wasserrahmenrichtlinie

A Anhang

A.1 Ziehungsmethodik Unterstichproben der bundesweit repräsentativen Stichprobenflächen (SPF)

In zwei Bausteinen war es nötig, aus der jeweiligen Flächenkulisse kleinere Unterstichproben zu ziehen – im Baustein 1A zwecks Bildung eines Subsets von jährlich (statt nur alle vier Jahre) zu beprobenden SPF, im Baustein 1G zur Reduktion der Menge zu beprobender SPF auf eine besser zu realisierende Anzahl (vgl. Kapitel 2). Um die Repräsentativität und Aussagekraft der Kulisse zu erhalten, darf die Ziehung der Unterstichproben nicht zufällig oder gar willkürlich, sondern muss nach einem spezifischen Vorgehen erfolgen. Dieses Vorgehen wird im Abschlussbericht der mit der Konzeptentwicklung befassten F+E-Vorhaben detailliert beschrieben und umfasst folgende Schritte:

- Festlegung der angestrebten Flächenzahl der Unterstichprobe;
- Definition von Bedingungen (z. B. Repräsentativität der Unterstichprobe mit Blick auf die Anteile der einzelnen Schichtkombinationen⁴⁶ an der Gesamtkulisse);
- Ermittlung der jeweiligen Anzahl von SPF, mit der die verschiedenen Schichtkombinationen in der Unterstichprobe enthalten sein sollen, und deren Verteilung auf die einzelnen Bundesländer nach „doppeltproportionalem Zuteilungsverfahren“ (ursprünglich für die Übersetzung von Ergebnissen politischer Wahlen in Parlamentssitze entwickelt);
- Prüfung der Ergebnisse;
- Ermittlung der konkreten zu beprobenden SPF in den einzelnen Bundesländern (basierend auf einer Zufallsauswahl von nach oben beschriebenem Prozedere gleichwertigen SPF).

Für den Baustein 1A „Tagfalter und Widderchen auf der Landschaftsebene“ wurden als bundesweites Subset für die jährliche Unterstichprobe 107 von 1000 SPF des Grundprogramms gezogen (darunter 22 SPF der Schicht Grünland, 21 SPF der Schicht Acker, 16 SPF der Schicht Siedlungen, 21 SPF der Schicht Sonderbiotope, 5 SPF der Schicht Sonderkultur und 22 SPF der Schicht Wald). Für den Baustein 1G „Flugaktive Insekten im Offenland“ wurden als bundesweites Subset zum Zwecke der Aufwandsreduktion und Umsetzbarkeit 200 SPF von 650 SPF des Grundprogramms gezogen (darunter 60 SPF der Schicht Grünland, 63 SPF der Schicht Acker, 62 SPF der Schicht Sonderbiotope und 15 SPF der Schicht Sonderkultur).

Die für die Unterstichproben ausgewählten konkreten SPF werden vom BfN vorgehalten und können durch die Naturschutzfachbehörden der Bundesländer angefragt werden. Falls in Einzelfällen die Beprobung einer Fläche der Unterstichprobe nicht möglich sein sollte oder andere triftige Gründe für die Beprobung einer anderen SPF mit derselben Schichtkombination sprechen, kontaktiert das betroffene Bundesland das BfN. Es wird dann geprüft, ob für die Unterstichprobe eine andere SPF in Frage käme als die ursprünglich gezogene: Infrage kommen grundsätzlich nur SPF derselben Schichtkombination; innerhalb dieser soll eine Zufallsauswahl getroffen werden.

⁴⁶ Als Schichtkombinationen werden die verschiedenen Kombinationen aus Nutzungs- und Standorttypen der SPF bezeichnet.

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/skr749