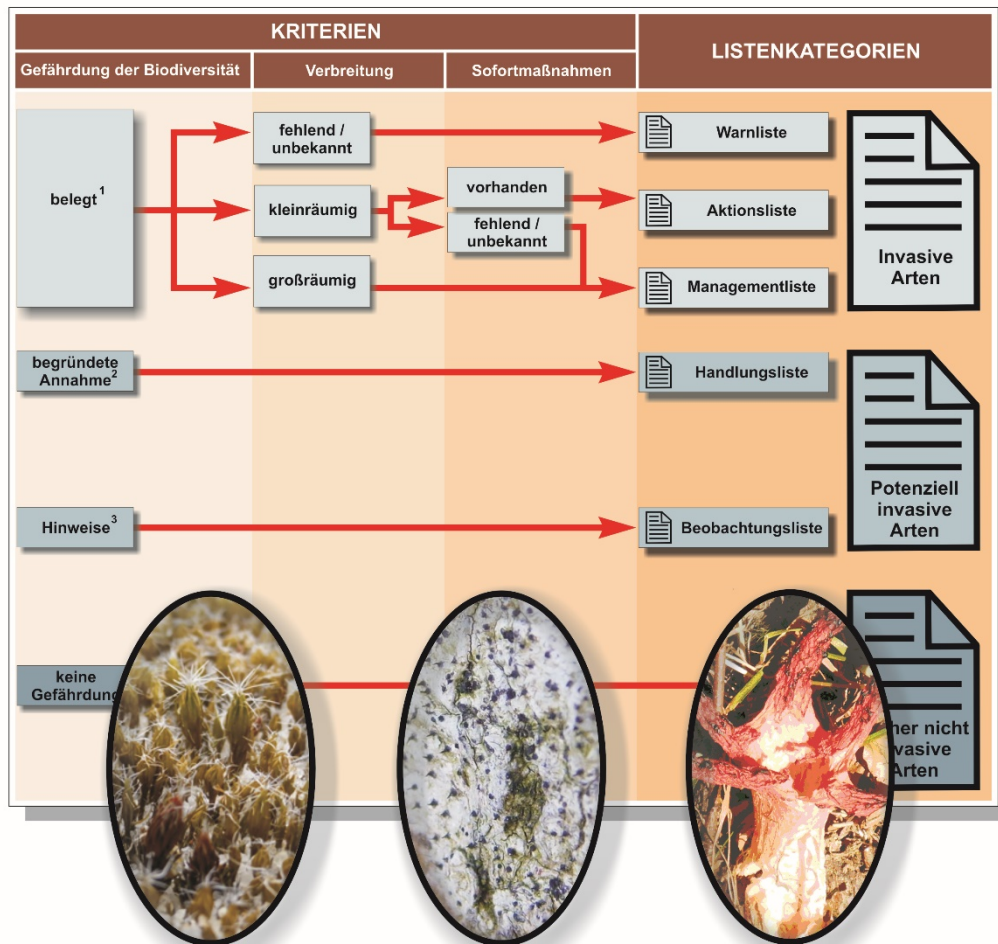


Wolfgang Rabitsch und Stefan Nehring (Hrsg.)

Naturschutzfachliche Invasivitäts- bewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde terrestrische Moose, Flechten und Pilze



**Naturschutzfachliche Invasivitäts-
bewertungen für in Deutschland wild
lebende gebietsfremde terrestrische
Moose, Flechten und Pilze**

**Ergebnisse aus dem gleichnamigen F+E-Vorhaben
(FKZ: 3514 86 0200)**

**Herausgegeben von
Wolfgang Rabitsch
Stefan Nehring**

Titelbild: Graphische Darstellung der Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung für gebietsfremde Arten. Stellvertretend sind für die Moose (Foto links) *Campylopus introflexus* (Kaktusmoos) und für die Pilze (Foto rechts) *Clathrus archeri* (Tintenfischpilz) abgebildet. Unter den in Deutschland wild lebenden Flechten ist bislang keine gebietsfremde Art nachgewiesen worden. Vier Arten gelten jedoch als kryptogen, d.h. ihre Herkunft (einheimisch oder gebietsfremd) ist bislang nicht genau bekannt. Stellvertretend für die Flechten (Foto Mitte) ist *Anisomeridium polypori* (Spitzkegelflechte) abgebildet. (Graphik: ©BfN, Fotos: *C. introflexus* ©Sandra Skowronek, *Clathrus archeri* ©Stefan Nehring, *A. polypori* ©Jymm/CC BY-SA (<https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0>) https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/8/88/Anisomeridium_polypori_Jymm.jpg, Ausschnitt).

Adressen der Herausgeber:

Dr. Wolfgang Rabitsch Umweltbundesamt, Abt. Biologische Vielfalt & Naturschutz
Spittelauer Lände 5, 1090 Wien
E-Mail: wolfgang.rabitsch@umweltbundesamt.at

Dr. Stefan Nehring Bundesamt für Naturschutz
Konstantinstraße 110, 53179 Bonn
E-Mail: stefan.nehring@bfn.de

Gefördert durch das Bundesamt für Naturschutz mit Mitteln des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und nukleare Sicherheit (BMU) (FKZ: 3514 86 0200).

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

BfN-Skripten sind nicht im Buchhandel erhältlich. Eine pdf-Version dieser Ausgabe kann unter <http://www.bfn.de> 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 (<https://creativecommons.org/licenses/by-nd/4.0/deed.de>).

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

Gedruckt auf 100% Altpapier

ISBN 978-3-89624-364-5

DOI 10.19217/skr603

Bonn - Bad Godesberg 2021

INHALTSVERZEICHNIS

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde terrestrische Moose, Flechten und Pilze

I. Moose und Flechten

Maike Isermann, Wolfgang Rabitsch & Stefan Nehring

1	EINLEITUNG	5
2	INVASIVITÄTSMBEWERTUNGEN	17
	<i>Campylopus introflexus</i> (Kaktusmoos)	18
	<i>Lophocolea semiteres</i> (Stumpflättriges Kammkelchmoos)	20
	<i>Lunularia cruciata</i> (Kreuz-Mondbechermoos)	22
	<i>Orthodontium lineare</i> (Linealblättriges Geradzahnmoos).....	24
3	GESAMTARTENLISTE GEBIETSFREMDER UND KRYPTOGENER TERRESTRISCHER MOOSE UND FLECHTEN.....	26
3.1	Moose.....	27
3.2	Flechten.....	32
4	LITERATUR.....	35

II. Pilze

Peter Karasch, Hans Halbwachs, Julia Kruse, Wolfgang Rabitsch & Stefan Nehring

1	EINLEITUNG	42
2	INVASIVITÄTSMBEWERTUNGEN	46
	<i>Cryphonectria parasitica</i> (Edelkastanienrindenkrebs).....	48
	<i>Cryptostroma corticale</i> (Rußrindenkrankheit).....	50
	<i>Cylindrocladium buxicola</i> (Buchsbrand)	52
	<i>Dothistroma pini</i> (Dothistroma-Nadelbräune).....	54
	<i>Dothistroma septosporum</i> (Dothistroma-Nadelbräune).....	56
	<i>Erysiphe alphitoides</i> (Eichenmehltau)	58
	<i>Eutypella parasitica</i> (Ahorn-Stammkrebs).....	60
	<i>Hymenoscyphus fraxineus</i> (Eschentriebsterben).....	62
	<i>Lecanosticta acicola</i> (Lecanosticta-Nadelbräune).....	64
	<i>Ophiostoma novo-ulmi</i> (Neues Ulmensterben)	66
	<i>Ophiostoma ulmi</i> (Holländisches Ulmensterben)	68
	<i>Phytophthora x alni</i> (Erlensterben)	70
	<i>Phytophthora cambivora</i>	72
	<i>Phytophthora cinnamoni</i> (Phytophthora-Wurzelfäule).....	74
	<i>Phytophthora citricola</i>	76
	<i>Phytophthora plurivora</i>	78
	<i>Phytophthora ramorum</i>	80
3	GESAMTARTENLISTE GEBIETSFREMDER UND KRYPTOGENER TERRESTRISCHER PILZE	82
3.1	Pilze.....	83
4	LITERATUR.....	113

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde terrestrische Moose, Flechten und Pilze

I. Moose und Flechten

Maike Isermann¹, Wolfgang Rabitsch² & Stefan Nehring³

¹ Universität Bremen, FB2, Bremen

² Umweltbundesamt, Wien

³ Bundesamt für Naturschutz, Bonn

1 EINLEITUNG

Die Gruppe der Moose (Bryophyta) setzt sich aus Hornmoosen (Anthocerotopsida), Lebermoosen (Hepaticopsida) und Laubmoosen (Bryopsida) zusammen (Frahm & Frey 2004). Flechten stellen eine Symbiose aus einer Alge und einem oder mehreren Pilzen dar (Spribille et al. 2016). Die Gruppe der Flechten kann in die morphologischen Gruppen Krusten-, Blatt- und Strauchflechten unterteilt werden (Wirth et al. 2013). Beide Organismengruppen breiten sich über Sporen und zumindest teilweise vegetativ aus.

Von weltweit 15.344 Moosarten werden 139 Moosarten (0,9%) in einem oder mehreren Ländern als gebietsfremd angesehen (Essl et al. 2013, Mateo et al. 2015). In Europa sind 32 Arten zumindest in einem Land gebietsfremd, davon sind 11 Lebermoose und 21 Blattmoose (Essl & Lambdon 2009). Weitere 13 Moosarten gelten in Europa als kryptogen, da deren Status „heimisch“ oder „gebietsfremd“ bislang nicht eindeutig geklärt werden konnte (Essl & Lambdon 2009). Insgesamt kommen in Europa rund 1.800 Moosarten vor (Söderström et al. 2002, Hill et al. 2006, Hodgetts et al. 2020). Für Deutschland sind 1.507 Moosarten inklusive untergeordneter Taxa bekannt (Meinunger & Schröder 2007a, b, c), von denen nach der aktuellen Roten Liste Deutschlands 1.195 Arten als etabliert gelten (Caspari et al. 2018). Gebietsfremde Moosarten machen in Europa 1,8% am Gesamtartenbestand der Moose aus, ein zu den Gefäßpflanzen mit ca. 10% gebietsfremden Arten vergleichsweise sehr geringer Anteil (Essl & Lambdon 2009). Ein wichtiger Grund für diesen Unterschied ist, dass infolge des deutlich größeren Mangels an historischen Verbreitungsdaten für Moose (Magill 2010, Mutke & Geffert 2010) eine ursprünglich gebietsfremde Herkunft einzelner Moosarten gar nicht erst erkannt wird bzw. nicht in ausreichendem Maße belegt werden kann (Essl et al. 2013, Hodgetts et al. 2020).

Weltweit sind rund 20.000 Flechtenarten beschrieben (Feurerer & Hawksworth 2007). Auf Grund von Erfassungsmängeln ist jedoch mit einer deutlich höheren Anzahl von Arten zu rechnen. Auch in Mitteleuropa und speziell in Deutschland werden erst seit einigen Jahrzehnten umfassendere Erhebungen zur Flechtenflora durchgeführt. Nach der aktuellen Roten Liste Deutschlands gelten 1.946 Flechtenarten inklusive untergeordneter Taxa als etabliert (Wirth et al. 2011). Für Europa konnte bislang keine Flechtenart als gebietsfremd nachgewiesen werden, einige wenige gelten als kryptogen (Essl & Lambdon 2009). Sehr wahrscheinlich ist das „Fehlen“ jeglicher gebietsfremder Flechtenarten vor allem darauf zurückzuführen, dass zuverlässige Daten zur Flechtenflora Mitteleuropas nur etwa 150 Jahre zurückreichen (Wirth 1976). Trotz intensiverer Forschung ist die benötigte Datengrundlage damit nicht ausreichend, um gebietsfremde Herkünfte eindeutig belegen zu können (Breuss 2002). Zudem gibt es weltweit insgesamt nur wenige Hinweise auf eine anthropogen bedingte Einbringung von Flechten außerhalb ihrer Ursprungsgebiete (Breuss 2002, Essl & Lambdon 2009).

Allgemein gültige Aussagen biologischer Invasionen von Gefäßpflanzen können nach Essl et al. (2013) nicht unkritisch auf Moose und Flechten übertragen werden, denn a) Moose und Flechten können sich natürlicherweise über weite Distanzen, insbesondere durch Sporen, natürlich ausbreiten, b) sie haben vergleichsweise eine geringe sozio-ökonomische Bedeutung und werden daher weniger häufig absichtlich eingebracht und c) ihre möglichen Einflüsse auf die biologische Vielfalt als auch auf die Ökosystemfunktionen sind nur wenig bekannt.

Oft werden indirekte Argumente genutzt, um einzuschätzen, ob eine Moosart heimisch oder gebietsfremd ist. Nach Crundwell (1985) und Söderström (1992) sind dabei folgende Kriterien relevant: a) keine subfossilen Nachweise vorhanden, b) nachweisliche Veränderung der geographischen Verbreitung, c) ungewöhnliche geographische Verbreitung, d) Zusammenhang des Vorkommens mit hauptsächlichlichen Einfuhrwegen wie Botanische Gärten oder Häfen, e) genetisch weniger diverse Populationen und f) Vorkommen auf offenen, gestörten oder temporären Standorten. Diese Kriterien sind jedoch für die Einstufung einer Art als gebietsfremd kritisch zu betrachten, denn beispielsweise sind disjunkte Verbreitungsgebiete aufgrund der Fernausbreitung von Diasporen eher die Regel als die Ausnahme (Patiño & Vanderpoorten 2015). Auch kommen auf Kulturland sowohl heimische als auch gebietsfremde Moosarten vor (Blockeel 2010). Ebenso kann von Vorkommen auf vor allem gestörten Standorten nicht abgeleitet werden, dass eine Art gebietsfremd ist (Patiño & Vanderpoorten 2015).

Datengrundlagen

Die Erstellung einer zu prüfenden Artenliste von gebietsfremden Moosen im Bezugsgebiet erfolgte durch Zusammenstellung der Angaben vor allem in Caspari et al. (2018), Dierßen (2001), Essl & Lambdon (2009), Hill et al. (2007), Hodgetts et al. (2020), Nebel & Philippi (2000), Söderström (1992) und Söderström et al. (2002). Systematik und Nomenklatur der Moose richten sich nach Caspari et al. (2018). Ergänzt wurden Synonyme, die in den jeweiligen Quellen verwendet wurden, sowie die in Caspari et al. (2018) und Meinunger & Schröder (2007a, b, c) genannten. Die Angabe zum Status wurde auf Basis der verschiedenen Quellen abgeleitet. Informationen zur aktuellen Verbreitung und zum aktuellen Ausbreitungsverlauf basieren auf Caspari et al. (2018) sowie Meinunger & Schröder (2007a, b, c) und wurden durch weitere Quellen ergänzt. Die Angaben im Bezug zur Gefährdung im Bezugsgebiet folgen der aktuellen Roten Liste Deutschlands von Caspari et al. (2018).

Die zu prüfende Artenliste möglicherweise gebietsfremder Flechten im Bezugsgebiet wurde nach Angaben vor allem in Breuss (2002), Dolnik et al. (2010) und Wirth et al. (2011, 2013) erstellt. Systematik und Nomenklatur der Flechten richten sich nach Wirth et al. (2011), die in den jeweiligen Quellen verwendeten Synonyme wurden ergänzt. Die Angabe zum Status, zur aktuellen Verbreitung und zum aktuellen Ausbreitungsverlauf wurde auf Basis der verschiedenen Quellen abgeleitet. Die Angaben im Bezug zur Gefährdung im Bezugsgebiet folgen der aktuellen Roten Liste Deutschlands von Wirth et al. (2011).

Systematik

Für Deutschland sind 1.507 Moosarten inklusive untergeordneter Taxa bekannt (Meinunger & Schröder 2007a, b, c), von denen gemäß Roter Liste Deutschland 1.195 Arten als etabliert gelten (Caspari et al. 2018). Insgesamt konnten bislang 11 gebietsfremde (neophytische) Moosarten wild wachsend im Bezugsgebiet nachgewiesen werden (siehe Kap. 3). Bei vier weiteren Fällen (*Campylopus flexuosus*, *C. pyriformis*, *Dicranoweisia cirrata*, *Ephemerum spinulosum*) ist momentan nicht zu klären, ob die jeweilige Art gebietsfremd oder heimisch ist („kryptogen“). Acht Moosarten (*Anthoceros agrestis*, *Grimmia crinita*, *Phaeoceros carolinianus*, *Rhynchostegium rotundifolium*, *Sphaerocarpos michelii*, *Sphaerocarpos texanus*, *Targionia hypophylla* und *Tortula inermis*) gelten als alteingebürgerte Arten (Archäophyta) (für weitere Informationen siehe Isermann et al. in Vorber.). Ein besonderer Fall ist *Ditrichum plumbicola*, die erst 1976 von *D. lineare* abgetrennt wurde. *Ditrichum plumbicola* wurde bisher nur auf Abraumhalden von Erzbirgwerken nachgewiesen. Das Taxon wurde daher lange Zeit nur als morphologische Variante von *D. lineare* auf Schwermetallböden angesehen (Meinunger & Schröder 2007b). In Großbritannien wird *D. plumbicola* als kryptogen eingestuft (Hill et al. 2007). Für eine Einstufung als gebietsfremde Art spricht, dass keine generative Fortpflanzung in Europa bekannt ist (Hill et al. 1992, Meinunger & Schröder 2007b). Zudem ist die Art in Deutschland nur im Westen nachgewiesen, und wurde nicht auf weiter östlich gelegenen Bergbaugebieten, etwa dem Harzvorland oder dem Erzgebirge, gefunden (Meinunger & Schröder 2007b). Allerdings wurde die Art bisher weltweit nur in Europa belegt (Discover Life 2020), so dass die Art hier wie in der aktuellen Roten Liste Deutschlands von Caspari et al. (2018) als heimisch eingestuft wird. Caspari et al. (2018) bewerten die Art zudem für Deutschland als „in besonders hohem Maße verantwortlich“.

In Deutschland gelten gemäß aktueller Roter Liste 1.946 Flechtenarten inklusive untergeordneter Taxa als etabliert (Wirth et al. 2011); davon sind 4 Arten (*Acarospora moenium*, *Anisomeridium polypori*, *Jamesiella*

anastomosans, *Vezdaea leprosa*) möglicherweise gebietsfremd und werden aktuell als kryptogen eingestuft (vgl. Kap. 3). In den Niederlanden bzw. in Österreich wurden weitere Flechten (*Acarospora chrysops*, *Caloplaca brouardii*, *Phaeophyscia rubropulchra*, *Placopsis fuscidula*, *Punctelia stictica*, *Xanthoparmelia microspora*) als vermeintlich gebietsfremd gelistet (Aptroot 2010, Berger et al. 1998), für die bislang aber keine Nachweise in Deutschland vorliegen (Flechten Deutschland 2020). Alteingebürgerte Arten (Archäobiota) sind unter den Flechten nicht bekannt (für weitere Informationen siehe Isermann et al. in Vorber.).

Einführungsweise

Viele Moose weisen disjunkte Areale auf, doch kann in diesen Fällen nicht in jedem Fall von anthropogen bedingten Einbringungen ausgegangen werden (Frahm 2013c). Bei Moosen und Flechten kann natürliche Fernausbreitung sowohl mit Sporen als auch mit vegetativen Diasporen erfolgen (Philippi 1976), so dass im Vergleich zu Gefäßpflanzen eine Ausbreitung über geographische Barrieren durch direkte oder indirekte menschliche Einwirkung eine untergeordnete Rolle spielt (Porley & Hodgetts 2005, Essl & Lambdon 2009). Insbesondere windverbreitete Diasporen können in höhere Luftschichten gelangen und so über Kontinente transportiert werden (Longton 1997). So ist beispielsweise Fernausbreitung mit Westwinden von Nordamerika nach Europa nicht selten (Frahm 2013c, 2014) und vermutlich die Ursache für das frühere Vorkommen von *Clasmatodon parvulus* in Deutschland (Frahm 2000). Im Falle winziger Erdmoose, die ihre Sporen in den Boden entlassen, z.B. *Bruchia flexuosa* oder *Notothylias orbicularis*, ist Einbringung mittels menschlicher Aktivitäten wahrscheinlicher (Frahm 2013c). Das Vorkommen von Arten in Europa, die ihr Hauptverbreitungsgebiet in der Südhemisphäre haben, kann vermutlich jedoch nicht durch Fernausbreitung erklärt werden. Die vorherrschenden Windrichtungen in der intertropischen Konvergenzzone stellen eine natürliche Ausbreitungsbarriere dar (Barry & Chorley 1992). Für die Überwindung dieser Ausbreitungsbarriere ist eher die Ausbreitung durch menschliche Aktivitäten, insbesondere unabsichtliche Einführungsweisen, anzunehmen (Essl et al. 2013).

Auch die Ausbreitung im Wasser spielt eine bedeutende Rolle. So wurde die Ausbreitung von Wassermoosen, d.h. solchen Arten, „die an Steinen oder an Bäumen submers, im Spritzwasserbereich oder aber auch noch im Überschwemmungsbereich von Gewässern vorkommen und in ihrer Verbreitung auf diesen Standortbereich beschränkt sind“, entlang der großen Ströme von Süddeutschland nach Norddeutschland belegt. Die Ausbreitung wurde auf die Erwärmung des Flußwassers und auf die Verbesserung der Wasserqualität ab circa 1980 zurückgeführt (Frahm 1997a). Wassermoose, die sich im 19. Jh. und vorallem im 20. Jh. entlang des Rhein und seiner Nebenflüsse ausbreiteten, sind u.a. *Cinclidotus danubicus*, *C. mucronatus*, *C. riparius*, *Fissidens fontanus* und *Hyophila involuta* (Frahm 1997a).

Einfuhrvektoren

Ein häufiger Einfuhrvektor von Moosen nach Europa ist die unabsichtliche Einbringung im Gartenbau. Ein weiterer wesentlicher Faktor ist die unabsichtliche Einbringung an Kleidung oder Waren mit Schiffen und Flugzeugen (Essl & Lambdon 2009). Bei Flechten sind die Einfuhrvektoren wenig bekannt (Essl & Lambdon 2009).

Botanische Gärten

Zahlreiche Moose kommen bislang nur in Gewächshäusern (Tab. 1), meist von botanischen Gärten, vor. Sie wurden mit anderen gebietsfremden Pflanzen unabsichtlich eingebracht. Beispielsweise kommen an Baumfarnen oder in deren Töpfen im Botanischen Garten Bonn *Achrophyllum dentatum* und *Callicostella papillata* vor (Frahm & Ho 2009).

Die Einbringung über Gewächshäuser und nachfolgende Verwilderung sind in Europa z.B. für die Moosarten *Lunularia cruciata* (Frahm 1973) und *Didymodon australasiae* (Müller 2002) belegt. Bei anderen Fällen ist eine Ausbreitung in die freie Natur wahrscheinlich nur noch eine Frage der Zeit. So wächst *Hypopterygium tamarisci* schon im Freiland im Arboretum von Bussaco (Stech & Pfeiffer 2006) und wurde auch in Norditalien auf einer Statue in einem Garten festgestellt (Aleffi et al. 2010). Aufgrund einer molekularbiologischen Analyse ist das in Botanischen Gärten von Berlin Charlottenburg unter dem Namen *Hypopterygium balantii* (Kruijer 1997) bestimmte Moos wahrscheinlich ebenfalls zu *H. tamarisci* zu stellen (Stech & Pfeiffer 2006). *Achrophyllum dentatum* wurde 1928 in einem Gewächshaus des Botanischen Garten Glasgow auf einen Baumfarn aus Australien belegt, zudem 1999 in Cornwall im Freiland auf im Gartenbau

eingebrachten Steinen (Rumsey 2001, Porley & Hodgetts 2005). In den Gewächshäusern des Botanischen Garten Bonn wurde eine *Vesicularia* Art nicht näher bestimmt (Stech 1996), doch aus anderen Gewächshäusern sind die gebietsfremden Arten *V. vesicularis*, *V. reticulata* (Essl & Lambdon 2009) sowie *V. dubyana* (Ignatov & Ozerova 2012) bekannt, letzteres auch aus der Aquaristik (Gordon & Gantz 2011). *Vesicularia montagnei* ist eine in den Gewächshäusern Bonn häufige Art und wurde früher als *V. dubyana* bezeichnet. Tan et al. (2004) konnten zeigen, dass sich hinter dieser Bezeichnung verschiedene Arten verbergen (Frahm & Ho 2009). *Splachnobryum obtusum* wächst in den Gewächshäusern des Botanischen Garten Bonn (Stech 1996, Frahm & Ho 2009) und kommt in Europa nur in Ungarn am Rande von warmen Quellen bei Eger und an Fumarolen am Vesuv in Italien im Freiland vor (Frey et al. 2006).

Tab. 1: Gebietsfremde, unabsichtlich oder absichtlich (*) eingeführte Moosarten, die in Deutschland bisher nur in Gewächshäusern vorkommen, mit Angaben zum Lebensraum, zum besiedelten Substrat im Gewächshaus und dem möglichen Ursprungsgebiet. Die Nomenklatur richtet sich in der Regel nach The Plant List (2013).

Wissenschaftlicher Name	Lebensraum	Ursprungsgebiet
<i>Achrophyllum dentatum</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn	Südhemisphere (Rumsey 2001)
<i>Atrichum androgynum</i>	Terrestrischer Lebensraum; Erde	Neotropen, Südamerika, Südafrika, Australien, Neuseeland (Frahm & Ho 2009)
<i>Brachymenium acuminatum</i>	Terrestrischer Lebensraum; Erde	Pantropisch (Frahm & Ho 2009), z.B. Tibet (Redfearn et al. 1996), Australien, China, Südafrika, Madagaskar, Mittel- und Südamerika (GBIF 2020)
<i>Bryum arachnoideum</i>	Terrestrischer Lebensraum; Erde	Trockengebiete des tropischen Afrika (Frahm 2002, Frahm & Ho 2009)
<i>Callicostella papillata</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn, Erde	China (Redfearn et al. 1996), tropisches Asien u.a. Srilanka südlich bis Queensland (Frahm & Ho 2009)
<i>Calycularia crispula</i>	Terrestrischer Lebensraum; Lavagrusboden	Indischer Subkontinent, China, Ostasien und Nordwestkanada (Subarktisches Amerika) (Frahm & Ho 2009, Discover Life 2020)
<i>Calymperes pallidum</i>	Terrestrischer Lebensraum; Korkstamm, auf Epiphyten	Pantropen (Frahm & Ho 2009), Südamerika, Tropisches Afrika, Malaysia (Discover Life 2020)
<i>Campylopus capitulatus</i>	Terrestrischer Lebensraum; auf Borkenstück und anderen Unterlagen mit Orchideen, an Baumfarn	Ecuador (Frahm & Ho 2009), Karibik, Peru (Discover Life 2020)
<i>Campylopus extinctus</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn	Brasilien (Frahm & Ho 2009)
<i>Campylopus incrassatus</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn	Südhemisphere (Subantarktische Art, Australien, Neuseeland, Südwestpazifik, Sankt Helena, Südafrika, Westliches Südamerika, Südliches Südamerika (Frahm & Ho 2009, Discover Life 2020), zudem auf Madeira, dort als kryptogen bewertet (Essl & Lambdon 2009)
<i>Campylopus julicaulis</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn	Brasilien (Frahm & Ho 2009)
<i>Chiloscyphus triacanthus</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn	Neuseeland (Frahm & Ho 2009), Südliches Südamerika (Discover Life 2020)
<i>Cyathophorum bulbosum</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn (Kruijjer 1997)	Papuasiatischer Raum, Australien, Neuseeland (Kruijjer 1997, Discover Life 2020)
<i>Exormotheca megastomata</i> *	In Kultur (Stech 1996)	Tropisches Afrika, Südafrika (Discover Life 2020)
<i>Hypopterygium tamarisci</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn (Stech & Pfeiffer 2006)	Australien, Ozeanien, Neu Seeland, Malaysia, Samoa, (Stech & Pfeiffer 2006), gesamte Südhemisphere (Kruijjer et al. 2010)

<i>Lejeunea</i> cf. <i>laetevirens</i>	Terrestrischer Lebensraum; auf Beton und einer Holzeinfassung (Frahm & Ho 2009)	Neotropen (Frahm & Ho 2009), Zentrale südliche U.S.A., Südöstliche U.S.A., Mexiko, Karibik, Nördliches Südamerika, Westliches Südamerika, Brasilien (Discover Life 2020)
<i>Leptotheca gaudichaudii</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn (Frahm & Ho 2009)	Neuseeland (Frahm & Ho 2009), Australien, Papuasiatischer Raum, Südafrika, Südliches Südamerika (Discover Life 2020)
<i>Lophocolea semiteres</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn und an Holzeinfassungen (Frahm & Ho 2009)	Neuseeland (Frahm & Ho 2009).
<i>Lunularia cruciata</i>	Terrestrischer Lebensraum; Erde, an Lavawand	Mittelmeergebiet (Frahm & Ho 2009)
<i>Marchantia pappeana</i>	Terrestrischer Lebensraum; Erde, in Kultur (JGU Mainz 2013)	Tropisches Ostafrika, östliches Tropisches Südafrika, östliches Südafrika, Kap Verden (Discover Life 2020)
<i>Marchantia planiloba</i> *	Terrestrischer Lebensraum; Lavaeinfassung (Frahm & Ho 2009), in Kultur (Stech 1995)	Tropen (Frahm & Ho 2009), Tropisches Ostafrika, östliches Tropisches Südafrika, östliches Südafrika, (Kapverden, gebietsfremd?) (Discover Life 2020)
<i>Monosolenium tenerum</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn	Indischer Subkontinent (Lang 1913), Sri Lanka (Frahm & Ho 2009), China (GBIF 2020), Ostasien (Discover Life 2020)
<i>Philonotis hastata</i> (syn. <i>P. evanidinervis</i>) Hinweis: Frahm & Ho (2009) bewerten <i>P. evanidinervis</i> als eigene Art.	Süßwasser; Wasserbecken, auf Schlamm einer Wasserpflanzenanlage (Stech 1995, Frahm & Ho 2009)	Neuseeland, Australien (Frahm & Ho 2009), Papuasiatischer Raum (GBIF 2020)
cf. <i>Orthostichella pandurifolia</i> (syn. <i>Pilotrichella cuspidate</i>)	Terrestrischer Lebensraum; in Blumentöpfen (Stech 1995)	Nördliches Tropisches Afrika, Tropisches Ostafrika, Tropisches Südafrika, Südafrika, Brasilien (Discover Life 2020)
<i>Rhizogonium distichum</i>	Terrestrischer Lebensraum; an hängenden Epiphyten (Frahm & Ho 2009)	Neuseeland (Frahm & Ho 2009), Australien (Discover Life 2020)
<i>Rhizogonium graeffeanum</i>	Terrestrischer Lebensraum; in Blumentöpfen (Frahm & Ho 2009)	Südostasien, Ozeanien bis Queensland (Frahm & Ho 2009), Malaysia, Papuasiatischer Raum, Australien (Discover Life 2020)
<i>Rhizogonium novae-hollandiae</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn (Frahm & Ho 2009)	Australien, Neuseeland (Frahm & Ho 2009), Malaysia, Zentral Amerika, Nördliches Südamerika, Westliches Südamerika, Südliches Südamerika (Discover Life 2020)
<i>Splachnobryum obtusum</i>	Terrestrischer Lebensraum; auf erdüberdeckten Steinplatten (Frahm & Ho 2009)	Tropisch-Subtropisch America and Africa (Müller et al. 2000)
<i>Taxiphyllum barbieri</i>	Süßwasser; in einem Wasserbecken (Frahm & Ho 2009)	Südostasien (Frahm & Ho 2009), Australien (Discover Life 2020)
<i>Telaranea</i> cf. <i>herzogii</i>	Terrestrischer Lebensraum; Baumfarn (Frahm & Ho 2009)	Neuseeland (Frahm & Ho 2009), Australien (Discover Life 2020)

<i>Vesicularia montagnei</i>	Terrestrischer Lebensraum; Rindenmulch, Holzeinfassung, Baumfarn, Lavawand, Erde, Betonmauern, in Blumentöpfen (Frahm & Ho 2009)	Ostasien, Indochina, Papuasiasischer Raum, Australien, wird bei GBIF (2020) jedoch als Synonym für <i>V. vesicularis</i> angesehen
------------------------------	--	--

Zierhandel

Im Zierhandel sind gebietsfremde Moose und Flechten, z.B. als Aquarien- und Terrarienbesatz erhältlich (Tab. 2). Einige dieser Arten kommen in Deutschland auch in Gewächshäusern vor, z.B. *Marchantia pappeana* im Botanischen Garten der Universität Mainz (JGU Mainz 2013). *Monosolenium tenerum* wird im Handel vielfach unter dem Namen *Pellia endiviifolia* angeboten (Frahm & Ho 2009). Relativ oft sind nicht näher bestimmte Arten im Handel, z.B. Triangelmoos (*Vesicularia* spp.) und Flammenmoos (*Taxiphyllum* spp.). Unter dem Namen Java-Moos sind ebenfalls verschiedene Arten z.B. *Vesicularia dubyana* im Handel, dabei ist *Taxiphyllum barbieri* das „richtige“ Java-Moos (Tan et al. 2004, Frahm & Ho 2009).

Zudem sind mit der Bezeichnung „Moos“ systematisch nicht zu den Moosen zu stellende Arten im Handel vertreten, z.B. *Tillandsia usneoides* (Louisianamoos, Spanish Moss; Bromeliaceae), *Selaginella kraussiana* (Moosfarn; Selaginellaceae), *Mayaca fluviatilis* (Brasilianisches Mooskraut, Fluss-Mooskraut; Mayacaceae), *Cladophora aegagropila* var. *linnaei* (syn. *Aegagropila linnaei*, Mooskugel, Cladophoraceae, Grünalgen), *Lomariopsis lineata* (Farnprotallium, Lomariopsidaceae).

Tab. 2: Beispiele von im Handel erhältliche gebietsfremde Moose und Flechten, die bislang nicht wild lebend in Deutschland nachgewiesen werden konnten (Caspari et al. 2018, Meinunger & Schröder 2007a, b, c), mit Angaben zum Lebensraum und zum wahrscheinlichen Ursprungsgebiet bzw. weltweiten Vorkommen (GBIF, Frahm & Ho 2009). Die Nomenklatur richtet sich nach The Plant List (2013).

Wissenschaftlicher Name	Lebensraum	Vorkommen
Flechten		
<i>Cladonia evansii</i>	Terrestrischer Lebensraum	Südöstliche U.S.A., Karibik
Moose		
<i>Fissidens geppii</i>	Süßwasser	Ostasien, Malaysia, Papuasiasischer Raum
<i>Fissidens nobilis</i>	Süßwasser/ Terrestrischer Lebensraum	China, Ostasien, Indischer Subkontinent, Indochina, Malaysia, Papuasiasischer Raum
<i>Hypopterygium tamariscinum</i>	Terrestrischer Lebensraum	Tropisches Südafrika (Mauritius), Australien, Neuseeland, Mexiko, Karibik, Westliches Südamerika, Brasilien, Südliches Südamerika,
<i>Marchantia pappeana</i>	Terrestrischer Lebensraum	Tropisches Westafrika (Kapverden), Tropisches Ostafrika, Südafrika
<i>Monosolenium tenerum</i> („ <i>Pellia neblina</i> “)	Terrestrischer Lebensraum (Süßwasser)	Sri Lanka, China, Ostasien
<i>Taxiphyllum alternans</i>	Terrestrischer Lebensraum	China, Ostasien (Zentrale südliche U.S.A., Südöstliche U.S.A. gebietsfremd?)
<i>Taxiphyllum barbieri</i>	Süßwasser/ Terrestrischer Lebensraum	Indochina, Australien (Zentrale Südliche U.S.A. gebietsfremd?)
<i>Vesicularia dubyana</i>	Süßwasser/ Terrestrischer Lebensraum	Indischer Subkontinent, Indochina, Malaysia, Papuasiasischer Raum
<i>Vesicularia ferriei</i>	Terrestrischer Lebensraum	Ostasien, Indochina, Malaysia
<i>Vesicularia montagnei</i>	Süßwasser/ Terrestrischer Lebensraum	Ostasien, Indochina, Papuasiasischer Raum, Australien
<i>Vesicularia reticulata</i>	Terrestrischer Lebensraum	Ostasien, Indischer Subkontinent, Indochina, Malaysia, Papuasiasischer Raum, Australien, Südwestpazifik (Neukaledonien)

Erstnachweis

Das Vorkommen von Moosarten wurde seit der Jüngeren Steinzeit durch das Wirken des Menschen beeinflusst. So wurden beispielsweise durch Rodung und ackerbauliche Nutzung neue Standorte insbesondere für Ackermoose geschaffen (Philippi 1976). Durch den Anbau von Baumarten wie *Acer campestre* und *Quercus petraea* wurden Siedlungsmöglichkeiten für Moosarten basischer Substrate geschaffen, andere Arten dehnten ihr Areal mit der Anpflanzung von Nadelgehölzen aus (Philippi 1976).

Angaben zu Erstnachweisen von Moosen sind meist nicht vor 1800 vorhanden, da die bryologische Exploration erst danach begann (Philippi 1976, Frahm 2012d). Gebietsfremde Moose und Flechten wurden erst in den letzten Jahrzehnten stärker berücksichtigt (Blockeel 2010). Daher wurde in der Vergangenheit bei Moosarten teilweise nicht 1492 als Zeitpunkt der Trennung zwischen Archäobiota und Neobiota verwendet, sondern eine Art als Neophyt bezeichnet, „wenn zweifelsfrei feststeht, dass diese Sippe in den letzten 100 Jahren neu hinzugekommen ist“ (Schulz et al. 2002). Neben Einbringungen, die überwiegend erst innerhalb der letzten Jahrzehnte stattfanden und daher gut dokumentiert sind, gibt es auch Fälle, bei denen von einer bereits länger zurückliegenden Einschleppung ausgegangen wird. So ist vermutlich *Campylopus flexuosus* schon im Mittelalter aus der Südhemisphäre nach Europa eingebracht worden (Frahm 1982, Düll 1990). In Europa hat die Anzahl eingebrachter Moosarten seit 1820 deutlich zugenommen, allein in den letzten 20 Jahren wurden wahrscheinlich fünf Arten eingebracht (Essl & Lambdon 2009).

Einige Moosarten sind erst seit kurzem in Deutschland wild lebend nachgewiesen. Beispielsweise wurde *Aneura maxima* am 1.5.2003 auf einer gemähten Quellwiese am Waldrand im NSG Silberleite in Thüringen gefunden. Dies ist bislang der einzige Fundort in Deutschland (Caspari et al. 2018), auch in den Nachbarländern ist die Art selten (Meinunger & Schröder 2007a). Vorkommen sind aus Belgien, wo die Art 1994 zuerst für Europa nachgewiesen wurde (Andriessen et al. 1995), Dänemark, Finnland, Frankreich, Luxemburg, den Niederlanden, Polen, der Slowakei, und der Tschechische Republik bekannt (Frahm & Frey 2004, Kučera 2004, Loskotová 2006, Vanderpoorten 2007, Van der Pluijm 2016). Das Verbreitungsgebiet der Art umfaßt den Russischen Fernen Osten, China, Ostasien, Malaysia, die Zentrale östliche U.S.A. und die Nordöstliche U.S.A. (Frahm & Frey 2004, Discover Life 2020). Wurde von Andriessen et al. (1995) noch eine Einbringung während des Zweiten Weltkrieges mit amerikanischen Truppen nach Belgien diskutiert, nimmt Frahm (1997b) nach einem Fund in Finnland an, dass die Art übersehen wurde. So wird hier und wie in der aktuellen Roten Liste Deutschlands von Caspari et al. (2018) die Art als heimisch eingestuft.

Status

Die meisten gebietsfremden Moosarten sind etabliert, doch gibt es auch Arten, die nur unbeständig in Deutschland vorkommen bzw. deren Status unbekannt ist (vgl. Kap. 3). Das gilt z.B. für *Riccia stenophylla*, die 2007 in einem Drainagewasserauffangtümpel im NSG Noswendeler Bruch nördlich von Wadern-Noswendel submers wachsend gefunden wurde (S. Caspari, pers. Mitt.). *Riccia stenophylla* ist im südlichen Nordamerika, westlichen Südamerika und im südlichen Südamerika verbreitet (Discover Life 2020).

Lebensraum

Gebietsfremde Moosarten in Europa besiedeln vor allem anthropogen gestörte Lebensräume wie Gärten, Straßenränder und Mauern, nur wenige kommen auch in naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen vor (Essl & Lambdon 2009). Dies steht im Gegensatz zum Vorkommen heimischer Arten. Beispielsweise sind von den 1.027 heimischen Moosarten in Großbritannien nur 89 stark an landwirtschaftlich geprägte Lebensräume angepaßt, und nur 31 Arten haben ihr Hauptvorkommen in städtischen Lebensräumen (Gilbert 1971, Paton 1999, Smith 2004, Essl & Lambdon 2009).

Die wenigen möglicherweise gebietsfremden Flechten besiedeln häufig saure Borke von Bäumen (Wirth 1997, Breuss 2002), oder sind epilithisch auf eingebrachten Steinblöcken vorhanden (Niederlande; Aptrot 2010).

Aktuelle Verbreitung

Tab. 3: Die häufigsten aquatischen^a und terrestrischen neophytischen Moose in Deutschland, den Niederlanden und Großbritannien.

Wissenschaftlicher Name	D: Anzahl Datensätze (Meinunger & Schröder 2007a, b, c)	NL: Anzahl Quadranten gesamt	GB: Counts of non-native bryophyte records; each occurrence in a distinct 10-km square (hectad) 1950-1990 (Hill et al. 2007) / 1990-2008 (Hill et al. 2009). NA not available	Zunahme (1960/1990 bis 1990/2008) (Hill et al. 2009)
<i>Campylopus introflexus</i>	4015	1323	1420/2180	++
<i>Orthodontium lineare</i>	3908	707	1137/1343	+
<i>Syntrichia papillosa</i>	1929	941	291/NA	
<i>Weissia longifolia</i> (syn. <i>Atrichum crispum</i>)	1607	97	338/89	-
<i>Lunularia cruciata</i>	789	306	1392/NA	
<i>Riccia rhenana</i> ^a	234	0	11/4	---
<i>Leptophascum leptophyllum</i> (syn. <i>Chenia leptophylla</i>)	115	0	6/8	+
<i>Syntrichia pagorum</i> (*S. <i>laevipila</i>)	37	0	*866/NA	
<i>Scopelophila cataractae</i>	9	18	13/NA	
<i>Didymodon umbrosus</i>	5	1	64/NA	
<i>Lophocolea semiteres</i>	3	283	51/78	+++
<i>Ephemerum spinulosum</i>	1	1	0/NA	
<i>Lophozia herzogiana</i>	1	0	2/NA	
<i>Calyptrochaeta apiculata</i>	0	0	2/3	--
<i>Henediella macrophylla</i>	0	0	43/27	--
<i>Henediella stanfordensis</i>	0	0	75/63	-
<i>Lophocolea bispinosa</i>	0	0	22/18	+
<i>Riccia crystallina</i>	0	0	8/9	+
<i>Syntrichia amplexa</i>	0	0	3/5	+++
<i>Telaranea murphyae</i>	0	0	3/3	--
<i>Telaranea tetradactyla</i>	0	0	NA/2	--
<i>Tortula freibergii</i>	0	0	16/26	+

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Einige Moosarten haben sich, offenbar aufgrund ihrer Unempfindlichkeit gegen Schadstoffimmissionen oder Förderung durch Stickstoffeinträge, seit Mitte des 20. Jahrhunderts ausgebreitet, z.B. *Dicranum tau-ricum* (Meinunger & Schröder 2007b), welches regional als Neophyt eingestuft wurde (Berg & Wiehle 1992, Klawitter et al. 2002). Hierher zu stellen ist wohl auch *Grimmia trichophylla*, die gegen Luftverschmutzung wenig empfindlich ist und vielfach an Sekundärstandorten wächst (Meinunger & Schröder 2007b). Andere Moose, wie z.B. *Oligotrichum hercynicum* wurden in das Norddeutsche Tiefland durch Fichtenanbau eingeschleppt (Meinunger & Schröder 2007b) und werden daher regional als Neophyt eingestuft (Berg & Wiehle 1992).

Einige epiphytische, holz- und rindenbewohnende Flechtenarten breiten sich seit Mitte des 19. Jh. wahrscheinlich durch emissionsbedingte Schwächung konkurrierender Arten und ihrer Toleranz gegenüber

starker Luftverunreinigung aus, z.B. *Chaenotheca ferruginea*, *Lecanora conizaeoides*, *Lecidea scalaris*, *Parmeliopsis ambigua*, *Scoliciosporum chlorococcum* (Wirth 1985, 1997). Hier sind auch die obligat gesteinsbewohnenden Arten einzureihen, die an Mauern, Gebäuden, Grabsteinen, Dachplatten etc. Sekundärstandorte besiedeln (Breuss 2002).

Gefährdung der Biodiversität

Auswirkungen von Moosen und Flechten auf die Biodiversität sind weniger offensichtlich als bei Gefäßpflanzen. Doch konkurrieren sie mit heimischen Moosen und Flechten sowie mit Keimlingen von Gefäßpflanzen um Licht, Nährstoffe und Raum. Wahrscheinlich können dominante Moose und Flechten durch Stabilisierung des Bodens, Anreicherung von Pflanzenstreu/organischem Material, Veränderung der Zersetzungsrates, und Formung humider Mikrohabitats auch die Ökosystemfunktionen verändern, wodurch die Zusammensetzung von Mikrofauna-Gemeinschaften beeinflusst werden könnte (Essl & Lambdon 2009).

Förderung durch Klimawandel

Zahlreiche Moosarten atlantischer, atlantisch-mediterraner oder mediterraner Verbreitung in Europa sind seit etwa 1980 in Mitteleuropa nachgewiesen worden. Sie erreichen in Deutschland ihre nördliche bzw. östliche Verbreitungsgrenze. Diese Arealerweiterung ist in vielen Fällen durch den Klimawandel, insbesondere dem Temperaturanstieg während der Wintermonate, bedingt (Frey et al. 1995, Frahm & Klaus 2000, Frahm 2003c, Bates et al. 2007, Siebel 2008). In West- und Südeuropa verbreitete Arten, die ihre Areale nach Mitteleuropa verschoben haben und in Deutschland vorkommen, sind z.B. *Cryphaea heteromalla*, *Dicranella howei*, *Leptobarbula berica*, *Pottia recta*, *Scorpiurium circinatum*, *Tortella inflexa* und *Tortula princeps* (Frahm & Klaus 1997, Meinunger & Schröder 2007a, b, c). Seit 1997 sind weitere mediterran verbreitete Arten neu in Mitteleuropa und Deutschland aufgetreten, z.B. *Bryum torquescens* und *Entosthodon hungaricus* (Frahm & Klaus 2000, Meinunger & Schröder 2007a, b, c). Arten mit atlantischer Verbreitung, die ihre Arealgrenze teilweise um mehrere hundert Kilometer nach Osten oder Nordosten verschoben haben und in Deutschland vorkommen sind *Fissidens rivularis*, *Hageniella micans*, *Leptodontium flexifolium*, *L. gemmascens*, *Lepidozia cupressina*, *Orthotrichum pulchellum*, *Orthotrichum sprucei*, *Platyhypnidium lusitanicum*, *Scleropodium cespitans* und *Zygodon conoideus* (Frahm & Klaus 1997, 2000, Meinunger & Schröder 2007a, b, c). Seit 1997 sind weitere Arten atlantischer Verbreitung hinzugekommen, z.B. *Fissidens monguillonii*, *Lejeunea lamacerina* und *Lophocolea fragrans* (Frahm & Klaus 1997, 2000, Meinunger & Schröder 2007a, b, c).

Zudem gibt es Arten, die bisher noch nicht in Deutschland nachgewiesen wurden, sich jedoch in Ausbreitung befinden (During et al. 1986) und eine ursprünglich mediterran-atlantische Verbreitung aufweisen (Frey et al. 1995). Hierzu zählen z.B. *Cephaloziella baumgartneri*, ebenso *Sematophyllum substrumulosum*, welches 1998 in Belgien und 2000 in den Niederlanden nachgewiesen wurde (Frahm 2003, Van Zanten 2003). Letztere Art weist zudem ältere, jedoch nur kurze Nachweise weiter nördlich auf, so 1862 Dänemark, 1879 Schweden, 1908 Finland und 1970-1979 Norwegen (NOBANIS 2020).

Auch die gestiegenen Artenanzahlen für Flechten in Mitteleuropa sind möglicherweise auf einen Temperaturanstieg zurückzuführen (Wirth 1997). So sind 27 Flechtenarten seit etwa 1980 neu für Deutschland gemeldet worden, wovon sieben Arten eine atlantische Verbreitung aufweisen (Wirth 1997). Hinweise auf Arealerweiterung infolge des Klimawandels bestehen z.B. für *Lecanora expallens* und *Parmelia flaventior* (Wirth 1985). Dies gilt möglicherweise auch für *Candelariella reflexa*, die vor allem auf Obst- und Straßenbäumen vorkommt (Wirth 1985).

Für eine ganze Reihe von Arten, die in letzter Zeit nachgewiesen wurden oder sich ausbreiten, wird angenommen, dass es sich um tertiäre Reliktarten mit ozeanischer Verbreitung handelt, die sich infolge der anhaltenden Klimaveränderung in Europa ausbreiten (Frey et al. 1995, Frahm 2012d, 2014). Zu diesen Arten zählt z.B. *Anthoceros caucasicus*, am 6.9.2002 in einer Sandgrube in der Grafschaft Bentheim gefunden (Meinunger & Schröder 2007a), mit Verbreitung im Kaukasus, im Mittelmeergebiet, den Makaronesischen Inseln und dem tropischen Afrika (Frey et al. 1995). Oder auch *Scapania gracilis*, ein tropisches Element, das an der atlantischen Küste und Makaronesien überdauert hat (Frahm 2012d), jedoch in Deutschland nur einmal um 1858 in Nordrhein-Westfalen belegt ist (Meinunger & Schröder 2007).

Zusammenfassung und Schlussfolgerungen

Die Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung (Nehring et al. 2015) bietet ein nachvollziehbares und überprüfbares Instrument zur Risikoabschätzung negativer Auswirkungen gebietsfremder Arten auf die heimische Biodiversität. Somit wird eine Grundlage für die Vorgaben des Bundesnaturschutzgesetzes (BNatSchG) geschaffen, jene Arten zu identifizieren, gegen die bestimmte Managementmaßnahmen getroffen werden sollten. Die Risikobewertung liefert dazu die fachlichen Grundlagen. Die tatsächliche Entscheidung über zu treffende Maßnahmen berücksichtigt in der Regel zusätzliche Aspekte, wie z.B. die Kosteneffizienz der Maßnahmen oder Nutzerinteressen, und erfolgt als nachgeschalteter Abstimmungsprozess.

Mit dem Inkrafttreten der EU Verordnung 1143/2014 am 1. Januar 2015 über die Prävention und das Management der Einbringung und Ausbreitung invasiver gebietsfremder Arten liegt eine EU-weit verbindliche Grundlage zum Umgang mit gebietsfremden Arten vor. Die Verordnung enthält auch eine Beschreibung der Anforderungen einer Risikobewertung für gebietsfremde Arten „von unionsweiter Bedeutung“. Die naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung (Version 1.3) erfüllt nicht alle diese Anforderungen, eine Anpassung der Methodik ist jedoch Gegenstand eines neuen F+E-Vorhabens und derzeit in Bearbeitung.

Die vorliegende Bearbeitung behandelt **gebietsfremde terrestrische Arten aus den Organismengruppen der Moose und Flechten**. Die Situation der hier behandelten Arten in Deutschland stellt sich anhand der durchgeführten Auswertungen wie folgt dar:

Anzahl gebietsfremder terrestrischer Arten und Invasivität

1. Es werden insgesamt 11 gebietsfremde terrestrische Arten aus der Gruppe der Moose (Neophyta) aufgelistet, die bisher in Deutschland wild lebend nachgewiesen werden konnten. Für die Gruppe der Flechten konnte keine entsprechende Neobiota-Art belegt werden.
2. Für die Gruppe der Moose konnten acht und für die Gruppe der Flechten keine alteingebürgerten Arten (Archäophyta) belegt werden (siehe Isermann et al. in Vorber.).
3. Für weitere acht Arten kann derzeit ihre Herkunft fachlich nicht sicher als gebietsfremd oder heimisch beurteilt werden. Diese Arten (4 Moos- und 4 Flechtenarten) gelten momentan als kryptogen.
4. Der Großteil der gebietsfremden Moosarten (8 von 11) ist etabliert, d.h. sie bilden dauerhafte Populationen in der freien Natur. Zwei Arten treten derzeit unbeständig auf, für eine weitere Art ist der Status unbekannt. Die nachfolgenden Angaben berücksichtigen nur etablierte und unbeständige gebietsfremde Arten, die alle zu den Moosen gehören.
5. Im Rahmen der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertungen wurden vier gebietsfremde Moosarten als invasiv bewertet, d.h. es ist belegt, dass sie eine Gefährdung der biologischen Vielfalt darstellen. Alle vier Arten wurden in die Unterkategorie „Managementliste“ eingestuft. Das bedeutet, dass ein Management in der Regel nur lokal oder regional sinnvoll ist und darauf abzielen sollte, den negativen Einfluss dieser invasiven Arten z.B. auf besonders schützenswerte Arten, Lebensräume oder Gebiete zu minimieren (siehe auch BNatSchG § 40).
6. Im Rahmen der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertungen wurde keine gebietsfremde Moosart als potenziell invasiv bewertet.

Herkunftsregionen und Ausbreitungswege

7. Klimatisch wärmere Herkunftsregionen (Südamerika, Australasien, Afrika) machen den überwiegenden Anteil an Ursprungsgebieten der gebietsfremden Moosarten aus. Dies gilt auch für die invasiven Arten.
8. Alle gebietsfremden Moosarten wurden unabsichtlich eingeschleppt.
9. Die unabsichtliche Verschleppung im Gartenbau wird als häufigster Einfuhrvektor genannt. Dies gilt auch für die invasiven Arten. Es folgen die unabsichtliche Einfuhr über Botanische Gärten und durch den Transport von Gütern.
10. Der zeitliche Verlauf der Ersthinweise zeigt das erste Eintreffen gebietsfremder Moosarten in Deutschland im 19. Jahrhundert und einen sprunghaften Anstieg im 20. Jahrhundert, als auch alle vier invasiven Arten erstmals wild lebend festgestellt werden konnten.
11. Die Zeitspanne zwischen Ersteinführung nach Deutschland und Ersthinweis in freier Natur („time lag“) ist für die hier behandelten Organismengruppen nicht zu ermitteln. Für die meisten gebietsfremden Arten liegt keine Erkenntnis zum Zeitpunkt der Ersteinführung vor.

12. Die unbekannte Zeitspanne zwischen Ersteinführung und Erstnachweis bedeutet unter Vorsorgegesichtspunkten eine verkürzte Reaktionszeit für das Management von gebietsfremden Arten. Die Einrichtung eines Frühwarnsystems zur frühzeitigen Entdeckung invasiver gebietsfremder Arten ist notwendig, um diese Reaktionszeit zu verlängern.

Lebensräume und großräumige Verbreitung

13. Die Differenzierung der Lebensraumbindung nach Invasivität zeigt, dass in der Summe kein Lebensraum in Deutschland bevorzugt besiedelt wird.
14. Der Großteil der naturschutzfachlich relevanten Moosarten ist in Deutschland großräumig verbreitet (75% der invasiven Arten). Alle großräumig verbreiteten invasiven Arten wurden in die Managementliste gestellt. Das bedeutet, dass ein Management in der Regel nur lokal oder regional sinnvoll ist und darauf abzielen sollte, den negativen Einfluss dieser invasiven Arten z.B. auf besonders schützenswerte Arten, Lebensräume oder Gebiete zu minimieren. Eine invasive Moosart (*Lophocolea semiteres*) ist bislang nur kleinräumig verbreitet. Da jedoch keine effizienten Sofortmaßnahmen vorhanden sind, die eine vollständige Beseitigung realistisch erscheinen lassen, wurde diese Art methodenbedingt ebenfalls in die Managementliste gestellt.

Auswirkungen und zukünftige Ausbreitung

15. Alle invasiven Moosarten zeigen eine expansive Ausbreitung in den letzten 10-25 Jahren in Deutschland. Es ist daher anzunehmen, dass die belegten oder potenziell negativen Auswirkungen durch die hier bewerteten invasiven Arten in Zukunft eher zunehmen als abnehmen werden. Ein entsprechendes Management zur Kontrolle der Bestände und Minimierung der Auswirkungen sollte, soweit noch nicht erfolgt, umgesetzt werden.
16. Bei den gebietsfremden Moosen dominiert interspezifische Konkurrenz um natürliche Ressourcen als Gefährdungsursache, gefolgt von negativen ökosystemaren Auswirkungen. Krankheitsübertragung und Hybridisierung als Gefährdungsursachen spielen bei den hier behandelten Arten keine wesentliche Rolle.
17. Alle invasiven Moosarten werden vermutlich durch den Klimawandel gefördert.

DANKSAGUNG

Wir bedanken uns für die freundliche Unterstützung und kritische Kommentare von (in alphabetischer Reihenfolge): Michele Aleffi, Christian Berg, Rüdiger Biermann, Steffen Caspari, Oliver Dürrhammer, Franz Essl, Gerhard Ludwig, Jan Thiele, Rita Ketner-Oostra, Cecilia Sérgio, Sandra Skowronek, Laurens Sparrius, Volkmar Wirth, Daniel Wolf.



Großer Bestand des invasiven Kaktusmoos (*Campylopus introflexus*) auf Sylt. (© S. Skowronek).

2 INVASIVITÄTBEWERTUNGEN

Die im Bundesamt für Naturschutz vorliegenden Daten und Erkenntnisse zu den Begleitumständen der Vorkommen und naturschutzfachlichen Auswirkungen gebietsfremder Arten aus den im vorliegenden Band behandelten taxonomischen Gruppen wurden vor allem im Rahmen des F+E Vorhabens

- Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland vorkommende gebietsfremde Pilze, Niedere Pflanzen und Wirbellose Tiere (FKZ 3511 86 0300): Auftragnehmer Umweltbundesamt GmbH Wien (Projektleiter Dr. Wolfgang Rabitsch)

mit Beteiligung weiterer Experten erarbeitet.

Insgesamt wurden für 15 Moos- und sieben Flechtenarten, die in Deutschland wild lebend vorkommen und gebietsfremd sein könnten, intensive Literaturrecherchen und Nachfragen bei Experten zum Vorkommen und zur naturschutzfachlichen Invasivität durchgeführt.

Während der Bearbeitung stellte sich heraus, dass für drei Moos- und für alle Flechtenarten, für die zunächst eine gebietsfremde Herkunft vermutet wurde, keine gesicherten Literaturangaben gefunden werden konnten, die eine derartige Zuweisung rechtfertigen würden. Die vier Moostaxa (*Campylopus flexuosus*, *C. pyriformis*, *Dicranoweisia cirrata*, *Ephemerum spinulosum*) und die vier Flechtentaxa (*Acarospora moenium*, *Anisomeridium polypori*, *Jamesiella anastomosans*, *Vezdaea leprosa*) wurden nach den Recherchen als kryptogen bewertet, d.h. sie könnten in Deutschland auch heimisch sein. Drei weitere vermeintlich gebietsfremde Flechtenarten (*Acarospora sinopica*, *Agonimia opuntiella*, *Hypotrachyna afrorevoluta*) wurden als heimisch bewertet.

Die Auswahl der vollständig bewerteten gebietsfremden Arten beruhte auf einer Vorab-Recherche von Hinweisen in der wissenschaftlichen Literatur auf ein Invasionspotenzial im Bezugsgebiet (Deutschland) oder vergleichbaren Regionen (z.B. temperates Europa oder Nordamerika). Die kritische Einschätzung wurde ergänzt mit Hilfe von Expertenwissen und Erkenntnissen des BfN.

Unter Anwendung der „Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung für gebietsfremde Arten, Version 1.3“ (Nehring et al. 2015) wurden vier gebietsfremde Moostaxa als „invasiv“ bewertet, wovon alle in die Unterkategorie „Managementliste“ eingestuft wurden. „Potenziell invasive“ Arten wurden nicht identifiziert.

Es ist wichtig darauf hinzuweisen, dass nicht ausgeschlossen werden kann, dass unter den bisher nicht bewerteten Arten auch solche Arten enthalten sind, die bei einer intensiveren Bearbeitung – oder nach Vorliegen neuer wissenschaftlicher Erkenntnisse – als invasiv oder potenziell invasiv einzustufen wären. Die regelmäßige Kontrolle, Überprüfung und gegebenenfalls Aktualisierung neuer Erkenntnisse sind als ein wichtiges Qualitätskriterium wissenschaftlicher Risikobewertungen von gebietsfremden Arten anzusehen und auch in der „Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung für gebietsfremde Arten, Version 1.3“ entsprechend ausgeführt.

Übersicht und Zusammenfassung der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertungen für gebietsfremde terrestrische Moose und Flechten (invasive Arten sind in fett gedruckt).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Status	Einstufung	Seite
MOOSE				
<i>Campylopus introflexus</i>	Kaktusmoos	Etabliert	Invasive Art - Managementliste	18
<i>Lophocolea semiteres</i>	Stumpfbältriges Kammkelchmoos	Etabliert	Invasive Art - Managementliste	20
<i>Lunularia cruciata</i>	Kreuz-Mondbechermoos	Etabliert	Invasive Art - Managementliste	22
<i>Orthodontium lineare</i>	Linealblättriges Geradzahnmoos	Etabliert	Invasive Art - Managementliste	24
FLECHTEN				
Keine gebietsfremde Art vorhanden				

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Campylopus introflexus – Kaktusmoos

Systematik und Nomenklatur:	<i>Campylopus introflexus</i> (Hedw.) Brid., 1819 Kaktusmoos Synonyme: <i>Dicranum introflexum</i> , Einwärtsgebogenes Krummstielmoos Bryopsida, Leucobryaceae
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Etabliert
Ursprüngliches Areal:	Südafrika, Australien, Neuseeland, Südwestpazifik, Südliches Südamerika, Subantarktische Inseln (Kerguelen)
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Transporte von Gütern (Verpackungsmaterial)
Ersteinbringung:	Unbekannt <i>1941 in Sussex, Großbritannien erstmals für Europa festgestellt (Richards 1963).</i>
Erstnachweis:	1967 <i>Erstnachweis am 8.4.1967 bei Tremsdorf südlich Potsdam am Südostrand des „Langen Luches“ in Borstgras-Besenginster-Heide (Benkert 1971), im Mai 1967 in Hilstrup bei Münster auf einer Schlagstelle im Fichtenforst (Neu 1968) und im gleichen Jahr im Kreis Gifhorn (Düll & Meinunger 1989).</i>

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

<u>A) Gefährdung der Biodiversität</u>	<u>Vergebene Wertstufe</u>
Interspezifische Konkurrenz <i>Rückgang krautiger Arten der Silbergrasfluren, z.B. Aira praecox, Jasione montana, Viola canina, aber auch von Moosen, z.B. Dicranum scoparium, Hypnum cupressiforme, Polytrichum piliferum sowie Flechten, z.B. Cladonia portentosa, C. strepsilis, C. uncialis, Stereocaulon condensatum. Herabsetzung der Biodiversität (Niederlande, Deutschland, Biermann & Daniëls 1995; Niederlande, Van der Meulen et al. 1987, Ketner-Oostra 1993).</i>	Ja
Prädation und Herbivorie	<i>nicht beurteilt</i>
Hybridisierung <i>Zum gegenwärtigen Zeitpunkt ist keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.</i>	Nein
Krankheits- und Organismenübertragung <i>Zum gegenwärtigen Zeitpunkt ist keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.</i>	Nein
Negative ökosystemare Auswirkungen <i>Einflüsse auf Bodenbildung (Humusbildung, Vogels et al. 2005). Veränderung von Sukzessionsabläufen (Verhinderung der Regeneration von Calluna-Heiden, Equihua & Usher 1993). Veränderung des Wasserhaushaltes (Interzeption des Niederschlagswassers, Biermann & Daniëls 1995). Veränderung der Vegetationsstruktur und nachfolgend der Fauna von Heuschrecken, Spinnen und Laufkäfern (Hiddensee, Schirmel 2011, Schirmel et al. 2011; Terschelling, Vogels et al. 2005).</i>	Ja
<u>B) Zusatzkriterien</u>	
Aktuelle Verbreitung <i>Über das ganze Gebiet verbreitet (Meinunger & Schröder 2007) und in Europa sehr weit verbreitet (Hassel & Söderström 2005).</i>	Großräumig
Maßnahmen <i>Änderung der Landnutzung (Renaturierung offener, möglichst kalkhaltiger Sandflächen, Van der Meulen et al. 1987). Ungeeignet sind Brand (Ketner-Oostra 2002), Kaninchen-Beweidung (Van der Meulen et al. 1987), Maßnahmen ohne Humusaufgabe-Entfernung (Daniëls & Krüger 1996).</i>	Vorhanden
<u>C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien</u>	
Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen <i>Dünen und Küstenheiden, Trocken-, Halbtrocken- und Magerrasen, kalkmeidende Art auf Trockenort, morschem Holz, trockenen Sand- und Lehmböden (Meinunger & Schröder 2007).</i>	Ja
Reproduktionspotenzial	Hoch

Asexuelle (Bruchspitzen, Söderström 1992) und sexuelle Fortpflanzung (seit 1970er-Jahren mit Sporogonen gefunden, Frahm 1972).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Natürliche Fernausbreitung der Sporen durch Wind (Berg 1985).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Expansiv

Hat sich seit Beginn der 1970er-Jahre rasch ausgebreitet (Nebel & Philippi 2000), wahrscheinlich noch in weiterer Ausbreitung begriffen (Meinunger & Schröder 2007).

Monopolisierung von Ressourcen

Ja

Bildung von Dominanzbeständen (Frahm 1972, Biermann & Daniëls 1995).

Förderung durch Klimawandel

Ja

Die Art hat eine breite Temperaturamplitude (Berg 1985), wahrscheinlich weitere Ausbreitung bei zunehmender Erwärmung (Mateo et al. 2015).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Keine

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Benkert, D. (1971): *Campylopus introflexus* (Hedw.) auch in Mitteleuropa. Feddes Repert. 81: 651-654.
- Berg, C. (1985): Zur Ökologie der neophytischen Laubmoosart *Campylopus introflexus* (Hedw.) Brid. in Mecklenburg. Arch. Freunde Naturgesch. Mecklenburg N.F. 25: 117-126.
- Biermann, R. & Daniëls, F.J.A. (1995): *Campylopus introflexus* (Dicranaceae, Bryopsida) in flechtenreichen Silbergrasfluren Mitteleuropas. In: Daniëls, F.J.A. et al. (Hrsg.): Flechten Follmann: 493-500.
- Daniëls, F.J.A. & Krüger, O. (1996): Veranderingen in droge stuifzandbegroeiingen bij Kootwijk na kappen en verwijderen van Grove dennen. Stratiotes 13: 37-56.
- Düll, R. & Meinunger, L. (1989): Deutschlands Moose. IDH-Verlag, Bad Münstereifel: 368 S.
- Equihua M. & Usher M.B. (1993): Impact of carpets of the invasive moss *Campylopus introflexus* on *Calluna vulgaris* regeneration. J. Ecol. 81: 359-365.
- Frahm, J.-P. (1972): Die Ausbreitung von *Campylopus introflexus* (Hedw.) Brid. in Mitteleuropa. Herzogia 2: 317-330.
- Hassel, K. & Söderström, L. (2005): The expansion of the alien mosses *Orthodontium lineare* and *Campylopus introflexus* in Britain and continental Europe. Journal of the Hattori Botanical Laboratory 97: 183-193.
- Ketner-Oostra, R. (1993): Buntgrasduin op Terschelling na 25 jaar weer onderzocht. De Levende Natuur 94: 10-16.
- Ketner-Oostra, R. (2002): Branden als beheermaatregel voor vermoste stuifzandvegetatie? De Levende Natuur 103: 37-42.
- Mateo, R.G., Broennimann, O., Petitpierre, B., Muñoz, J., van Rooy, J., Laenen, B., Guisan, A. & Vanderpoorten, A. (2015): What is the potential of spread in invasive bryophytes? Ecography 38: 480-487.
- Meinunger, L. & Schröder, W. (2007): Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands. Band 2. Regensburgische Botanische Gesellschaft, Regensburg: 700 S.
- Nebel, M. & Philippi, G. (Hrsg.) (2000): Die Moose Baden-Württembergs. Ulmer, Stuttgart: 521 S.
- Neu, F. (1968): Das mediterran-atlantische Laubmoos *Campylopus introflexus* im Münsterland. Natur und Heimat 28: 124-125.
- Richards, P.W. (1963): *Campylopus introflexus* (Hedw.) Brid. and *C. polytrichoides* De Not. in the British Isles; a preliminary account. Trans. Brit. Bryol. Soc. 4: 404-417.
- Schirmel, J. (2011): Response of the grasshopper *Myrmeleotettix maculatus* (Orthoptera: Acrididae) to invasion by the exotic moss *Campylopus introflexus* in acidic coastal dunes. J. Coast. Conserv. 15: 159-162.
- Schirmel J., Timler L. & Buchholz S. (2011): Impact of the invasive moss *Campylopus introflexus* on carabid beetles (Coleoptera: Carabidae) and spiders (Araneae) in acidic coastal dunes at the southern Baltic Sea. Biol. Invasions 13: 605-620.
- Söderström, L. (1992): Invasions and range expansions and contractions of bryophytes. In: Bates, J.W. & Farmer A.M. (Hrsg.): Bryophytes and lichens in a changing environment. Clarendon Press, Oxford: 131-158.
- Van der Meulen F., van der Hagen H., Kruijssen B. (1987): *Campylopus introflexus* invasion of a moss in Dutch coastal dunes. Proc. Kon. Ned. Akad. Wetensch. 90: 73-80.
- Vogels, J., Nijssen, M., Verberk, W. & Esselink, H. (2005): Effects of moss encroachment by *Campylopus introflexus* on soil-entomofauna of dry-dune grasslands (Violo-Corynephorum). Proc. Neth. Entomol. Soc. 16: 71-80.

Bearbeitung und Prüfung

Maike Isermann & Stefan Nehring
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Lophocolea semiteres – Stumpfblättriges Kammkelchmoos

Systematik und Nomenklatur:	<i>Lophocolea semiteres</i> (Lehm.) Mitt., 1877 Stumpfblättriges Kammkelchmoos Synonyme: – Marchantiopsida, Lophocoleaceae (Geocalycaceae)
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Etabliert
Ursprüngliches Areal:	Neuseeland, Australien? <i>Ursprünglich in Neuseeland (Frahm 2014). Die var. retusa in New South Wales, Australien (Söderström et al. 2013). Zum Ursprungsareal zählen vielleicht auch: Südliches Südamerika, Südafrika, Papuasiasischer Raum (Mateo et al. 2015).</i>
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Botanischer Garten, Gartenbau <i>Mit Pflanzenimporten aus Australien (Downing et al. 2007), z.B. 1955 im Abbey Gardens, Tresco, Scilly-Inseln (Großbritannien, Paton 1999).</i>
Ersteinbringung:	Unbekannt <i>Im Gewächshaus des Botanischen Garten Bonn an dem Baumfarn Dicksonia antarctica und an Holzeinfassungen (Frahm & Ho 2009).</i>
Erstnachweis:	2002 <i>Erstnachweis am 14.09.2002 auf Minsener Oog auf humosem Sandboden nordwestlich des Radarturmes, in einem Rasen von Campylopus introflexus (Koperski 2001, 2003). Am 26.11.2002 auch im Niederrheingebiet südwestlich Hasselhorst am Rand eines offenen, sandigen Reit- und Fußweges am Grund einer Birke und an einem kleinen Erdanriss (Bomble 2003). Am 29.12.2002 im Kreis Kleve am Fuße eines Baumstammes (Frahm 2003).</i>

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

<u>A) Gefährdung der Biodiversität</u>	<u>Vergebene Wertstufe</u>
Interspezifische Konkurrenz <i>Verdrängt das heimische Lebermoos Lophocolea heterophylla und verringert das Vorkommen von L. bidentata (Belgien, Stieperaere et al. 1997). Überwächst auch Fossombronia- und Riccia-Arten (Großbritannien, Holyoak 2010).</i>	Ja
Prädation und Herbivorie	<i>nicht beurteilt</i>
Hybridisierung <i>Hybridisierung mit heimischen Vertretern der Gattung im Bezugsgebiet ist nicht bekannt.</i>	Unbekannt
Krankheits- und Organismenübertragung <i>Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.</i>	Nein
Negative ökosystemare Auswirkungen <i>Veränderung der Vegetationsstruktur durch Bildung dichter Matten (Großbritannien, Porley & Hodggets 2005).</i>	Ja
<u>B) Zusatzkriterien</u>	
Aktuelle Verbreitung <i>In Deutschland bisher nur in kleinen Beständen von drei Fundorten bekannt (Meinunger & Schröder 2007). In Europa mit Vorkommen seit 1955 in Großbritannien (Paton 1999), 1956 Belgien (Stieperaere 1994), 1985 in den Niederlanden (Stieperaere 1994), u.a. 1989 auf Texel, zudem auf Vlieland und Terschelling (Van Tooren & Bruin 2004) und in Eemshaven (Van Zanten & Colpa 2008).</i>	Kleinräumig
Sofortmaßnahmen <i>Keine geeigneten Maßnahmen vorhanden.</i>	Fehlend
<u>C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien</u>	
Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen <i>Kalkmeidende Art, in Wäldern auf Laub- und Nadelstreu, Totholz, am Fuß von Bäumen, auf offenen Sandböden, etwa in Dünentälern (Meinunger & Schröder 2007). Breite ökologische Nische, daher</i>	Ja

Besiedlung verschiedener Biotoptypen, z.B. Wälder, Heiden und Grasland, aber auch epiphytisch (Belgien, Stieperaere 1994).

Reproduktionspotenzial

Hoch

Asexuelle Fortpflanzung (Brutzweige, Stieperaere 1994). Diözisch, bisher meist nur weibliche oder männliche Individuen (Belgien, Niederlande, Stieperaere 1994).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Natürliche Fernausbreitung durch Wind.

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Expansiv

Rasche Ausbreitung in West-Europa (Porley & Hodgetts 2005) und weiter in Ausbreitung begriffen (Niederlande, Sparrius 2012, 2015; Großbritannien und Irland, Porley & Haynes 2009). In Deutschland im Vergleich zu *Campylopus introflexus* und *Orthodontium lineare* bislang langsamere Ausbreitung (Meinunger & Schröder 2007), möglicherweise da bisher meist nur asexuelle Fortpflanzung (Sparrius 2015).

Monopolisierung von Ressourcen

Ja

Dominanzbestände bildend (Großbritannien, Porley & Hodgetts 2005; Belgien, Niederlande, Stieperaere 1994).

Förderung durch Klimawandel

Ja

Wenig frosthart (Frahm & Ho 2009), Zunahme der Temperatur wirkt sich positiv, Zunahme von Temperatursaisonalität und Trockenheit wirken sich negativ aus (Mateo et al. 2015).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Keine

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Bomble, W. (2003): *Lophocolea semiteres* und *Ulota phyllantha* in Aachen. Bryol. Rundbr. 64: 1.
- Downing, A.J., Brown E.A., Oldfield, R.J., Selkirk, P.M. & Coveny, R. (2007): Bryophytes and their distribution in the Blue Mountains region of New South Wales. *Cunninghamia* 10: 225-254.
- Frahm, J.-P. (2003): *Lophocolea semiteres* erstmalig in Deutschland gefunden. Bryol. Rundbr. 62: 7-8.
- Frahm, J.-P. & Ho, B.-C. (2009): Die Moose in den Gewächshäusern des Botanischen Gartens Bonn. *Archive for Bryology* 37: 1-15.
- Frahm, J.-P. (2014): Tropische Moosarten in Europa. *Archive for Bryology* 197: 1-8.
- Holyoak, D.T. (2010): The bryophytes of Cornwall and the Isles of Scilly. <<http://www.cisfbr.org.uk/>>
- Koperski, M. (2001): Die Moose auf Minsener Oog. *Abh. Naturwiss. Ver. Bremen* 45: 351-354.
- Koperski, M. (2003): *Lophocolea semiteres* (Lehm.) Mitt. auf Minsener Oog. *Bryol. Rundbr.* 65: 1.
- Mateo, R.G., Broennimann, O., Petitpierre, B., Muñoz, J., van Rooy, J., Laenen, B., Guisan, A. & Vanderpoorten, A. (2015): What is the potential of spread in invasive bryophytes? *Ecography* 38: 480-487.
- Meinunger, L. & Schröder, W. (2007): Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands. Band 1. Regensburgische Botanische Gesellschaft, Regensburg: 636 S.
- Paton, J. (1999): The liverwort flora of the British Isles. Harley Book, Colchester: 626 S.
- Porley, R. & Haynes, T. (2009): An update on the alien liverwort *Lophocolea semiteres* (Lehm.). *Field Bryol.* 99: 3-9.
- Porley, R. & Hodgetts, N. (2005): Mosses & Liverworts. *New Naturalist Series*. Harper Collins, London: 495 S.
- Söderström, L., Vána, J., Crandall-Stotler, B., Stotler, R.E., Hagborg, A. & Von Konrat, M. (2013): Notes on Early Land Plants Today. 43. New combinations in Lophocoleaceae (Marchantiophyta). *Phytotaxa* 112: 18-32.
- Sparrius, L. (2012): Gaaf kantmos verover Nederland. *Kijk op Exoten* 1: 4-5.
- Sparrius, L. (2015): Trends van invasive mossen in beeld gebracht. *Kijk op Exoten* 12: 4.
- Stieperaere, H. (1994): *Lophocolea semiteres* (Lehm.) Mitt. in Belgium and The Netherlands. *Lindbergia* 19: 29-36.
- Stieperaere, H., Heylen, O & Podoor, N. (1997): Differences in species composition of the bryophyte layer of some Belgian and Dutch pinewoods with and without the invading hepatic *Lophocolea semiteres* (Lehm.) Mitt. *Journal of Bryology* 19: 425-434.
- Van Tooren, B. & Bruin, K. (2004): Bryophytes of the sand dunes of the West Frisian Islands. *Lindbergia* 29: 51-63.
- Van Zanten & Colpa, H. (2008): De mossen van het Eemshavengebied (Noord-Groningen). *Buxbaumiella* 81: 15-21.

Bearbeitung und Prüfung

Maike Isermann & Stefan Nehring
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Lunularia cruciata – Kreuz-Mondbechermoos

Systematik und Nomenklatur: *Lunularia cruciata* (L.) Lindb., 1868

Es handelt sich in Europa um *Lunularia cruciata* ssp. *cruciata* (Söderström et al. 2002).

Kreuz-Mondbechermoos

Synonyme: *Marchantia cruciata*

Marchantiopsida, Lunulariaceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Etabliert

Erst seit dem vergangenen Jahrhundert außerhalb gärtnerischer Anlagen etabliert (Meinunger & Schröder 2007).

Ursprüngliches Areal: Südwesteuropa, Südosteuropa, Westasien

Kommt weltweit in warm-temperaten Gebieten vor und wurde wahrscheinlich aus dem Mittelmeergebiet eingebracht (Frahm & Frey 2004).

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Gartenbau, Botanischer Garten

Ersteinbringung: 1827

Nachweise in Gewächshäusern der Botanischen Gärten März 1827 in Karlsruhe (Jack 1870, Nebel & Philippi 2005), Heidelberg, Frankfurt/M. und Bonn (Hübener 1834). Bis etwa 1900 nur aus Gewächshäusern und botanischen Gärten bekannt (Jack 1870, Nebel & Philippi 2005).

Erstnachweis: 1960-1969

Seit den 1960er-Jahren Freilandnachweise (Frahm & Ho 2009). Die Angabe „gegen Ende des 19. Jh. in naturnaher Vegetation der Hügelstufe eingebürgert“ (Düll & Meinunger 1989) ist zu prüfen.

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Ja

Dominanzbestände verdrängen ursprüngliche Moosvegetation, z.B. *Conocephalum conicum* (Frahm 1973).

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Krankheits- und Organismenübertragung

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Veränderung von Vegetationsstrukturen und Sukzessionsabläufen (Frahm 1973) sind möglich, aber nicht wissenschaftlich belegt.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Großräumig

Im Flach- und Hügelland bis in die untere montane Stufe weit verbreitet (Meinunger & Schröder 2007), über 500 m selten (Kirschner et al. 2010). Besonders häufig in dicht besiedelten Gebieten, so im Ruhrgebiet, in Hamburg, Berlin und Bremen (Meinunger & Schröder 2007, Kirschner et al. 2010). Wahrscheinlich SO₂-toleranter als andere Arten und daher ein typisches Moos urbaner Räume (Glime 2007). Vorkommen nordwärts bis Norwegen (Nebel & Philippi 2005) und Schweden (Hallingbäck et al. 2006).

Maßnahmen

Fehlend

Keine erfolgversprechenden Maßnahmen bekannt.

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Ja

Meist an nährstoff- und basenreichen, ausreichend feuchten bis nassen und frostgeschützten Standorten auf Erde, an Gräben und auf Mauern (Frahm & Frey 2004, Meinunger & Schröder 2007, Kirschner et al. 2010). Vor allem auf anthropogen beeinflussten Standorten, z.B. Friedhöfen und in

Parkanlagen. Regelmäßig an Ufern nährstoffreicher Gewässer, auch auf Schwemmlern und auf mit Schwemmlern abgedeckten Ufersteinen (Trempe & Vulpus 1997).

Reproduktionspotenzial

Hoch

Asexuelle Fortpflanzung (Brutkörper, Meinunger & Schröder 2007). In Deutschland überwiegend weibliche Individuen (Frahm & Frey 2004), seit 2002 auch männliche (Botanischer Garten Tübingen, Nebel & Philippi 2005) und seit 2008 auch Sporophyten (Botanischer Garten Frankfurt, Kirschner et al. 2010). Im Mittelmeergebiet mit beiden Geschlechtern und vielfach mit Sporogonen (Nebel & Philippi 2005).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Anthropogene Fernausbreitung indirekt als Aufwuchs in Pflanztöpfen von Gartenmärkten.

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Expansiv

Hat sich seit etwa 1975 (Nebel & Philippi 2005) stark ausgebreitet, anscheinend setzt sich die Ausbreitungstendenz weiter fort (Meinunger & Schröder 2007).

Monopolisierung von Ressourcen

Ja

Teilweise Dominanzbestände auf verdichtetem Boden bildend (Springer 2009), jedoch selten Flächen mit mehr als $\frac{1}{2}$ m² Größe (Trempe & Vulpus 1997).

Förderung durch Klimawandel

Ja

Die Art kommt überwiegend in warmen und wintermilden Gebieten vor (Nebel & Philippi 2005). Die Frosttoleranz liegt zwischen -6 und -9 °C, allerdings wurden vitale Thalli mit Brutkörpern nach Frostperioden mit bodennahen Lufttemperaturen von -20 °C gefunden (Trempe & Vulpus 1997). Breitet sich im südöstlichen Mittelmeergebiet wahrscheinlich aufgrund zunehmend wärmerer Winter nach Nordwesten aus (Sabovljević & Marka 2009).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Gartenbau, gilt als Unkraut in Gewächshäusern (Neuseeland, Campbell 1965).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

Campbell, E.O. (1965): *Lunularia* in New Zealand. Tuatara 13: 31-42.

Düll, R. & Meinunger, L. (1989): Deutschlands Moose. 1. Teil. IDH-Verlag, Bad Münstereifel-Ohlerath: 368 S.

Frahm, J.-P. (1973): Über das Vorkommen und Verbreitung von *Lunularia cruciata* (L.) Dum. in Deutschland. Herzogia 2: 395-409.

Frahm, J.-P. & Ho, B.-C (2009): Die Moose in den Gewächshäusern des Botanischen Gartens Bonn. Archive for Bryology 37: 1-15.

Frahm, J.-P. & Frey, W. (2004): Moosflora. Ulmer, Stuttgart: 538 S.

Glime, J.M. (2007): Economic and ethnic uses of bryophytes. Flora of North America North of Mexico 27:14-41.

Hallingbäck, T., Hedenäs, L. & Weibull, H. (2006): Ny checklista för Sveriges mossor. Svensk Bot. Tidskr. 100: 96-148.

Hübener, J.W.P. (1834): Hepaticologia Germanica oder Beschreibung der deutschen Lebermoose. Schwan- und Götz'sche Hofbuchhandlung, Mannheim: 314 S.

Jack, J.B. (1870): Die Lebermoose Badens. Ber. Naturforsch. Ges. Freiburg Breisgau 5: 1-92.

Kirschner, R., Nebel, M. & Butterfass, T. (2010): Observations on fertile populations of *Lunularia cruciata* (L.) Dumort. ex Lindb. (Marchantiopsida: Lunulariaceae) in Germany. Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde A, Neue Serie 3: 363-371.

Meinunger, L. & Schröder, W. (2007): Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands. Band 1. Regensburgische Botanische Gesellschaft, Regensburg: 636 S.

Nebel, M. & Philippi, G. (2005): Die Moose Baden-Württembergs. Band 3. Ulmer, Stuttgart: 487 S.

Sabovljević, M. & Marka, J. (2009): The biological evidence of climate changes: a case study of liverwort *Lunularia cruciata* (L.) Dum. ex Lindb. in Serbia. Botanica Serbica 33: 185-187.

Söderström, L., Urmi, E. & Vána, J. (2002): Distribution of Hepaticae and Anthocerotae in Europe and Macaronesia. Lindbergia 27: 3-47.

Springer, S. (2009): Moosgesellschaften im Isartal südlich von München. Ber. Botan. Gesellschaft 79: 57-78.

Trempe, H. & Vulpus, D. (1997): Verbreitung und Ökologie des neophytischen Mondbechermooses *Lunularia cruciata* (L.) Dum. an Bachufern im Stuttgarter Raum. Ber. Inst. Landsch.-Pflanzenöko. Univ. Hohenheim 6: 35-48.

Bearbeitung und Prüfung

Maike Isermann & Stefan Nehring

2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Orthodontium lineare – Linealblättriges Geradzahnmoos

Systematik und Nomenklatur:	<i>Orthodontium lineare</i> Schwägr., 1827 Linealblättriges Geradzahnmoos Synonyme: <i>Orthodontium australe</i> , <i>O. germanicum</i> Bryopsida, Orthodontiaceae
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Etabliert
Ursprüngliches Areal:	Australien, Neuseeland, Südafrika, Tropisches Südafrika, Südliches Südamerika, Subantarktische Inseln
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Transport von Gütern, Gartenbau <i>Ende des 19. Jh. wahrscheinlich mit tropischen Hölzern nach England verschleppt; 1910 Overton Hills, Cheshire (Großbritannien, Porley & Matchham 2003), eventuell auch mit Zierpflanzen eingebracht (Düll 1990).</i>
Ersteinbringung:	Unbekannt <i>Möglicherweise von Großbritannien über Hamburg eingebracht (Doll 1985).</i>
Erstnachweis:	1939 <i>Am 30.4.1939 an einer Böschung auf humosem Sandboden in einem Kiefernwald bei Eberswalde, Brandenburg (Koppe & Koppe 1940).</i>

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

<u>A) Gefährdung der Biodiversität</u>	<u>Vergebene Wertstufe</u>
Interspezifische Konkurrenz <i>Verdrängung von <i>O. gracile</i> auf porösem Gestein, Herabsetzung der Artenvielfalt (Großbritannien, Porley & Matchham 2003, Porley & Hodgetts 2005). Überwächst Moose jüngerer Sukzessionsstadien, z.B. <i>Lepidozia reptans</i>, <i>Lophocolea heterophylla</i>, <i>Plagiothecium laetum</i> und <i>Tetraphis pellucida</i>, wird aber von Sukzessionsfolgern abgelöst (Herben 1990).</i>	Ja
Prädation und Herbivorie	nicht beurteilt
Hybridisierung <i>Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.</i>	Nein
Krankheits- und Organismenübertragung <i>Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.</i>	Nein
Negative ökosystemare Auswirkungen <i>Veränderung von Vegetationsstrukturen (Großbritannien, Porley & Matchham 2003, Porley & Hodgetts 2005), Veränderung von Sukzessionsabläufen (Herben 1990).</i>	Ja
<u>B) Zusatzkriterien</u>	
Aktuelle Verbreitung <i>In ganz Norddeutschland verbreitet, in Mitteldeutschland in den Mittelgebirgen häufig, im Hügelland zerstreut. Weiter südlich bis zum Nordschwarzwald, Steigerwald und Oberpfälzer Wald, südlich der Donau vereinzelt (Meinunger & Schröder 2007). In West- und Mitteleuropa weit verbreitet (Stieperare & Jacques 1995, Nebel & Philippi 2001, Zechmeister et al. 2002, Frahm & Frey 2004).</i>	Großräumig
Maßnahmen <i>Keine erfolgversprechenden Maßnahmen vorhanden.</i>	Fehlend
<u>C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien</u>	
Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen <i>Siedelt meist auf offenen Standorten humoser Sandböden, Rohhumus und Torf, auf morschem Holz in degradierten Mooren, Zwergstrauchheiden, Nadelforsten und Wäldern, auf saurer Borke (Berg & Meinunger 1989, Frey et al. 1995, Nebel & Philippi 2001, Meinunger & Schröder 2007).</i>	Ja
Reproduktionspotenzial <i>Hohe Diasporenproduktion, fast immer mit Sporogonen (Nebel & Philippi 2001, Meinunger & Schröder 2007).</i>	Hoch
Ausbreitungspotenzial	Hoch

Natürliche Fernausbreitung der Sporen durch Wind (Schofield & Crum 1972).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Expansiv

Exponentielle Ausbreitung in Großbritannien (Hassel & Söderström 2005). Seit den 1950er-Jahren in starker Ausbreitung (Europa, Frahm & Frey 2004; Deutschland, Berg & Meinunger 1989) und auch aktuell in Ausbreitung (Nebel & Philippi 2001, Schulz et al. 2002, Lauer 2005). Unklar ist, ob die Art ihr potenziell mögliches Areal bereits besetzt hat, oder ob noch eine weitere Ausbreitung stattfindet (Meinunger & Schröder 2007).

Monopolisierung von Ressourcen

Ja

Dichte Rasen bildend, großflächige Bestände sind aber nicht häufig (Nebel & Philippi 2001), evtl. da keine asexuelle Fortpflanzung erfolgt und die lokale Ausbreitung im Vergleich zu *Campylopus introflexus* geringer ist (Hassel & Söderström 2005).

Förderung durch Klimawandel

Ja

Ausbreitung in nördlichere als auch höhere Gebiete wahrscheinlich, da Zusammenhänge zwischen dem Vorkommen und der Länge der Vegetationsperiode, Dauer der Schneebedeckung, Temperaturdifferenz zwischen Juli und Januar, bestehen (Hedenäs et al. 1989).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Keine

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Berg, C. & Meinunger, L. (1989): Neophytic bryophytes in the German Democratic Republic. Proceedings of the Sixth CEBWG Meeting, Liblice, Czechoslovakia: 103-107.
- Doll, R. (1985): Verbreitung und soziologisches Verhalten von *Orthodontium lineare* Schwaegr. im Norden der DDR. Gleditschia 13: 141-145.
- Düll, R. (1990): Exkursionstaschenbuch der Moose. IDH-Verlag, Bad Münstereifel: 335 S.
- Frahm, J.-P. & Frey, W. (2004): Moosflora. Ulmer, Stuttgart: 538 S.
- Frey, W., Frahm, J.-P., Fischer, E. & Lobin, W. (1995): Die Moos- und Farnpflanzen Europas. Fischer, Stuttgart: 426 S.
- Hassel, K. & Söderström, L. (2005): The expansion of the alien mosses *Orthodontium lineare* and *Campylopus introflexus* in Britain and continental Europe. Journal of the Hattori Botanical Laboratory 97: 183-193.
- Hedenäs, L., Herben, T., Rydin, H. & Söderström, L. (1989): Ecology of the invading moss species *Orthodontium lineare* in Sweden: Spatial distribution and population structure. Hol. Ecol. 12: 163-172.
- Herben, T. (1990): Sociology of communities invaded by *Orthodontium lineare* (Bryophyta) in Europe (excl. the British Isles). Preslia 62: 215-220.
- Koppe, F. & Koppe, K. (1940): *Orthodontium germanicum* spec. nov. in Brandenburg. Feddes Rep., Beiheft 121: 40-46.
- Lauer, H. (2005): Die Moose der Pfalz. Pollichia-Buch 46, Bad Dürkheim: 1219 S.
- Meinunger, L. & Schröder, W. (2007): Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands. Band 3. Regensburgische Botanische Gesellschaft, Regensburg: 709 S.
- Nebel, M. & Philippi, G. (2001): Die Moose Baden-Württembergs. Band 2. Ulmer, Stuttgart: 529 S.
- Porley, R. & Hodgetts, N. (2005): Mosses & Liverworts. New Naturalist Series. Harper Collins, London: 495 S.
- Porley, R. & Matcham, H.W. (2003): The status of *Orthotrichum gracile* in Britain and Ireland. J. Bryol. 25: 64-66.
- Schofield, W.B. & Crum, H.A. (1972): Disjunctions in bryophytes. Ann. Missouri Bot. Gard. 59: 174-202.
- Schulz, F., Dierßen, K., Lütt, S., Martin, C., Schröder, W., Siemsen, M. & Wolfram, C. (2002): Die Moose Schleswig-Holsteins – Rote Liste. Landesamt für Natur und Umwelt des Landes Schleswig-Holstein, Flintbek: 50 S.
- Stieperaere, H. & Jacques, E. (1995): The spread of *Orthodontium lineare* and *Campylopus introflexus* in Belgium. Belgian J. Bot. 128: 117-123.
- Zechmeister, H.G., Grims, F. & Hohenwallner, D. (2002): Moose. In: Essl, F. & Rabitsch, W. (Hrsg.): Neobiota in Österreich. Umweltbundesamt Wien: 174-177.

Bearbeitung und Prüfung

Maike Isermann & Stefan Nehring
2021-02-23

3 GESAMTARTENLISTE GEBIETSFREMDER UND KRYPTOGENER TERRESTRISCHER MOOSE UND FLECHTEN

Seitdem Menschen neue Gebiete besiedeln und Handel betreiben, überwinden auch Pflanzen, Pilze und Tiere direkt oder indirekt biogeographische Grenzen. Das Jahr 1492 wird dabei als symbolischer Zeitpunkt (Entdeckung Amerikas durch Kolumbus: Historischer Beginn der Neuzeit) gesehen und markiert den Beginn eines umfangreichen interkontinentalen Austauschs von Arten, den sogenannten Neobiota. Vor dem Jahr 1492 eingeführte oder eingeschleppte und seitdem dauerhaft etablierte Arten werden als Archäobiota bezeichnet (BfN 2005, Geiter et al. 2002, Kowarik 2010). Traditionsgemäß werden diese alteingebürgerten Arten im Naturschutz den heimischen Arten gleichgestellt. Unter den in Deutschland wild lebenden Moosen konnten acht und unter den Flechten jedoch keine Archäobiota-Arten festgestellt werden (siehe Kap. 1 und Isermann et al. in Vorber.).

Das vorliegende Kapitel enthält eine Übersicht aller vom Menschen seit 1492 absichtlich oder unabsichtlich in Deutschland freigesetzten gebietsfremden terrestrischen Moos- und Flechtentaxa. Zusätzlich werden auch die Arten aufgeführt, deren Herkunft fachlich nicht sicher als gebietsfremd oder heimisch beurteilt werden konnte und daher als kryptogen gelten. Desweiteren sind auch einzelne Arten enthalten, die in der Literatur teilweise als gebietsfremde Arten für Deutschland geführt werden, jedoch nach aktuellem Wissenstand bisher nicht in der freien Natur aufgetreten sind oder die sich bei der Überprüfung als heimische Arten herausgestellt haben.

Die folgende Übersicht ist in die Kapitel 3.1 „Moose“ und Kapitel 3.2 „Flechten“ gegliedert. Für jede dieser taxonomischen Gruppen wurde eine Tabelle erstellt, die die zusammenfassenden Angaben aus den im BfN für jede Art vorliegenden „Allgemeinen Angaben“ (vgl. Nehring et al. 2015) enthält. Zusätzlich wird ggfs. das Ergebnis aus der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung angegeben. Für jede aufgeführte Art gibt es eine spezifische Anmerkung, in der schwerpunktmäßig in kurzer Form der aktuelle Wissensstand zum Erstnachweis (bzw. zur ersten Freisetzung) sowie zur aktuellen Verbreitung in Deutschland dargelegt wird. Die zitierte Literatur wird in Kapitel 4 „Literatur“, getrennt für die zwei Gruppen, aufgeführt.

3.1 Moose

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Status	Natürliches Areal	Einführungsweise	Einfuhrvektoren	Erstnachweis	Invasivität
		etabliert unbeständig unbekannt fehl-beseitigt fehl-erloschen fehlend (mit Nachweis)	Kein nat. Areal Europa Afrika Temp. Asien Trop. Asien Australasien Pazifik Nordamerika Südamerika Antarktis Kryptogen Unbekannt	Absichtlich Unabsichtlich Unbekannt	Transporte von Gütern Botanischer Garten Gartenbau Wolle Unbekannt		Invasiv Potenziell invasiv
<i>Campylopus flexuosus</i>	Bogiges Krummstielmoos	x				Unbekannt	
<i>Campylopus introflexus</i>	Kaktusmoos	x	x	x	x	1967	x
<i>Campylopus pyriformis</i>	Torf-Krummstielmoos	x				Unbekannt	
<i>Dicranoweisia cirrata</i>	Lockiges Gabelzahnperlmoos	x				Unbekannt	
<i>Didymodon umbrosus</i>	–	x	x	x	x	1997	
<i>Ephemerum spinulosum</i>	Gezähntes Tagmoos	x				1995	
<i>Leptophascum leptophyllum</i>	Feinblättriges Neuglanzmoos	x	x	x	x	1988	
<i>Lophocolea semiteres</i>	Stumpfbältriges Kammkelchmoos	x				2002	x
<i>Lunularia cruciata</i>	Kreuz-Mondbechermoos	x	x	x		1960-1969	x
<i>Orthodontium lineare</i>	Linealblättriges Geradzahnmoos	x	x		x	1939	x
<i>Protolophozia herzogiana</i>	Herzogs Spitzmoos	x				2000	
<i>Riccia stenophylla</i>	Großes Ohnnervmoos	x			x	2007	
<i>Scopelophila cataractae</i>	Kleines Kupfermoos	x	x	x		1870-1961	
<i>Syntrichia pagorum</i>	Brutblatt-Verbundzahnmoos	x				1911	
<i>Syntrichia papillosa</i>	Papillen-Verbundzahnmoos	x				1850-1859	

Spezifische Anmerkungen

Campylopus flexuosus (Leucobryaceae): Das Bogige Krummstielmoos wird hier als kryptogen bewertet. Die Art kommt in den Tropen vor und hat möglicherweise die Eiszeiten in Europa in Refugien überdauert oder ist nach der Eiszeit durch Fernausbreitung ins Gebiet gelangt (Frahm 2012). In Großbritannien wird sie als heimisch bewertet (Hill et al. 2007), möglicherweise in Deutschland gebietsfremd (Nebel & Philippi 2000). Von Caspari et al. (2018) als heimisch bewertet. Es liegen keine Informationen zu möglichen Einfuhrvektoren oder zur Ersteinbringung vor. Ein Nachweis liegt aus 1826 bei Ellwangen vor (Nebel & Philippi 2000). Die Art kommt aktuell im gesamten Bezugsgebiet vor (Meinunger & Schröder 2007b). Sie wurde von Ludwig et al. (1996) bundesweit mit ‚V zurückgehende Art‘ bewertet, von Caspari et al. (2018) wurde die Gefährdung (aufgrund des Kenntniszuwachses und methodischer Änderungen der Bewertung) auf ‚ungefährdet‘ heruntergestuft. Es ist eine kalkmeidende Art, die auf Rohhumus, Torf, morschem Holz sowie übererdeten Silikatfelsen und am Stammgrund von Bäumen mit saurer Borke, besonders auf Birken, lebt (Meinunger & Schröder 2007b).

Campylopus introflexus (Leucobryaceae): siehe NIB-Steckbrief.

Campylopus pyriformis (Leucobryaceae): Das Torf-Krummstielmoos wird hier als kryptogen bewertet. Frühe Vorkommen sind aus Südamerika, Südafrika, Australien, Neuseeland und Europa bekannt (Söderström 1992, Discover Life 2020). Sie wird teilweise in Europa als Neophyt angesehen, wobei eine Einbringung im 17. oder 18. Jh. vermutet wird, vermutlich mit dem Gartenbau oder mit Pflanzen für Botanische Gärten (Corley & Frahm 1982, Arts & Frahm 1990). In Europa sind seit dem 18. Jh. viele Vorkommen bekannt (Söderström 1992). Z.B. wurde die Art im Juni 1857 bei Konstanz nachgewiesen (Nebel & Philippi 2000). Sie ist in Deutschland großräumig verbreitet, insbesondere im Norddeutschen Tiefland (Meinunger & Schröder 2007b). Die kalkmeidende Art lebt auf Torf, saurem Humus und nährstoffarmen, humosen Sand, auf abgetorften und sich regenerierenden Moorstellen (Meinunger & Schröder 2007b). Die teilweise als heimisch eingestufte Art wurde bundesweit mit ‚V zurückgehende Art‘ bewertet (Ludwig et al. 1996), ist aktuell jedoch nicht gefährdet (Caspari et al. 2018).

Dicranoweisia cirrata (Rhabdoweisiaceae): Das Lockige Gabelzahnperlmoos wird hier als kryptogen bewertet. Vorkommen sind aus Nordafrika und dem westlichen Nordamerika bekannt, in Europa kommt die Art bis nach Skandinavien vor (Hill et al. 1992, Discover Life 2020). Sie wird teilweise in Europa als Neophyt angesehen (Porley & Hodgetts 2005), in Großbritannien aber als heimisch eingestuft (Hill et al. 2007) wie auch von Caspari et al. (2018) für Deutschland. Es liegen keine Informationen zu möglichen Einfuhrvektoren oder zum Zeitpunkt der Ersteinbringung vor. In Deutschland wurde die Art bereits 1799 zwischen Werbach und Niklashausen in Baden-Württemberg nachgewiesen (Nebel & Philippi 2000). Das Moos ist mit Ausnahme des Süddeutschen Stufenlandes, des Alpenvorlandes und der Alpen im gesamten Bezugsgebiet sehr weit verbreitet (Meinunger & Schröder 2007b). Die Art lebt auf basenarmer Borke, altem Holz, Reetdächern, Silikatgestein, altem Beton sowie auf saurem Humus (Meinunger & Schröder 2007b), aber auch auf Erde (Ketner-Oostra 2004). Das Moos ist gegenüber Luftschadstoffen unempfindlich und hat in den letzten 150 Jahren zugenommen (Hill et al. 1992) und sich in den letzten Jahrzehnten im Bezugsgebiet nach Süden und Südosten ausgebreitet, und ist wahrscheinlich immer noch in Ausbreitung begriffen (Meinunger & Schröder 2007b).

Didymodon umbrosus (Pottiaceae): Die Art stammt ursprünglich aus dem südlichen Nord- und Südamerika, Südafrika und Australien. Sie wurde durch den Gartenbau und Botanische Gärten nach Europa eingebracht, wo sie erstmals 1958 in Städten im Mittelmeergebiet (Spanien, Italien (Sizilien), Griechenland) festgestellt wurde (Frahm & Klaus 2000). In Deutschland zunächst 1995 in den Warmhäusern des Botanischen Garten Dresden nachgewiesen, 1996 dann im Freiland auf einer übererdeten Betoneinfassung (Müller 2002, 2004). Am 29.9.1997 wurde die Art in Ahaus, Liesener Wald, NW Büren in Westfalen auf einem geschotterten, schattigen Waldweg auf dem Mittelstreifen zwischen Steinen in einem Hainbuchen-Buchenwald mit einigen Fichten festgestellt (Kučera 1999, Meinunger & Schröder 2007b). Später auch im Hähnerbachtal zwischen Unkel und Bruckhausen in Rheinland-Pfalz auf einer Schieferwand am 11.2.2006 festgestellt (Frahm 2006a). Ein Nachweis 2007 im Freiland des Botanischen Gartens Jena und im Botanischen Garten Göttingen auf offener Erde (Eckstein & Burghardt 2008). Obwohl mehrfach

im Botanischen Garten Jena bis 2014 festgestellt, wurde die Art nicht in dessen Umgebung nachgewiesen (Grünberg et al. 2014). Vorkommen in Europa sind auch aus Belgien, der Tschechischen Republik (Frahm & Klaus 2000), z.B. im März 1997 in Ratotín bei Prag (Kučera 1999), Frankreich, Griechenland, Montenegro, Italien (Sizilien, Ros et al. 2013), Portugal, Spanien (Sérgio et al. 2007), Türkei (Kučera 1999) und seit 1965 aus Großbritannien (Preston 2006) bekannt. Die Art lebt in lockeren Rasen auf kalkhaltigem Sand (Meinunger & Schröder 2007b). Der aktuelle Ausbreitungsverlauf in Deutschland ist nicht bekannt, eine Ausbreitung der subtropischen Art bei Temperaturanstieg ist wahrscheinlich (Frahm & Klaus 2000).

Ephemerum spinulosum (Ephemeraceae): Das Gezähnte Tagmoos wird hier als kryptogen bewertet. Möglicherweise sind Nordamerika und Kanada das ursprüngliche Areal (Bryan 2007), in Großbritannien wird die Art aber als heimisch eingestuft (Hill et al. 2007) und vielleicht wurde sie in der Vergangenheit in Europa nur übersehen (Ignatov et al. 2013). Caspari et al. (2018) führen die Art als in Deutschland heimisch in der Kategorie „R“ (extrem selten) und kommentieren: „der Status als Neophyt ist nicht geklärt“. Die Einfuhrvektoren sind nicht genau bekannt, wahrscheinlich ist eine natürliche Fernausbreitung durch Vögel (Ornithochorie) (Frahm 2013a), da Vorkommen oft in der Nähe von Gewässern bestehen (Holyoak 2001, Ignatov et al. 2013). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung ist nicht bekannt. In Deutschland erstmals am 3.10.1995 im Sauerland auf sandiger Pionierfläche auf Uferboden am Sorpensee, am Südende nach Amecke hin, festgestellt (Meinunger & Schröder 2007b). Es ist in Deutschland nur ein weiterer Nachweis 2008 an der Wahnbachtalsperre bekannt (Frahm 2008). In Europa 1988 in der Provinz Aláva, NW Spanien (Infante & Heras 2005), 1999 in Nordirland (Holyoak 2001), zudem in Frankreich (Ros et al. 2013) und den Niederlanden (Smulders 2016). Weitere Nachweise liegen aus Japan (Iwatzuki 1978), 2007 aus Russland und 1975 aus Mexiko vor (Ignatov et al. 2013). Die Art lebt auf trocken fallenden, flachen Uferbereichen von stehenden Gewässern (Infante & Heras 2005). In Nordamerika tritt sie oft auf mäßig nassen Standorten, Graben- und Seerändern, Wegen, aufgelassenen Äckern, und auch auf Totholz auf (Crum & Anderson 1981, Bryan 2007).

Leptophascum leptophyllum (Pottiaceae): Das Feinblättrige Neuglanzmoos hat eine fast weltweite Verbreitung in den Subtropen, in mediterranen und ozeanischen Gebieten. Es wurde vermutlich durch den Gartenbau und Botanische Gärten eingebracht, z.B. wird es oft in Blumentöpfen im Bereich von Gärtnereien (Nebel & Philippi 2000) und an Baumfarnen (Irland, Holyoak & Lockart 2009) festgestellt. Nachweise liegen aus 1964 von der Isle of Wight, Großbritannien (Warburg & Crundwell 1965, Arts & Sollman 1991, Porley & Hodgetts 2005), aus 1965 in Norditalien (Frahm & Klaus 2000) und aus 2007 in Polen (Fudali et al. 2009) vor. Der Erstnachweis für Deutschland erfolgte 1988 im mittleren Ahrtal zwischen Mayschloß und Altenahr (Düll 1995). Mittlerweile liegen Nachweise in der Mittelgebirgsschwelle und dem Süddeutschen Stufenland, vor allem aus den Weinbaugebieten an Rhein und Neckar, vor (Meinunger & Schröder 2007b), z.B. am 20.11.1999 zwischen Ahr und Mosel im Nettetal bei Welling (Frahm 1999b), im Ahr- und Moseltal (Düll 1995, Frahm 1999a), zudem in Hessen und dem Odertal (Frahm & Frey 2004). In Europa sind Vorkommen in Frankreich, Großbritannien, Italien (z.B. 2005 Bozen, Düll 2006), Polen, Portugal, Spanien (Nebel & Philippi 2000), und Ungarn (Erzberger & Papp 2004) bekannt. Die Art lebt auf offenen, schwach kalkhaltigen bis schwach sauren Böden, auf Äckern, vor allem auf Brachäckern und Lößböschungen, an Wegrändern, auch an Felsen und Mauern sowie in Mauerritzen (Nebel & Philippi 2000, Meinunger & Schröder 2007b). Die weitere Ausbreitung der wärmeliebenden Art wird angenommen (Meinunger & Schröder 2007b).

Lophocolea semiteres (Lophocoleaceae): siehe NIB-Steckbrief.

Lunularia cruciata (Lunulariaceae): siehe NIB-Steckbrief.

Orthodontium lineara (Orthodontiaceae): siehe NIB-Steckbrief.

Protolophozia herzogiana (Lophoziaaceae): Der Status von Herzogs Spitzmoos in Deutschland ist unbekannt. Die aus Neuseeland stammende Art wurde in Deutschland bisher nur einmal am 28.10.2000 auf feuchtem morschen Holz am Nordausgang des Entenbergtunnels NW Lengenfeld nachgewiesen (Meinunger & Schröder 2007a). Die Art wurde erstmals für Europa 1986 im Woolmer Forest in einer Besenginster-Heide auf einem Truppenübungsplatz in Hampshire, England gefunden,

und wahrscheinlich mit Truppen aus Neuseeland im 2. Weltkrieg dorthin eingebracht (Crundwell & Smith 1989). Möglich ist auch eine Einbringung mit Wolle aus Neuseeland (Porley & Hodgetts 2005), da im nahegelegenen Blackmoor Abfälle aus einer Wollkämmerei als Düngemittel genutzt wurden (Ryves 1974, Crundwell & Smith 1989). Caspari et al. (2018) führen die Art als in Deutschland heimisch in der Kategorie „R“ (extrem selten). Die Art lebt in Besenginster-Heiden (Frey et al. 1995, Meinunger & Schröder 2007a) und ist in Deutschland bisher nur steril bekannt (Meinunger & Schröder 2007a).

Riccia stenophylla (Aneuraceae): 2007 in einem Drainagewasserauffangtumpel im NSG Noswendeler Bruch nördlich von Wadern-Noswendel submers wachsend gefunden (S. Caspari, pers. Mitt.). *Riccia stenophylla* ist im südlichen Nordamerika, westlichen Südamerika und im südlichen Südamerika verbreitet (Discover Life 2020).

Scopelophila cataractae (Pottiaceae): Das kleine Kupfermoos stammt wahrscheinlich aus Asien und (oder?) Südamerika, da nur dort Sporophyten bekannt sind. Genetische Studien bestätigen den nicht-heimischen Status in Europa (Shaw 1995), von Caspari et al. (2018) jedoch nicht als Neophyt bewertet. Wahrscheinlich wurde die Art mit Kupfererz nach Großbritannien eingebracht, wo sie seit 1967 aus Swansea bekannt ist (Corley & Perry 1985, Frey et al. 1995, Holyoak & Lockhart 2011). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist nicht bekannt. Wahrscheinlich ist die Art in St. Goar nach 1870-1877 aufgetreten, jedoch vor 1958-1961, da die Erzgrube in St. Goar 1958 bzw. 1961 aufgegeben wurde (Frahm 2001, 2013b). Später, am 13.10.1985 wurde die Art auf einer Bergwerkshalde in Stolberg bei Aachen festgestellt (Sotiaux & De Zuttere 1987). Nachweise sind aus Nordrhein-Westfalen (Stolberg, Merten), Rheinland-Pfalz (Gründelbachtal bei St. Goar, Meinunger & Schröder 1996, bei Braubach, Frahm 2004a), Baden-Württemberg (Kappel bei Freiburg, Lüth 2002) und Niedersachsen (im Harz an der Grane, Koperski 2011) bekannt. Nachweise in Europa liegen aus Belgien, Frankreich, Großbritannien, Italien, den Niederlanden und Spanien vor (Melick 1987, Sotiaux & De Zuttere 1987, Düll & Meinunger 1989, Rumsey & Newton 1989, Frey et al. 1995, Sérgio et al. 2007). Das Schwermetallmoos kommt in der Umgebung von Bergwerken (Kupfer-, Zinkhütten) auf Schlackenhalde, -wegen und -plätzen und an alten Mauern vor (Frey et al. 1995, Frahm 2001, Meinunger & Schröder 2007b), besiedelt aber auch natürlich anstehendes Schiefergestein (St. Goar, Frahm 2001), ist also nicht exklusiv an Schwermetallstandorte gebunden (Shaw 1993). Asexuelle Fortpflanzung durch Pflanzenfragmente und Brutkörper (Shaw 1993, Frahm 2001) und natürliche Fernausbreitung der Diasporen durch Wind (Shaw 1993). Aufgrund fehlender und rückläufiger Standorte sind die Vorkommen eher zurückgehend (Europa, Hallingbäck 2002; Belgien, Frankreich, Denayer et al. 1999). Die Art kann mehrere Quadratmeter große Dominanzbestände bilden (Meinunger & Schröder 1996).

Syntrichia pagorum (Pottiaceae): Das Brutblatt-Verbundzahnmoos wurde zwar aus Europa beschrieben (1862 bei Meran), gilt aber als gebietsfremd, weil nur männliche Pflanzen in Europa vorkommen (Frahm 2012a); auch in Nordamerika ist die Art gebietsfremd, da dort nur weibliche Pflanzen vorkommen (Crum & Anderson 1981). Möglicherweise wurde die Art bereits vor 1800 nach Europa eingebracht (Frahm 2012a). Die Bildung von Sporophyten ist aus Australien bekannt (Stone 1980), daher ist sie vermutlich dort ursprünglich beheimatet. Von Caspari et al. (2018) jedoch nicht als Neophyt bewertet. Die Art wurde vermutlich mit Gehölzen in Botanische Gärten und mit Zierpflanzen eingebracht, z.B. im Botanischen Garten Palermo, Italien (Dia 1992) und auf einem Olivenbaum in einem Gartenzentrum in Großbritannien (Bosanquet 2012). In Deutschland erstmals 1911 an zwei Standorten zwischen Düsseldorf und Köln und 1921 in Mühle Opfingen/Tuniberg an Pappeln festgestellt (Schmidt 1927). Aktuell in Baden-Württemberg (Schmidt 1927, Ahrens 1992), Niedersachsen, Nordrhein-Westfalen (Frahm 2012b), Rheinland-Pfalz (Sauer 1994, Frahm 2006b). In Europa aus Belgien (Vanderpoorten 1997), Bulgarien (Natcheva et al. 2006), Frankreich, Portugal (Hugonnot 2007), Griechenland (Blockeel 1991), Italien (Dia 1992, Aleffi et al. 2004), Kroatien (Sabovljević 2006), Montenegro (Cvetić & Sabovljević 2004), der Schweiz (Barkman 1950, Burgisser & Price 2005) und Spanien (Alonso 2001) bekannt. Die Art besiedelt besonders Standorte mit hoher Luftfeuchtigkeit, bevorzugt auf Obst- und Alleebäumen, in Siedlungsnähe auch auf Mauern (Ahrens 1992), meist epiphytisch an Laubbäumen, auf basen- und nährstoffreicher Borke (Nebel & Philippi 2000), z.B. *Acer platanoides* (Ahrens 1992), *Fraxinus excelsior* (Frahm 2012b), *Sambucus* (Belgien, De Zuttere 1995). Im Ursprungsgebiet lebt sie auch auf Steinen (Downing 1992). Die Reproduktionsleistung ist wahrscheinlich gering, obwohl sie sich asexuell über Brutblättchen fortpflanzt. Die Art gilt als diözisch, in Europa sind nur sterile und männliche

Pflanzen bekannt (Meinunger & Schröder 2007b). Die wärmeliebende Art (Meinunger & Schröder 2007b) breitet sich seit 1988 von den Alpen nordwärts bis in das südliche Niedersachsen aus (Frahm 2012c).

Syntrichia papillosa (Pottiaceae): Das Papillen-Verbundzahnmoos stammt aus Australien (Düll & Meinunger 1989), Tasmanien und Neuseeland und ist nur dort mit Sporogonen bekannt (Nebel & Philippi 2000). Von Caspari et al. (2018) nicht als Neophyt bewertet. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung ist nicht bekannt. Die Art wurde erstmals in Europa im Mai 1843 auf einer alten Ulme bei Huntington/York/Großbritannien gefunden (Spruce 1845) und zwischen 1850-1859 um Berlin und München für Deutschland entdeckt (Düll & Meinunger 1989). Das Moos kommt aktuell im gesamten Bezugsgebiet vor, die Hauptverbreitung liegt im Süden Deutschlands (Meinunger & Schröder 2007b). Die Art lebt epiphytisch an Obstbäumen (Meinunger & Schröder 2007b), an Straßen- und Parkbäumen, zuweilen epilithisch an Mauern und Straßenfelsen (Düll & Meinunger 1989), auch auf Beton (Meinunger & Schröder 2007b). In Europa kommen ausschließlich weibliche Pflanzen vor, so dass keine sexuelle Fortpflanzung stattfindet (Nebel & Philippi 2000), es sind nur vegetative Fortpflanzungsorgane (Gemmen) bekannt (Großbritannien, Holyoak 2012). Die Art wurde bundesweit mit 3 ‚Gefährdete Art‘ eingestuft (Ludwig et al. 1996), ist aktuell jedoch nicht gefährdet (Caspari et al. 2018), da sie möglicherweise, nach Rückgang der Luftschadstoffe, in Ausbreitung ist (Meinunger & Schröder 2007b), so auch seit 1990 in den Niederlanden (BLWG 2016).

3.2 Flechten

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Status	Natürliches Areal	Einführungsweise	Einfuhrvektoren	Erstnachweis	Invasivität
		etabliert unbeständig unbekannt fehl-beseitigt fehl-erloschen fehlend (mit Nachweis)	Kein nat. Areal Europa Afrika Temp. Asien Trop. Asien Australasien Pazifik Nordamerika Südamerika Antarktis Kryptogen Unbekannt	Absichtlich Unabsichtlich Unbekannt	Transporte von Gütern Botanischer Garten Gartenbau Wolle Unbekannt		Invasiv Potenziell invasiv
<i>Acarospora moenium</i>	–	x		x		1990	
<i>Acarospora sinopica</i>	–					Heimisch	
<i>Agonimia opuntiella</i>	–					Heimisch	
<i>Anisomeridium polypori</i>	Spitzkegelflechte	x		x		1937	
<i>Hypotrachyna afrorevoluta</i>	–					Heimisch	
<i>Jamesiella anastomosans</i>	–	x		x		Vor 1990	
<i>Veizdaea leprosa</i>	–	x		x		1993	

Spezifische Anmerkungen

Acarospora moenium (Acarosporaceae): Die Art wird als kryptogen bewertet. Sie ist möglicherweise gebietsfremd (Wirth 1997, BLWG 2016), da sie in der Regel nur synanthrop auf anthropogenen Substraten vorkommt (Wirth et al. 2013). Das ursprüngliche Areal könnte in Nordamerika (Subarktisches Amerika, Westliches Kanada, Östliches Kanada, Nordwestliche U.S.A., Zentrale nördliche U.S.A., Nordöstliche U.S.A., Südwestliche U.S.A., Zentrale südliche U.S.A., Südöstliche U.S.A.) liegen (Feuerer 2012). Sie wurde möglicherweise mit Gestein eingebracht, da sie z.B. auf Grabsteinen vorkommt (Niederlande, Boom et al. 1994). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung ist nicht bekannt. Der Erstnachweis in Deutschland erfolgte am 26.6.1990 bei Üxheim (Wirth 1997). Die Art ist großräumig im Bezugsgebiet verbreitet, aber selten (Wirth et al. 2011, 2013). Wahrscheinlich ist sie auch in Europa weit verbreitet (Crespo et al. 2003), z.B. in Finnland (Crespo et al. 2003), Frankreich (Diederich et al. 2006), Luxemburg (Van den Broeck et al. 2013), den Niederlanden (BLWG 2016), Rumänien (Vondrák & Liška 2013), Skandinavien (Boom et al. 1994), Spanien (Crespo et al. 2003), der Tschechischen Republik (Halda 2008), sowie in Polen (Kubiak & Bobińska 2012), zudem aus Russland gemeldet (Tarasova et al. 2013). Vorkommen sind überwiegend auf kalkhaltigem Gestein bekannt (Wirth et al. 2013), wie Beton, Zement, Mergel und Muschelkalk (BLWG 2016), aber auch auf Backsteinen eines Grabsteines (Niederlande, Sparrius et al. 2000), und zudem an *Populus tremula* (Russland, Tarasova et al. 2013).

Acarospora sinopica (Acarosporaceae): Die Art wird als in Deutschland heimisch bewertet. In den Niederlanden – wahrscheinlich wegen Fehlens natürlich vorkommender Habitats – manchmal als gebietsfremd eingestuft (Aptroot 2009). Aktuell besitzt die Art vermutlich eine kosmopolitische Verbreitung (Aptroot 2009). Im Garten- und Landschaftsbau wurde sie mit Granitblöcken, z.B. aus der Normandie, eingebracht (Niederlande; Aptroot 2009). Der erste Nachweis für Deutschland erfolg-

te vermutlich 1859, an einem Gneisfelsen zwischen Hauzenberg und Breitenberg sowie auf Tonschiefer bei Ludwigstadt (Krempelhuber 1861). Aktuell kommt die Art im Harz, nördlichem Harzvorland, Thüringer Wald und Frankenwald, Erzgebirge, Eifel- Sauerland.Westerwald-Taunus-Hunsrück, Schwarzwald, Fichtelgebirge und in den Bayerische Alpen vor, sie ist insgesamt aber sehr selten (Wirth et al. 2013). In Nordrhein-Westfalen erfolgte der letzte Nachweis 2002 (Bültmann et al. 2011). Bislang nur ein Nachweis in den Niederlanden (BLWG 2016), weitere Vorkommen in Österreich (Kernstock 1896), der Tschechischen Republik, Frankreich und der Schweiz (Wirth et al. 2013). Die Art lebt epilithisch, auf kalkfreiem, schwermetallreichem, zumindest eisensulfidreichem Silikatgestein, besonders in (ehemaligen) Erzbaugebieten (Wirth et al. 2013), z.B. auf Granit (Sparrius 2013, BLWG 2016) und auf Schiefergestein (Kernstock 1896). Sie wurde in der bundesweiten Roten Liste mit 3 ‚gefährdete Art‘ eingestuft (Wirth et al. 2011).

Agonimia opuntiella (Verrucariaceae): Die Art wird als in Deutschland heimisch bewertet. In den Niederlanden – wahrscheinlich wegen Fehlens natürlich vorkommender Habitate – manchmal als gebietsfremd eingestuft; sie kommt auch in Südamerika und Asien vor (Aptroot 2010). Sie wurde mit einem Granitblock aus Peru in die Niederlande eingebracht (Aptroot 2010). Der erste Nachweis in Deutschland erfolgte 1986 bei Braunsbach (Wirth et al. 2013). Aktuell sind Vorkommen im Vogtland, im Gebiet von Lahn, Mittelrhein und Nahe, Neckarland und Fränkischer Jura bekannt (Wirth et al. 2013). Der einzige Nachweis in den Niederlanden erfolgte 2009 auf einer Ansammlung verschiedener Steinblöcke (Aptroot 2010, BLWG 2016), weitere Vorkommen sind aus Belgien, Luxemburg, Österreich und der Schweiz bekannt (Wirth et al. 2013). Die Art lebt epilithisch auf Gestein, z.B. Granit und wird möglicherweise durch wärmeres Klima begünstigt (Aptroot 2010). Sie wurde in der bundesweiten Roten Liste mit G ‚Gefährdete Art‘ eingestuft (Wirth et al. 2011).

Anisomeridium polypori (Monoblastiaceae): Die Art wird hier als kryptogen bewertet. Die wahrscheinlich gebietsfremde Art (Poelt & Türk 1994, Dolnik et al. 2010) hat ihr ursprüngliches Areal evtl. im östlichen Nordamerika (Wirth 1997), sie kommt jedoch in gemäßigten bis subtropischen Bereichen aller Kontinente vor (Aptroot 1999a), so z.B. in Hongkong (Aptroot 1999b), Japan und Australien (Coppins et al. 2005). Die Einfuhrvektoren sind nicht bekannt. Die Einbringung nach Europa erfolgte wahrscheinlich in den ersten Jahrzehnten des 20. Jh. (Poelt & Türk 1994), der Erstfund erfolgte 1914 in der Schweiz (Poelt & Türk 1994). In Deutschland erstmals 1937 auf Juist an *Sambucus nigra* auf der Bill in Menge (Erichsen 1957), frühere Funde sind in Deutschland nicht bekannt (Poelt & Türk 1994). Aktuell in Süddeutschland in allen Naturräumen (Wirth et al. 2013), in kollinen bis montanen Lagen weit verbreitet (Österreich; Poelt & Türk 1994). Vorkommen auf Borkum, Juist und Langeoog (Brand & Ketner-Oostra 1983), in Schleswig-Holstein (Dolnik et al. 2010). In vielen Teilen West- und Mitteleuropas, insbesondere im atlantisch-subatlantischen Gebiet (Wirth 1997), verbreitet und häufig (Breuss 2002). Vorkommen sind aus Belgien, Frankreich (Diederich et al. 1988, 2004), den Niederlanden (BLWG 2016), Österreich (Breuss 2002), Polen (Sparrius 2003), Großbritannien, Italien, Schweden und der Schweiz (Poelt & Türk 1994) bekannt. Die Art lebt in Auenwäldern, bachbegleitenden Eschenbeständen, Eichen-Hainbuchen-Wäldern und Holundergebüschepiphytisch auf subneutraler Borke (Wirth et al. 2013) verschiedener Laubgehölze, vor allem auf *Populus*, *Salix*, *Fraxinus*, *Sambucus* und *Ulmus* (BLWG 2016). Die schadstofftolerante Art ist in Ausbreitung begriffen (Aptroot et al. 2006, Wirth et al. 2013). Da Vorkommen in Regionen mit warm-gemäßigten bis subtropischem Klima bestehen, wird eine Ausbreitung in Europa aufgrund der Klimaerwärmung vermutet (Aptroot & van Herk 2007, Wirth et al. 2011, 2013).

Hypotrachyna afrorevoluta (Parmeliaceae): Die Art wurde 1975 aus Ostafrika beschrieben und hat sich in den letzten Jahrzehnten in Deutschland und den Niederlanden stark ausgebreitet (Spier et al. 2007, Dolnik et al. 2010). Anhand alter Herbarbelege zeigte sich, dass Erichsen die Art bereits 1916 in Schleswig-Holstein gesammelt hatte, sie aber, wie in anderen Teilen Europas (Wirth et al. 2013), nicht von *H. revoluta* unterschieden worden ist. Da mehrere ältere Nachweise vorliegen, z.B. auch um 1850 in den Niederlanden (Spier et al. 2007), wird die Art als heimisch eingestuft (Dolnik et al. 2010, Wirth et al. 2011). Sie kommt in Deutschland großräumig vor (Schleswig-Holsteinische Geest, Niedersächsisches Küstengebiet, Niedersächsisches Tiefland, Mecklenburgisch-Vorpommersches Küsten- und Tiefland, Mittelbrandenburg, Fläming-Spreewald-Lausitzer Becken, Hessisches Bergland, Thüringer Wald, Vogtland, Erzgebirge, Elbsandsteingebirge-Zittauer Gebirge, Eifel-Sauerland-Westwald-Taunus-Hunsrück, Alpenvorland, Bayerische Alpen), ist jedoch selten (Wirth et al. 2013). Weitere Vorkommen in Europa sind aus

Belgien, der Schweiz, und den Niederlanden bekannt (BLWG 2016, Wirth et al. 2013). Sie lebt an Laub-, sehr selten an Nadelbäumen (Wirth et al. 2013), epiphytisch auf der Rinde überwiegend von *Quercus*, aber auch auf *Fraxinus*, *Tilia*, *Salix* u.a. (BLWG 2016).

Jamesiella anastomosans (Gomphillaceae): Die Art wird hier als kryptogen bewertet. Sie hat ein euro-amerikanisches, submediterranean-subatlantisches, gemäßigt Verbreitungsgebiet (BLWG 2016) und ist auch aus Korea bekannt (Aptroot & Moon 2014). Vertreter der Gattung sind vorwiegend tropisch verbreitet, z.B. in Neuseeland (Lange et al. 2012), doch ist unklar, ob es sich um eine gebietsfremde Art handelt (Dolnik 2004, Dolnik et al. 2010). Die Einfuhrvektoren sind nicht bekannt, möglicherweise ist die Art infolge der Klimaerwärmung durch natürliche Ausbreitung ins Gebiet gelangt (Wirth 1997) oder sie wurde im Landschaftsbau mit Granitsteinen eingeschleppt. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist nicht bekannt. Der Erstnachweis für Deutschland erfolgte vor 1990 im Saar-Nahe-Berg- und Hügelland (Wirth et al. 2013). Aktuell ist die Art großräumig verbreitet (Schleswig-Holsteinische Geest, Niedersächsisches Küstengebiet, Niedersächsisches Tiefland, Mecklenburgisch-Brandenburgisches Platten- und Hügelland, Mittelbrandenburg, Weserbergland, Hessisches Bergland, Eifel-Sauerland-Westerwald-Taunus-Hunsrück, Saar-Nahe-Berg- und Hügelland, Oberrhein-Ebene, Pfälzer Wald, Odenwald-Spessart, Neckarland, Schwäbisches Keuper-Lias-Gebiet, Schwarzwald, Fichtelgebirge, Bayerische Alpen, Donau-Iller-Lech-Platten, Isar-Inn-Gebiet, Bayerisch-Böhmischer Wald mit Oberpfalz), aber eher selten und nur gebietsweise häufig (Wirth et al. 2011, 2013). In Europa sind Vorkommen in Belgien, Dänemark, Frankreich, Großbritannien, Irland, Litauen, Luxemburg, Niederlande, Norwegen, Österreich, Polen, Portugal, Schweden, Schweiz, Spanien und der Tschechischen Republik (Łubek 2009), in Italien (Nascimbene et al. 2012), sowie in der Ukraine (Coppins et al. 2005) und seit 2009 in Weißrussland bekannt (Yatsyna & Motiejūnaitė 2009). Die Art lebt am Stamm (oft basal) von Laub-, selten Nadelbäumen, an Baumstümpfen, an hartem bearbeiteten Holz z.B. Holzgeländer an Bachbrücken, vorwiegend in Wäldern in luftfeuchter Lage von der planaren bis zur montanen Stufe (Wirth et al. 2013). Epiphytisch vor allem auf *Quercus*, *Fagus*, *Salix*, *Populus*, *Alnus*, *Acer*, *Fraxinus* und epilithisch auf Granit (Niederlande, BLWG 2016). Sie hat sich in Europa offensichtlich als Folge der Klimaerwärmung ausgebreitet (Wirth et al. 2013) und ist weiterhin in Ausbreitung begriffen (Aptroot et al. 2006, Wirth et al. 2013), so z.B. deutliche Ausbreitung in den Niederlanden seit 1990 (BLWG 2016).

Vezeadaea leprosa (Vezeadaeaceae): Die Art wird hier als kryptogen bewertet. Sie könnte gebietsfremd sein (Wirth 1997), ist jedoch wahrscheinlich zirkumpolar verbreitet (BLWG 2016), so z.B. in Nordamerika und Kanada (Brodo 2001) und wird von Wirth et al. (2011) in der Roten Liste als heimisch und „ungefährdet“ gelistet. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung ist nicht bekannt. In Deutschland erstmals 1993 bei Seevetal-Maschen nachgewiesen (Wirth et al. 2013). Aktuell vom Tiefland bis in montane Lagen verbreitet (Schleswig-Holsteinisches Küstengebiet, Niedersächsisches Küstengebiet, Östliches Niedersächsisches Tiefland, Münsterland-Westfälische Bucht, Niederrhein, Colbitz-Letzlinger Heide-Altmark-Wendland, Mittelbrandenburg, Fläming-Spreewald-Lausitzer Becken, Weserbergland, Hessisches Bergland, Eifel-Sauerland-Westerwald-Taunus-Hunsrück, Saar-Nahe-Berg- und Hügelland, Odenwald-Spessart, Neckarland, Schwarzwald), jedoch selten (Wirth et al. 2013). Weitere Vorkommen sind in Europa z.B. aus Belgien, den Niederlanden (Wirth et al. 2013, BLWG 2016), Slowenien (Mayerhofer et al. 2006) und Frankreich (Cuny et al. 2004) bekannt. Die Art lebt an gestörten Standorten auf nackter Erde und faulenden organischen Resten, meist auf Schwermetallböden (Blei, Zink), besonders unter verzinkten Eisenobjekten wie Leitplanken, Maschendraht-Zäunen, Eisenrosten (Wirth et al. 2013), ebenso häufig auf saurem Gestein (Backstein), Humus und auf kalkarmem seltener kalkreichem Sand, u.a. in Küstendünen (BLWG 2016).

4 LITERATUR

- BfN (2005): Gebietsfremde Arten - Positionspapier des Bundesamtes für Naturschutz. BfN-Skripten 128: 30 S.
- Geiter, O., Homma, S. & Kinzelbach, R. (2002): Bestandsaufnahme und Bewertung von Neozoen in Deutschland. UBA Texte 25/02: 173 S.
- Kowarik, I. (2010): Biologische Invasionen - Neophyten und Neozoen in Mitteleuropa, 2. Aufl. Stuttgart, Ulmer: 492 S.
- Nehring, S., Essl, F. & Rabitsch, W. (2015): Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung für gebietsfremde Arten, Version 1.3. BfN-Skripten 401: 48 S.

Moose

- Ahrens, M. (1992): Die Moosvegetation des nördlichen Bodenseegebietes. Diss. Bot. 190. Cramer, Lehre: 681 S.
- Aleffi, M., Ricci, S. & Tacchi, R. (2010): *Hypopterygium tamarisci* (Sw.) Brid. ex Müll. Hal. (Hypopterygiaceae, Bryopsida), new to Italy. Cryptogam. Bryol. 31: 293-295.
- Aleffi, M., Sabovljevic, M. & Tacchi, R. (2004): Bryoflora of the Monte Conero Regional Park (Marche, C-Italy). Flora Mediterranea 14: 347-355.
- Alonso, R.O. (2001): Brioflora urbana de la ciudad de Córdoba (España). Bol. Soc. Esp. Briol. 18/19: 121-125.
- Andriessen, L., Nagels, E. & Sotiaux, O. (1995): *Aneura maxima* (Schiffn.) Steph. In Belgium, new for the European liverwort flora. J. Bryol. 18: 803-806.
- Arts, T. & Frahm, J.-P. (1990): *Campylopus pyriformis* new to North America. The Bryologist 93: 290-294.
- Arts, T. & Sollman, P. (1991): Remarks on *Phascum leptophyllum* C. Müll., an earlier name for *Tortula rhizophylla* (Sak.) Iwats. & K. Saito. Lindbergia 17: 20-27.
- Barkman, J.J. (1950): Le fabronietum pusillae et quelques autres associations épiphytiques du tessin (Suisse méridionale). Vegetatio 2: 309-330.
- Barry, R.G. & Chorley, R.J. (1992): Atmosphere, weather and climate. 6th Ed. Routledge Publ., London: 392 S.
- Bates, J.F., Matcham, H.W. & Lara, F. (2007): *Dialytrichia fragilifolia* (Bryopsida: Pottiaceae) in Berkshire and Caernarvonshire, new to Britain. Journal of Bryology 29: 228-234.
- Berg, C. & Wiehle, W. (1992): Rote Liste der gefährdeten Moose Mecklenburg-Vorpommerns. Goldschmidt, Schwerin: 48 S.
- Blockeel, T.L. (1991): The bryophytes of Greece: new records and observations. J. Bryol. 16: 629-640.
- Blockeel, T.L. (2010): Persisting introductions: a new bryophyte recording category. Field Bryology 101: 54-55.
- BLWG (2016): *Syntrichia papillosa*. In: NDFF Verspreidingsatlas korstmossen. 27-11-2016, <https://www.verspreidingsatlas.nl/3065#>
- Bosanquet, S. (2012): Vagrant epiphytic mosses in England and Wales. Field Bryology 107: 3-17.
- Bryan, V.S. (2007): Ephemeraceae. In: Flora of North America 27. Oxford University Press, New York: 646-653.
- Burgisser, L. & Price, M.J. (2005): Inventaire des mousses du canton de Genève (Suisse). Candollea 60: 513-562.
- Caspari, S., Dürhammer, O., Sauer, M. & Schmidt, C. (2018): Rote Liste und Gesamtartenliste der Moose (Anthocerotophyta, Marchantiophyta und Bryophyta) Deutschlands. Naturschutz Biol. Vielfalt 70(7): 361-489.
- Corley, M.F.V. & Frahm, J.-P. (1982): Taxonomy and world distribution of *Campylopus pyriformis* (Schultz) Brid. J. Bryol. 12: 187-190.
- Corley, M.F.V. & Perry, A.R. (1985): *Scopelophila cataractae* (Mitt.) Broth., in South Wales, new to Europe. J. Bryol. 13: 323-328.
- Crum, H.A. & Anderson, L.E. (1981): Mosses of Eastern North America. Vol. 1. New York, Columbia University Press: 663 S.
- Crundwell, A.C. (1985): The introduced bryophytes of the British Isles. Bulletin of the British Bryological Society 45: 8-9.
- Crundwell, A.C. & Smith, A.J.E. (1989): *Lophozia herzogiana* Hodgson & Grolle in southern England, a liverwort new to Europe. J. Bryol. 15: 653-657.
- Cvetić, T. & Sabovljević, M. (2004): New and interesting bryophyte records for Montenegro. Phytologia Balcanica 10: 171-173.
- De Zuttere, P. (1995): *Tortula pagorum* (Milde) De Not. existe en Belgique. Nowellia Bryologica 8-9: 20-26.
- Denayer, F.-O., Van Haluwyn, C., de Foucault, B., Schumacker, R. & Colein, P. (1999): Use of bryological communities as a diagnostic tool of heavy metal soil contamination (Cd, Pb, Zn) in northern France. Pl. Ecol. 140: 191-201.
- Dia, M.G. (1992): New records for the Sicilian brophyte flora. Flora Mediterranea 2: 105-108.
- Dierßen, K. (2001): Distribution, ecological amplitude and phytosociological characterization of European bryophytes. Bryophytorum Bibliotheca 56: 1-289.
- Discover Life (2020): <http://www.discoverlife.org>
- Downing, A.J. (1992): Distribution of bryophytes on limestones in eastern Australia. The Bryologist 95: 5-14.
- Düll, R. (1990): Exkursionstaschenbuch der Moose. IDH-Verlag, Bad Münstereifel: 335 S.
- Düll, R. (1995): Moosflora der nördlichen Eifel. IDH-Verlag, Bad Münstereifel: 236 S.

- Düll, R. (2006): Provisorischer Katalog der Leber- und Laubmoose Südtirols (Provinz Bozen). *Gredleriana* 6: 69-114.
- Düll, R. & Meinunger, L. (1989): Deutschlands Moose. 1. Teil. IDH-Verlag, Bad Münstereifel-Ohlerath: 368 S.
- During, H., Odé, B. & Van Tooren, B.F. (1986): New Records of *Tortella inflexa* (Bruch) Broth. and *Cephaloziella baumgartneri* Schiffn. in W. Europe. *Lindbergia* 12: 47-48.
- Eckstein, J. & Burghardt, M. (2008): Die Moosflora des Alten Botanischen Gartens in Göttingen. *Herzogia* 21: 217-227.
- Erzberger, P. & Papp, B. (2004): Annotated checklist of Hungarian bryophytes. *Studia Botanica Hungarica* 35: 91-149.
- Essl, F. & Lambdon, P. (2009): Alien bryophytes and lichens of Europe. In: DAISIE. The Handbook of Alien Species in Europe. Springer, Berlin: 29-42.
- Essl, F., Steinbauer, K., Dullinger, S., Mang, T. & Moser, D. (2013): Telling a different story: a global assessment of bryophyte invasions. *Biological Invasions* 15: 1933-1946.
- Frahm, J.-P. (1973): Über Vorkommen und Verbreitung von *Lunularia cruciata* (L.) Dum. in Deutschland. *Herzogia* 2: 395-406.
- Frahm, J.-P. (1982): Verbreitungskarten von Moosen in Deutschland III. *Campylopus*. *Herzogia* 6: 1-28.
- Frahm, J.-P. (1997a): Zur Ausbreitung von Wassermoosen am Rhein und seinen Nebenflüssen. *Limnologica* 27: 251-262.
- Frahm, J.-P. (1997b): A second European record for *Aneura maxima* (Schiffn.) Steph. in Finland. *Lindbergia* 22: 99.
- Frahm, J.-P. (1999a): Neue Funde von der Untermosel. *Bryologische Rundbriefe* 24: 6.
- Frahm, J.-P. (1999b): *Tortula brevissima* und *Phascum leptophyllum* jetzt auch im Nettetal. *Bryologische Rundbriefe* 30: 19-21.
- Frahm, J.-P. (2000): Warum sind seltene Arten selten? *Bryologische Rundbriefe* 33: 1-3.
- Frahm, J.-P. (2001): *Scopelophila cataractae* in Europa schon vor 1967 vorhanden oder sogar indigen? Anmerkungen zum Fund dieser Art in St. Goar. *Bryologische Rundbriefe* 42: 1-4.
- Frahm, J.-P. (2002): The taxonomic status of *Bryum arachnoideum* C. Müll. and *B. lanatum* (P. Beauv.) Brid. *Tropical Bryology* 21: 53-56.
- Frahm, J.-P. (2003): Bryologische Neuigkeiten aus Auenwäldern. *Bryol. Rundbr.* 65: 2-3.
- Frahm, J.-P. (2004a): Ein vierter Fund des obligaten Schwermetallmooses *Scopelophila cataractae* in Deutschland. *Bryologische Rundbriefe* 81: 2-4.
- Frahm, J.-P. (2004b): Moose aus einer frühneuzeitlichen Latrine in Münster (Westfalen). *Archive for Bryology* 82: 1-6.
- Frahm, J.-P. (2006a): Ein dritter Nachweis von *Trichostomopsis umbrosus* (C. Müll.) Robins. in Deutschland. *Archive for Bryology* 7: 1-4.
- Frahm, J.-P. (2006b): Die Moosflora von Rolandseck. *Archive for Bryology* 12: 1-7.
- Frahm, J.-P. (2008): Die Moosflora der abgelassenen Wahnbachtalsperre 2008. *Archive for Bryology* 32: 1-11.
- Frahm, J.-P. (2009): *Marchantia paleacea* erstmalig in Deutschland gefunden. *Archive for Bryology* 47: 1-3.
- Frahm, J.-P. (2011a): Illustrierter Schlüssel für die thallose Lebermoose Deutschlands. *Archive for Bryology* 2: 1-38.
- Frahm, J.-P. (2011b): Kommentierte Liste der Laubmoose Deutschlands. *Archive for Bryology* 79: 1-51.
- Frahm, J.-P. (2012a): The phytogeography of European bryophytes. *Botanica Serbica* 36: 23-36.
- Frahm, J.-P. (2012b): Die Moosflora von Teutoburger Wald und Eggegebirge. *Archive for Bryology* 130: 1-6.
- Frahm, J.-P. (2012c): A guide to bryological hotspots in Europe. 4. The surroundings of Meran (Prov. Bozen, Italy). *Archive for Bryology* 151: 1-10.
- Frahm, J.-P. (2012d): The phytogeography of European bryophytes. *Botanica Serbica* 36: 23-26.
- Frahm, J.-P. (2013a): Nordamerikanische Moosarten in Europa. *Archive for Bryology* 160: 1-10.
- Frahm, J.-P. (2013b): Veränderungen in der Moosflora von St. Goar (Mittelrhein) 1870-2013. *Limprichtia* 30: 1-20.
- Frahm, J.-P. (2013c): Nordamerikanische Moosarten in Europa. *Archive for Bryology* 160: 1-10.
- Frahm, J.-P. (2014): Tropische Moosarten in Europa. *Archive for Bryology* 197: 1-8.
- Frahm, J.-P. & Frey, W. (2004): Moosflora. Ulmer, Stuttgart: 538 S.
- Frahm, J.-P. & Ho, B.-C. (2009): Die Moose in den Gewächshäusern des Botanischen Gartens Bonn. *Archive for Bryology* 37: 1-15.
- Frahm, J.-P. & Klaus, D. (1997): Moose als Indikatoren von Klimafluktuationen in Mitteleuropa. *Erdkunde* 51: 181-190.
- Frahm, J.-P. & Klaus, D. (2000): Moose als Indikatoren von rezenten und früheren Klimafluktuationen in Mitteleuropa. *NNA-Berichte* 2/2000: 69-75.
- Frahm, J.-P. & Wiethold, J. (2004): Die Moosflora des Mittelalters und der Frühen Neuzeit in Mitteleuropa nach archäologischen Funden zusammengestellt. *Herzogia* 17: 303-324.
- Frey, W., Frahm, J.-P., Fischer, E. & Lobin, W. (1995): Die Moos- und Farnpflanzen Europas. Fischer, Stuttgart: 426 S.
- Frey, W., Frahm, J.-P., Fischer, E. & Lobin, W. & Blockeel, T.L. (Hrsg.) (2006): The liverworts, mosses and ferns of Europe. Harley Books, Colchester: 512 S.

- Fudali, E., Szczepański, M., Rusińska, A., Rosadziński, S. & Wolski, G. (2009): The current distribution in Poland of some European neophytic bryophytes with supposed invasive tendencies. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae* 78: 73-80.
- GBIF (2020): Global Biodiversity Information Facility (GBIF). <http://www.gbif.org>
- Gilbert, O.L. (1971): Urban bryophyte communities in north-east England. *Trans. Brit. Bryol. Soc.* 6: 306-316.
- Gordon, D.R & Gantz, C.A. (2011): Risk assessment for invasiveness differs for aquatic and terrestrial plant species. *Biological Invasions* 13: 1829-1842.
- Grünberg, H., Eckstein, J., Marstaller, R., Meinunger, L., Preussing, M., Rettig, J., Schön, M., Schröder, W., Thiel, H. & Hentschel, J. (2014): Bemerkenswerte Moosfunde in Thüringen und Nordbayern. *Hausknechtia* 13: 13-44.
- Hallingbäck, T. (2002): Globally widespread bryophytes, but rare in Europe. *Portugaliae Acta Biol.* 20: 11-24.
- Hill, M.O. (2008): Rare and interesting bryophytes in Britain and Ireland 7. *Field Bryology* 94: 66-68.
- Hill, M.O., Beckmann, B.C., Bishop, J.D.D., Fletcher, M.R., Lear, D.B., Marchant, J.H., Maskell, L.C., Noble, D.G., Rehfish, M.M., Roy, H.E., Roy, S. & Sewell, J. (2009): Developing an indicator of the abundance, extent and impact of invasive non-native species. Final report. Defra: 49 S.
- Hill, M.O., Bell, N., Bruggeman-Nannenga, M.A., Brugués, M., Cano, M.J., Enroth, J., Flatberg, K.I., Frahm, J.-P., Gallego, M.T., Garilleti, R., Guerra, J., Hedenäs, L., Holyoak, D.T., Hyvönen, J., Ignatov, M.S., Lara, F., Mazimpaka, V., Muñoz, J. & Söderström, L. (2006): An annotated checklist of the mosses of Europe and Macaronesia. *J. Bryol.* 28: 198-267.
- Hill, M.O., Preston, C.D. & Smith, A.J.E. (1991): Atlas of the Bryophytes of Britain and Ireland. Vol. 1. Harley Books, Colchester: 351 S.
- Hill, M.O., Preston, C.D. & Smith, A.J.E. (1992): Atlas of the Bryophytes of Britain and Ireland. Vol. 2. Harley Books, Colchester: 400 S.
- Hill, M.O., Preston, C.D., Bosanquet, S.D.S. & Roy, D.B. (2007): BRYOATT. Attributes of British and Irish mosses, liverworts and hornworts with information on native status, size, life form, life history, geography and habitat. NERC Centre for Ecology and Hydrology and Countryside Council for Wales, Norwich: 88 S.
- Hodgetts, N.G., Söderström, L., Blockeelc, T.L. et al. (2020): An annotated checklist of bryophytes of Europe, Macaronesia and Cyprus. *Journal of Bryology* 42: 1-116.
- Holyoak, D.T. (2001): *Ephemerum spinulosum* Bruch & Schimp. (Ephemeraceae) in Northern Ireland: a moss new to Europe. *J. Bryol.* 23: 139-152.
- Holyoak, D.T. (2012): The bryophytes of Cornwall and the Isles of Scilly. 27-11-2016, http://www.cisfbr.org.uk/Bryo/Cornish_Bryophytes.html.
- Holyoak, D.T. & Lockhart, N. (2009): Australasian bryophytes introduced to South Kerry with tree ferns. *Field Bryology* 98: 3-7.
- Holyoak, D.T. & Lockhart, N. (2011): A survey of bryophytes and metallophyte vegetation of metalliferous mine spoil in Ireland. *Journal of the Mining Heritage Trust of Ireland* 11: 3-16.
- Hugonnot, V. (2007): Les bryophytes de l'île de Porquerolles (Hyères, Var, France): inventaire, atlas, groupements bryophytiques et intérêt patrimonial. *Sci. Rep. Port-Cros natl. Park, Fr.* 22: 67-194.
- Ignatov, M.S. & Ozerova, L. (2012): Mosses in greenhouse of Tsitsin main botanical garden in Moscow. *Arctoa* 21: 169-172.
- Ignatov, M.S., Ignatova, E.A. & Malashkina, E.V. (2013): *Ephemerum spinulosum* Bruch & Schimp. (Bryophyta), a new species for Russia. *Arctoa* 22: 97-100.
- Infante, M. & Heras, P. (2005): *Ephemerum cohaerens* (Hedw.) Hampe and *E. spinulosum* Bruch & Schimp. (Ephemeraceae, Bryopsida), new to the Iberian Peninsula. *Cryptogamie, Bryologie* 26: 327-333.
- Iserman, M., Rabitsch, W. & Nehring, S. (in Vorber.): In Deutschland wild lebende Archäobiota und deren Status im Naturschutz. BfN-Skripten.
- Iwatzuki, Z. (1978): *Ephemerum spinulosum* Schimp. newly found in Japan. *Proc. Bryolog. Soc. Japan* 2: 45-48.
- JGU Mainz (2013): Expedition durch 470 Millionen Jahre Pflanzengeschichte. *JGU Magazin* 07.10.2013 http://www.magazin.uni-mainz.de/1717_DEU_HTML.php.
- Ketner-Oostra, R. (2004): Veranderingen van de mosen licheenvegetatie in de droge duinen van Terschelling sinds 1970. *Buxbaumiella* 68: 2-6.
- Klawitter, J., Rätzel, S. & Schaepe, A. (2002): Gesamtartenliste und Rote Liste der Moose des Landes Brandenburg. *Naturschutz und Landschaftspflege in Brandenburg* 11: 1-103.
- Koperski, M. (2011): Rote Liste und Gesamtartenliste der Moose in Niedersachsen und Bremen. *Informationsdienst Naturschutz Niedersachsen* 3/2011: 208 S.
- Koperski, M., Sauer, M., Braun, W. & Gradstein, S.R. (2000): Referenzliste der Moose Deutschlands. *Schriftenreihe für Vegetationskunde* 34: 1-519, Bonn-Bad Godesberg.
- Kruijer, J.D. (1997): The origin of *Hypopterygium* populations in some European botanic gardens, with special reference to *Hypopterygium atrotheca* Dix. *Glasgow Naturalist* 23: 11-17.
- Kruijer, J.D., Raes, N. & Stech, M. (2010): Modelling the distribution of the moss species *Hypopterygium tamarisci* (Hypopterygiaceae, Bryophyta) in Central and South America. *Nova Hedwigia* 91: 399-420.
- Kučera, J. (1999): *Didymodon australasiae* var. *umbrosus* in the Czech Republic, with a review of recent records from Central Europe. *J. Bryol.* 21: 71-72.

- Kučera, J. (2004): Překvapivé nálezy mechorstů v. Zofinském a Hojnovodský prales (Novohradské hory). [Surprising bryophyte records in the old-growth forests Žofinský prales and Hojnovodský prales (Novohradské hory Mts., South Bohemia)]. Bryonora 34: 4-15.
- Lang, W.H. (1913): William Griffith 1810-1845. In: Oliver, F.W. (Eds.), Makers of British Botany. A collection of biographies by living botanists. Cambridge University Press: 178-191.
- Longton, R.E. (1997): Reproductive biology and life-history strategies. Advances in Bryology 6: 65-101.
- Loskotová, E. (2006): Interesting records of *Aneura maxima* (Schiffn.) Steph. (Metzgeriales) in the Czech Republic and Slovakia. Silva gabreta 12: 15-18.
- Ludwig, G., Düll, R., Philippi, G., Ahrens, M., Caspari, S., Koperski, M., Lütt, S., Schulz, F. & Schwab, G. (1996): Rote Liste der Moose (Anthocerotophyta et Bryophyta) Deutschlands. Schr.-R. Vegetationskde. 28: 189-306.
- Lüth, M. (2002): *Scopelophila cataractae* (Mitt.) Broth. auch in Süddeutschland. Limprichtia 20: 147-150.
- Magill, R.E. (2010): Moss diversity: new look on old numbers. Phytotaxa 9: 167-174.
- Mateo, R.G., Broennimann, O., Petitpierre, B., Munoz, J., van Rooy, J., Laenen, B., Guisan, A. & Vanderpoorten, A. (2015): What is the potential of spread in invasive bryophytes? Ecography 38: 480-487.
- Meinunger, L. & Schröder, W. (1996): Bemerkenswerte Moosfunde in Deutschland. Bryol. Mitt. 1: 39-44.
- Meinunger, L. & Schröder, W. (2007a): Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands. Band 1. Regensburgische Botanische Gesellschaft, Regensburg: 636 S.
- Meinunger, L. & Schröder, W. (2007b): Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands. Band 2. Regensburgische Botanische Gesellschaft, Regensburg: 700 S.
- Meinunger, L. & Schröder, W. (2007c): Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands. Band 3: Regensburgische Botanische Gesellschaft, Regensburg: 709 S.
- Melick, H.M.H. van (1987): *Scopelophila cataractae* (Mitt.) Broth. ook in Nederland. Lindbergia 12: 163-165.
- Moose Deutschland (2020), 17-12-2020, <http://www.moose-deutschland.de>
- Müller, F. (2002): Ein Freilandnachweis von *Didymodon australasiae* var. *umbrosus* in Deutschland. Herzogia 15: 187-190.
- Müller, F. (2004): Verbreitungsatlas der Moose Sachsens. Lutra Verlags- und Vertriebsges. b.R., Tauer: 309 S.
- Müller, F., Wigginton, M.J. & O'Shea, B.J. (2000): New bryophyte taxon records for tropical countries IV. Tropical Bryology 18: 199-202.
- Mutke, J. & Geffert, J.L. (2010): Keep on working: the uneven documentation of regional moss floras. Trop. Bryol. 31: 7-13.
- Natcheva, R., Ganeva, A. & Spiridonov, G. (2006): Red List of the bryophytes in Bulgaria. Phytologia Balcanica 12: 55-62.
- Nebel, M. & Philippi, G. (Hrsg.) (2000): Die Moose Baden-Württembergs. Band 1. Ulmer, Stuttgart: 512 S.
- NOBANIS (2020): The European Network on Invasive Alien Species. <https://www.nobanis.org/>
- Patiño, J. & Vanderpoorten, A. (2015): How to define nativeness in organisms with high dispersal capacities? A comment on Essl et al. Journal of Biogeography 42: 1360-1362.
- Paton, J.A. (1999): The liverwort flora of the British Isles. Harley Books, Colchester: 626 S.
- Philippi, G. (1976): Einfluß des Menschen auf die Moosflora in der Bundesrepublik Deutschland. Schr.-R. f. Vegetationskde. 10: 163-168.
- Porley, R. & Hodgetts, N. (2005): Mosses & Liverworts. New Naturalist Series. Harper Collins, London: 495 S.
- Preston, C.D. (2006): Additions to the bryophyte flora of Cambridgeshire (v.c. 29) in the last 50 years. Nature in Cambridgeshire 48: 73-80.
- Redfearn, P.L.J., Tan, B.C. & He, S. (1996): A newly updated and annotated checklist of Chinese mosses. Journal of the Hattori Botanical Laboratory 79: 163-357.
- Ros, R., Mazimpaka, V., Abou-Salama, U., Aleffi, M., Blockeel, T.L., Brugués, M., Cros, R.M., Dia, M.G., Dirkse, G.M., Draper, I., El-Saadawi, W., Erdağ, A., Ganeva, A., Gabriel, R., González-Mancebo, J.M., Granger, C., Herrstadt, I., Hugonnot, V., Khalil, K., Kürschner, H., Losada-Lima, A., Luís, L., Mifsud, S., Privitera, M., Puglisi, M., Sabovljević, M., Sérgio, C., Shabbarac, H.M., Sim-Sim, M., Sotiaux, A., Tacchi, R., Vanderpoorten, A. & Werner, O. (2013): Mosses of the Mediterranean, an annotated checklist. Cryptogamie, Bryologie 34: 99-283.
- Rumsey, F.J. (2001) *Achrophyllum dentatum* (Hook. f. & Wils.) Vitt & Crosby (Hookeriaceae) naturalized in Britain. J. Bryol. 23: 341-344.
- Rumsey, F.J. & Newton, M.E. (1989): *Scopelophila cataractae* (Mitt.) Broth. In Wales. J. Bryol. 15: 519-524.
- Ryves, T.B. (1974): An interim list of the wool-alien grasses from Blackmoor, North Hants, 1969-1972. Watsonia 10: 35-48.
- Sabovljević, M. (2006): Checklist of mosses of Croatia. Arch. Biol. Sci., Belgrade, 58: 45-53.
- Sauer, M. (1994): Neue Moosfunde aus dem östlichen Baden-Württemberg. Jh. Ver. Naturkd. Württ. 150: 101-128.
- Schmidt, H. (1927): Beiträge zur Moosflora Badens. Mitt. Bad. Lv. Naturkd. Naturschutz, Freiburg i. Br., 2: 108-124.
- Schulz, F., Dierßen, K., Lütt, S., Martin, C., Schröder, W., Siemsen, M. & Wolfram, C. (2002): Die Moose Schleswig-Holsteins - Rote Liste. Landesamt für Natur und Umwelt des Landes Schleswig-Holstein, Flintbek: 50 S.
- Schwarz, U. (1998): Tropische Moose in Deutschland? Mitteilung der Mikro AG Stuttgart 3/4: 1-6. #ob drin

- Sérgio, C., Brugués, M., Cros, R.M., Casas, C. & Garcia, C. (2007): The 2006 Red List and an updated checklist of bryophytes of the Iberian Peninsula (Portugal, Spain and Andorra). *Lindbergia*: 109-125.
- Shaw, A.J. (1993): Population biology of the rare copper moss, *Scopelophila cataractae*. *Am. J. Bot.* 80: 1034-1041.
- Shaw, A.J. (1995): Genetic biogeography of the rare "copper moss" *Scopelophila cataractae* (Pottiaceae). *Pl. Syst. Evol.* 197: 43-58.
- Siebel, H. (2008): Over het voorkomen van *Dialytrichia mucronata* var. *fragilifolia* in Nederland. *Buxbaumiella* 80: 1-6.
- Smith, A.J.E. (2004): The Moss Flora of Britain and Ireland. 2nd Ed. Cambridge Univ. Press, Cambridge: 1012 S.
- Smulders, H.A.M. (2016): *Ephemerum spinulosum* Bruch & Schimp. nieuw voor Nederland. *Buxbaumiella* 106: 6-10.
- Söderström L., Urmi E. & Váňa J. (2002): Distribution of Hepaticae and Anthocerotae in Europe and Macaronesia. *Lindbergia* 27: 3-47.
- Söderström, L. (1992): Invasions and range expansions and contractions of bryophytes. In: Bates, J.W. & Farmer A.M. (Hrsg.): *Bryophytes and lichens in a changing environment*. Clarendon Press, Oxford: 131-158.
- Sotiaux, A. & De Zuttere, P. (1987): *Scopelophila cataractae* (Mitt.) Broth. (Pottiaceae, Musci) nouveau pour le continent européen en France, en Belgique, aux Pays-Bas et en République fédérale allemande. Le genre *Scopelophila* Mitt.) Lindb. en Europe. *Cryptogamie Bryol., Lichénol.* 8: 95-108.
- Spruce, R. (1845): On several mosses, new to the British Flora. *J. Bot.* 40: 169-195.
- Stech, M. (1996): Die Moosflora des Botanischen Gartens Bonn. *Herzogia* 12: 207-220.
- Stech, M. & Pfeiffer, T. (2006): Molecular identity of *Hypopterygium* populations (Hypopterygiaceae: Bryopsida) from three European botanical gardens. *J. Bryol.* 28: 83-87.
- Stone, I.G. (1980): *Phascopsis rubicunda*, a new genus and species of Pottiaceae (Musci) from Australia. *J. Bryol.* 11: 17-31.
- Tan, B.C., Leong, L.K. & Weei, G.C. (2004): A case of mistaken identity? What is the true identity of Java moss and other aquarium mosses sold in Singapore shops? *Singapore Scientist* 102: 8-11.
- The Plant List (2013): Version 1.1. Published on the Internet; <http://www.theplantlist.org/>
- Van der Pluijm, A. (2016): *Aneura maxima*, een voor Nederland nieuw levermos op wilg in zoetwatergetijdenbossen in de Biesbosch en Klein Profijt bij Rhooen. *Buxbaumiella* 105: 22-29.
- Van Zanten, B.O. (2003): *Sematophyllum substrumulosum* (Hampe) Britt. nieuw voor Nederland en eerste vondst van *Lophocolea semiteres* in Drenthe. *Buxbaumiella* 63: 7-14.
- Vanderpoorten, A. (1997): A bryological survey of the Brussels-Capital region. *Scripta Botanica Belgica* 14: 1-39.
- Vanderpoorten, A. (2007): L'erosion de la biodiversité: les bryophytes. Dossier scientifique réalisé dans le cadre de l'élaboration du Rapport analytique 2006-2007 sur l'état de l'environnement wallon. 27 S.
- Warburg, E.F. & Crundwell, A.C. (1965): *Tortula vectensis*, a new species from the Isle of Wight. *Trans. Br. Bryol. Soc.* 4: 763-766.
- Wawrzyniak, R., Wasiak, W., Bączkiewicz, A. & Buczkowska, K. (2014): Volatile compounds in cryptic species of the *Aneura pinguis* complex and *Aneura maxima* (Marchantiophyta, Metzgeriidae). *Phytochemistry* 105: 115-122.

Flechten

- Aptroot, A. (1999a): Notes on taxonomy, distribution and ecology of *Anisomeridium polypori*. *The Lichenologist* 31: 641-642.
- Aptroot, A. (1999b): Annotated checklist of Hongkong lichens. *Tropical Bryology* 17: 57-101.
- Aptroot, A. (2009): Nieuwe en zeldzame korstmossen en mossen aangevoerd met stenen voor kunstwerk. *Buxbaumiella* 84: 36-40.
- Aptroot, A. (2010): Nog meer nieuwe en zeldzame korstmossen aangevoerd met stenen. *Buxbaumiella* 85: 42-49.
- Aptroot, A. & Moon, K.H. (2014). 114 New reports of microlichens from Korea, including the description of five new species, show that the microlichen flora is predominantly Eurasian. *Herzogia* 27: 347-365.
- Aptroot, A. & Van Herk, C. M. (2007): Further evidence of the effects of global warming on lichens, particularly those with *Trentepohlia* phycobionts. *Environ. Poll.* 146: 293-298.
- Aptroot, A., John, V. & Wirth, V. (2006): Flechten und lichenicole Pilze im Dreiländereck bei der Saarschleife mit Neufunden aus Lothringen, Saarland und Rheinland-Pfalz (BLAM-Exkursion 2005). *Herzogia* 19: 63-76.
- Berger, F., Priemetzhofer, F. & Türk, R. (1998): Neue und seltene Flechten und lichenicole Pilze aus Oberösterreich, Österreich IV. *Beitr. Naturk. Oberösterreichs* 6: 397-416.
- BLWG (2016): *Acarospora moenium*. In: NDFF Verspreidingsatlas korstmossen. 27-11-2016, <https://www.verspreidingsatlas.nl/4921#>
- BLWG (2016): *Acarospora sinopica*. In: NDFF Verspreidingsatlas korstmossen. 27-11-2016, <http://www.verspreidingsatlas.nl/7364#>.
- BLWG (2016): *Agonimia opuntiella*. In: NDFF Verspreidingsatlas korstmossen. 27-11-2016, <http://www.verspreidingsatlas.nl/7369#>
- BLWG (2016): *Anisomeridium polypori*. In: NDFF Verspreidingsatlas korstmossen. 27-11-2016, <http://www.verspreidingsatlas.nl/4677#>.

- BLWG (2016): *Hypotrachyna afrorevoluta*. In: NDFF Verspreidingsatlas korstmossen. 27-11-2016, <https://www.verspreidingsatlas.nl/7247#>
- BLWG (2016): *Jamesiella anastomosans*. In: NDFF Verspreidingsatlas korstmossen. 13-12-2015, <http://www.verspreidingsatlas.nl/4258#>.
- BLWG (2016): *Veizdaea leprosa*. In: NDFF Verspreidingsatlas korstmossen. 27-11-2016, <https://www.verspreidingsatlas.nl/4857>
- Boom, P.P.G. van den, Brand, A.M. & Aptroot, A. (1994): Aanvullingen op en wijzigingen in de Standaardlijst van de Nederlandse Korstmossen II. *Gorteria* 20: 89-99.
- Brand, A.M. & Ketner-Oostra, R. (1983): Lichens. In: Dijkema, K.S. & Wolff, W.J. (Hrsg.): Flora and vegetation of the Wadden Sea islands and coastal areas. Report 9 of the Wadden Sea Working Group. Stichting Veth to Steun aan Waddenonderzoek, Leiden: 73-84.
- Breuss, O. (2002): Flechten. In: Essl., F. & Rabitsch, W. (Hrsg.): Neobiota in Österreich. Umweltbundesamt, Wien: 178-179.
- Brodo, I.M. (2001): *Veizdaea acicularis*, an addition to the North American lichen flora. *The Bryologist* 104: 297-298.
- Bültmann, H., Guderley, E. & Zimmermann, D.G. (2011): Rote Liste und Artenverzeichnis der Flechten und flechtenbewohnenden Pilze in Nordrhein-Westfalen. LANUV-Fachbericht 36: 303-344.
- Coppins, B.J., Kondratyuk, S.Y., Khodosovtsev, A.Y., Zelenko, S.D. & Wolseley, P.A. (2005): Contribution to lichen flora of Ukrainian Carpathians. *Chornomor. Botan. J.* 1: 5-23.
- Crespo, A., Barreno, E., Sancho, L.G., Pintado, A. & Lumbsch, H.T. (2003): Four lichen species new to Spain. *Lazaroa* 24: 3-5.
- Cuny, D., Denayer, F.-O., De Foucalt, B., Schumacker, R., Colein, P. & Van Haluwyn, C. (2004): Patterns of metal soil contamination and changes in terrestrial cryptogamic communities. *Environ. Poll.* 129: 289-297.
- Diederich, P., Sérusiaux, E., Aptroot, A. & Rose, F. (1988): Lichens et champignons lichénicoles nouveaux ou intéressants pour la flore de la Belgique et des régions voisines. IV. *Dumortiera* 42: 17-35.
- Diederich, P., Van den Broeck, D., Ertz, D., Signoret, J., Aptroot, A., Sparrius, L., Jordaens, D. & Sérusiaux, E. (2006): Contribution to the knowledge of lichens in northern France. *Bull. Soc. Nat. luxemb.* 106: 53-62.
- Diederich, P., Van den Broeck, D., Ertz, D., Heylen, O., Jordaens, D., & Sérusiaux, E. (2004): Report on two lichenological field meetings in the province of Luxembourg in Belgium. *Bull. Soc. Nat. Luxemb.* 105: 57-64.
- Dolnik, C. (2004): *Bacidia neosquamulosa* und weitere interessante Flechtenfunde aus Schleswig-Holstein. *Kiel. Not. Pflanzenkd. Schleswig-Holstein Hamb.* 32: 143-147.
- Dolnik, C., Stolley, G. & Zimmer, D. (2010): Die Flechten Schleswig-Holsteins. Rote Liste. Ministerium für Landwirtschaft, Umwelt und ländliche Räume des Landes Schleswig-Holstein (MLUR) (Hrsg.) Schriftenreihe LLUR SH – Natur - RL 21: 106 S.
- Erichsen, C.F.E. (1957): Flechtenflora von Nordwestdeutschland. Fischer, Stuttgart: 411 S.
- Essl, F. & Lambdon, P. (2009): Alien bryophytes and lichens of Europe. In: DAISIE. The Handbook of Alien Species in Europe. Springer, Berlin: 29-42.
- Feuerer, T. (2012): Checklists of lichens and lichenicolous fungi. Version 1 March 2012. 27-11-2016, <http://www.lichens.uni-hamburg.de>.
- Feuerer, T. & Hawksworth, D. (2007): Biodiversity of lichens, including a world-wide analysis of checklist data based on Takhtajan's floristic regions. *Biodiversity and Conservation* 16: 85-98.
- Flechten Deutschland (2020), 17-12-2020, <http://www.flechten-deutschland.de>
- Hafellner, J. & Türk, R. (2001): Die lichenisierten Pilze Österreichs - eine Checkliste der bisher nachgewiesenen Arten mit Verbreitungsangaben. *Stapfia* 76: 3-167.
- Halda, J.P. (2008): Seznam lišejníků české strany Králického Sněžníku (Checklist of Lichens of the Králický Sněžník Mts., Czech Side). *Acta Mus. Richnov., Sect. Natur* 15: 43-84.
- Iserman, M., Rabitsch, W. & Nehring, S. (in Vorber.): In Deutschland wild lebende Archäobiota und deren Status im Naturschutz. BfN-Skripten.
- Kernstock, E. (1896): Lichenologische Beiträge. VII. Ehrenburg im Pusterthale. *Zool.-Bot. Ges. Österr.* 96: 279-310.
- Krempelhuber, A. v. (1861): Lichenen-Flora Bayerns. *Denkschriften K. bayr. Bot. Ges. Regensburg* 4: 1-317.
- Kubiak, D. & Bobińska, A. (2012): The lichen biota of Warmia and Mazury forest arboretum in Kudypy (North Poland). *Botanica Steciana* 16: 101-107.
- Lange, P.J. de, Galloway, D.J., Blanchon, D.J., Knight, A., Rolfe, J.R., Crowcroft, G.M. & Hitschmough, R. (2012): Conservation status of New Zealand lichens. *NZ J. Bot.* 50: 303-363.
- Łubek, A. (2009): *Jamesiella anastomosans*, a lichen species new to Poland. *Polish Bot. J.* 1: 125-127.
- Mayrhofer, H., Mešl, R., Batič, F. & Bilovitz, P.O. (2006): Remarkable records of lichenized and lichenicolous fungi from Slovenia. In: Lackovičová, A., Guttová, A., Lisická, E. & Lizoň, P. (Hrsg.): Central European lichens – diversity and threat. *Mycotaxon Ltd., Ithaca*: 165-178.
- Nascimbene, J., Thor, G. & Nimis, P.L. (2012): Habitat types and lichen conservation in the Alps: Perspectives from a case study in the Stelvio National Park (Italy). *Plant Biosystems* 146: 428-442.
- Poelt, J. & Türk, R. (1994): *Anisomeridium nyssaegenum*, ein Neophyt unter den Flechten, in Österreich und Süddeutschland. *Herzogia* 10: 75-81.
- Sparrius, L., Aptroot, A., van Herk, C.M. & Spier, J.L. (2000): Korstmossen van Gelderland en aangrenzend Flevoland en van soortenrijke kerkmuren in de IJsselvallei. *Buxbaumia* 53: 33-41.

- Sparrus, L. (2003): Contribution to the lichen floras of the Białowieża Forest and the Biebrza Valley (Eastern Poland). *Herzogia* 16: 155-160.
- Sparrus, L. (2013): Hoe exotische mossen ons land in komen. *Kijk op Exoten* 4: 2.
- Spier, J.L., Aptroot, A. & Van Herk, C.M. (2007): *Hypotrachyna afrorevoluta* (Schilferig schildmos), een over het hoofd gezien algemeen macrolicheen, nieuw voor Nederland. *Buxbaumiella* 77: 18-20.
- Spribile, T., Tuovinen, V., Resl, P., Vanderpool, D., Wolinski, H., Aime, M.C., Schneider, K., Stabentheiner, E., Toome-Heller, M., Thor, G., Mayrhofer, H., Johannesson, H. & McCutcheon, J.P. (2016): Basidiomycete yeasts in the cortex of ascomycete macrolichens. *Science* 353: 488-492.
- Tarasova, V.N., Sonina, A.V., Androsova, V.I. & Ahti, T. (2013): The present lichen flora of the city of Petrozavodsk. *Folia Cryptog. Estobica* 50: 57-66.
- Van den Broeck, D., Diederich, P. & Ertz, D. (2013): Report on two lichenological field meetings in Luxembourg in 2011 and 2012. *Bull. Soc. Nat. luxemb.* 114: 65-76.
- Vondrák, J. & Liška, J. (2013): Lichens and lichenicolous fungi from the Retezat Mts and overlooked records for the checklist of Romanian lichens. *Herzogia* 26: 293-305.
- Wirth, V. (1976): Veränderungen der Flechtenflora und Flechtenvegetation in der Bundesrepublik Deutschland. *Schr.-R. f. Vegetationskde.* 10: 177-202.
- Wirth, V. (1985): Zur Ausbreitung, Herkunft und Ökologie anthropogen geförderter Rinden- und Holzflechten. *Tuexenia* 5: 523-535.
- Wirth, V. (1997): Einheimisch oder eingewandert? Über die Einschätzung von Neufunden von Flechten. *Bibl. Lichenol.* 67: 277-288.
- Wirth, V., Hauck, M. & Schulz, M. (2013): *Die Flechten Deutschlands*. Ulmer, Stuttgart: 1244 S.
- Wirth, V., Hauck, M., Von Brackel, W., Cezanne, R., De Bryun, U., Dürhammer, O., Eichler, M., Gnüchtel, A., John, V., Litterski, B., Otte, V., Schiefelbein, U., Scholz, P., Schultze, M., Stordeur, R., Feuerer, T. & D. Heinrich (2011): Rote Liste und Artenverzeichnis der Flechten und flechtenbewohnenden Pilze Deutschlands. *Naturschutz Biol. Vielfalt* 70(6): 7-122.
- Yatsyna, A. & Motiejūnaitė, J. (2015): New and noteworthy lichens to Belarus. *Both. Lith.* 21: 57-63.

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde terrestrische Moose, Flechten und Pilze

II. Pilze

Peter Karasch¹, Hans Halbwachs², Julia Kruse³, Wolfgang Rabitsch⁴ & Stefan Nehring⁵

¹ Pilzteam Bayern, Hohenau

² Goethe-Universität, Abteilung für Naturschutz, Frankfurt

³ Pfalzmuseum für Naturkunde (POLLICHIA-Museum), Bad Dürkheim

⁴ Umweltbundesamt, Wien

⁵ Bundesamt für Naturschutz, Bonn

1 EINLEITUNG

Die Gruppe der Pilze im engeren Sinne gehört wie die Flechten (siehe Beitrag I. in diesem Band) zum Organismenreich Funga (analog zu Fauna und Flora), wissenschaftlich auch Mycota genannt. Erst kürzlich wurden die ältesten bekannten Pilzfossilien aus Kanada auf 900-1000 Millionen Jahre datiert (Loron et al. 2019). Die geschätzte Artenvielfalt auf der Erde ist mit 3-10 Millionen überwältigend (Taylor et al. 2014). Sehr konservative Schätzungen gehen von mindestens 1,5 Millionen Taxa weltweit aus (Dämmrich et al. 2016). Erschreckend gering ist mit erst ca. 370.000 wissenschaftlich beschriebenen Arten der Wissensstand. In der größten in Deutschland öffentlich zugänglichen Datenbank werden derzeit über 12.850 Pilzarten geführt, ohne Anspruch auf Vollständigkeit (DGfM 2020). Ein Großteil der hier behandelten Neomyceten gehört zu den Ascomycota (Schlauchpilze) und Basidiomycota (Ständerpilze). Diese beiden Abteilungen stellen mit geschätzt > 7.000 bzw. 5.700 Taxa auch den größten Anteil aller Pilzarten in Deutschland. Die Oomycota (ca. 500 Arten in Deutschland) gehören verwandtschaftlich zu den Straminipila, sind also keine Echten Pilze. Zu ihnen gehören z.B. das Erlensterben und etliche *Phytophthora*-Wurzelfäulen. Pilze ernähren sich heterotroph, also von lebendem oder abgestorbenem organischem Material vorwiegend pflanzlichen oder tierischen Ursprungs. Auch Pilzfruchtkörper oder Myzelien können von parasitisch oder saprobiontisch lebenden Pilzarten genutzt werden. Pilzarten, die in Deutschland nur in Botanischen Gärten oder Pflanzenkulturen ohne bekannte Wildvorkommen existieren, wurden in vorliegender Arbeit nicht berücksichtigt. Ein Beispiel dazu ist *Erysiphe platani* (Howe) U. Braun & S. Takam., der Echte Platanen-Mehltau. Die Art ist verbreitet auf Straßenbäumen, aber von der Platane gibt es keine Wildvorkommen in Deutschland.

Datengrundlagen

In den auf DGfM (2020) gezeigten mehr als 3,5 Mio. Datensätzen ist nur ein geringer Anteil an phytoparasitischen Kleinpilzen enthalten, da mehre Kleinpilzspezialisten diese Datenbank nicht nutzen, sondern private Karteien oder Datenbanken pflegen. Die Community ist aber gut vernetzt und in der Regel über Neufunde informiert. Die Verbreitungskarten der DGfM (2020) können deshalb bislang nur ein unvollständiges Bild liefern. Bei den meisten Großpilzarten ist die Datenlage deutlich besser (vgl. auch aktuelle Rote Liste Deutschlands, Dämmrich et al. 2016). Aber auch hier gibt es etliche Arten, die nur von wenigen Spezialisten bearbeitet werden.

Obwohl Pilze eine Schlüsselrolle bei den natürlichen Nährstoffkreisläufen aller Lebensräume spielen, werden sie in der Forschung und im Naturschutz im Verhältnis zu anderen Organismengruppen noch viel zu wenig berücksichtigt. Das spiegelt sich auch in der Datenlage zu vielen Neomyceten wider, die vielleicht schon im vorletzten Jahrhundert oder davor nach Deutschland eingeschleppt wurden. Zu manchen Taxa sind historische Quellen nur extrem schwer ausfindig zu machen oder schlichtweg nicht vorhanden. Bei phytoparasitischen Kleinpilzen kann es z.B. längere Zeit (mehrere Jahrzehnte) dauern, bis die im Ursprungsland der Wirtspflanzen heimischen Pilzarten als Neomyceten ankommen und sich etablieren. Großpilze sind oftmals als Ektomykorrhizabildner zusammen mit den Partnerbäumen eingeschleppt wor-

den. Werden diese wie z.B. bei der nordamerikanischen Douglasie in großen Mengen eingeführt, steigt die Wahrscheinlichkeit der Etablierung der symbiontischen Pilzarten.

Um einen Überblick über die neomycetischen pflanzenparasitischen Kleinpilze in Deutschland zu bekommen, wurde zunächst die Standardliteratur ausgewertet (Kruse 2016, Klenke & Scholler 2015, Scholler 1999); aus diesen Listen wurden für die hier vorliegende Zusammenstellung alle Arten ausgeklammert, die bisher noch nicht in freier Wildbahn festgestellt wurden. Hierfür wurden neben der DGfM Datenbank auch zahlreiche Funddatenbanken privater Personen (z.B. Julia Kruse, Horst Jage) ausgewertet. Für die verbliebenen Arten wurden Zusatzinformationen, wie Herkunft und Erstnachweis, in der Primärliteratur recherchiert; stellenweise kam es so auch zu Abweichungen von einigen bisher publizierten Jahreszahlen.

Die Nomenklatur der pflanzenparasitischen Kleinpilze richtet sich in der Regel nach Klenke & Scholler (2015). Nur bei einigen wenigen Arten wurde zusätzlich noch das IF (Index Fungorum) hinzugezogen. Die Namensgebung der Pflanzen/Wirte folgt Jäger (2017). Bei den Großpilzen wurde wie in der aktuellen Roten Liste Deutschlands (Dämmrich et al. 2016) die taxonomische Referenzliste der Deutschen Gesellschaft für Mykologie verwendet. Diese basiert auf Expertenwissen und den großen internationalen taxonomischen Datenbanken für Pilze IF (Index Fungorum) und MB (Mycobank).

Einführungsweise

Ähnlich wie Moose weisen auch viele Pilzarten disjunkte Areale auf. Bei Pilzen kann eine natürliche Fernausbreitung mit Sporen erfolgen, um geographische Barrieren zu überwinden. Das Verbreitungspotenzial ist jedoch artspezifisch sehr unterschiedlich. So gibt es auf der einen Seite isolierte, seit Jahrzehnten bekannte Vorkommen von *Phellinidium pouzarii* (Kotl.) Fiasson & Niemelä 1984 im Nationalpark Bayerischer Wald, die bislang nicht einmal 2 km entfernt liegende, ökologisch vergleichbare Habitate besiedeln können. Und auf der anderen Seite gibt es invasive Pilzarten wie *Hymenoscyphus fraxineus* (T. Kowalski) Baral, Queloz & Hosoya, 2014, dem Eschen-Triebsterben, die in ca. zehn Jahren von Nordost-Polen weite Teile Deutschlands bis bis in den Alpenraum besiedeln konnten. Auch die Ausbreitung im Wasser spielt bei manchen Arten eine bedeutende Rolle. So wird z. B. beim Erlensterben (*Phytophthora cambivora*) eine Verbreitung der begeißelten Zoosporen über längere Strecken entlang von Wasserläufen angenommen.

Einfuhrvektoren

Ein häufiger Einfuhrvektor von Neomyceten nach Europa (und umgekehrt von Europa in die restliche Welt) ist ähnlich wie bei den Moosen die Einbringung durch den Pflanzenhandel im Forst- und Gartenbau, der jährlich Waren in Wert von mehreren Milliarden Euro umsetzt. Weitere potenzielle Vektoren wie der internationale Warenverkehr und Tourismus dürften eher eine untergeordnete Rolle spielen.

Zusammenfassung und Schlussfolgerungen

Die Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung (Nehring et al. 2015) bietet ein nachvollziehbares und überprüfbares Instrument zur Risikoabschätzung negativer Auswirkungen gebietsfremder Arten auf die heimische Biodiversität. Somit wird eine Grundlage für die Vorgaben des Bundesnaturschutzgesetzes (BNatSchG) geschaffen, jene Arten zu identifizieren, gegen die bestimmte Managementmaßnahmen getroffen werden sollten. Die Risikobewertung liefert dazu die fachlichen Grundlagen. Die tatsächliche Entscheidung über zu treffende Maßnahmen berücksichtigt in der Regel zusätzliche Aspekte, wie z.B. die Kosteneffizienz der Maßnahmen oder Nutzerinteressen, und erfolgt als nachgeschalteter Abstimmungsprozess.

Mit dem Inkrafttreten der EU Verordnung 1143/2014 am 1. Januar 2015 über die Prävention und das Management der Einbringung und Ausbreitung invasiver gebietsfremder Arten liegt eine EU-weit verbindliche Grundlage zum Umgang mit gebietsfremden Arten vor. Die Verordnung enthält auch eine Beschreibung der Anforderungen einer Risikobewertung für gebietsfremde Arten „von unionsweiter Bedeutung“. Die naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung (Version 1.3) erfüllt nicht alle diese Anforderungen, eine Anpassung der Methodik ist jedoch Gegenstand eines neuen F+E-Vorhabens und derzeit in Bearbeitung.

Die vorliegende Bearbeitung behandelt **gebietsfremde terrestrische Arten aus den Organismengruppen der Pilze**. Die Situation der hier behandelten Arten in Deutschland stellt sich anhand der durchgeführten Auswertungen wie folgt dar:

Anzahl gebietsfremder terrestrischer Arten und Invasivität

1. Es werden insgesamt 131 gebietsfremde Pilzarten (Neomyceten) aufgelistet, die bisher in Deutschland wild lebend nachgewiesen werden konnten. Bei den pflanzenpathogenen Kleinpilzen bedeutet dies, dass sie auf Wildpflanzen vorkommen müssen. Davon entfallen 14 Arten auf Oomycota, 71 Arten auf Basidiomycota und 46 Arten auf Ascomycota. Keine Art wurde als alteingebürgerte Art (Archäobiota) bewertet (siehe auch Isermann et al. in Vorber.).
2. Zusätzlich werden weitere sechs Pilzarten aufgelistet: Zwei gebietsfremde Pilzarten wurden bislang nur synanthrop in einer Baumschule bzw. in einem Gebäude festgestellt. Bei dem Nachweis einer gebietsfremden Pilzart in Deutschland liegt sehr wahrscheinlich eine Fehlbestimmung vor, so dass die Art als fehlend bewertet wurde. Für eine Pilzart kann derzeit ihre Herkunft fachlich nicht sicher als gebietsfremd oder heimisch beurteilt werden. Diese Art gilt momentan als kryptogen. Zwei weitere vermeintlich gebietsfremde Pilzarten wurden als heimisch bewertet. Diese insgesamt sechs Pilzarten werden in der nachfolgenden Auswertung nicht weiter berücksichtigt.
3. Der Großteil der gebietsfremden Pilzarten (94) ist etabliert, d.h. sie bilden dauerhafte Populationen in der freien Natur. Für 33 Arten ist der Status momentan unbekannt, was auf Erfassungs- und Dokumentationslücken hinweist. Weitere vier Arten treten unbeständig auf.
4. Im Rahmen der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertungen wurden 14 gebietsfremde Pilzarten als invasiv bewertet (5 Oomycota, 1 Basidiomycota, 8 Ascomycota), d.h. es ist belegt, dass sie eine Gefährdung der biologischen Vielfalt darstellen. 11 Arten wurden in die Unterkategorie „Managementliste“ eingestuft. Das bedeutet, dass ein Management in der Regel nur lokal oder regional sinnvoll ist und darauf abzielen sollte, den negativen Einfluss dieser invasiven Arten z.B. auf besonders schützenswerte Arten, Lebensräume oder Gebiete zu minimieren (siehe auch BNatSchG § 40).
5. Drei gebietsfremde Pilzarten wurden in die Unterkategorie „Aktionsliste“ gestellt: *Cryphonectria parasitica* (Edelkastanienrindenkrebs), *Phytophthora cinnamomi* (Phytophthora-Wurzelfäule) sowie *Phytophthora plurivora*. Für diese Arten sollte ein sofortiges Einleiten und Umsetzen von Maßnahmen zur Beseitigung erfolgen (siehe auch BNatSchG § 40).
6. Im Rahmen der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertungen wurden drei gebietsfremde Pilzarten als potenziell invasiv bewertet, d.h. es liegen begründete Annahmen für eine Gefährdung der biologischen Vielfalt vor. Die drei Arten wurden in die Unterkategorie „Handlungsliste“ eingestuft, d.h. für diese Arten sind eine Überwachung ihrer Bestandsentwicklung und der von ihnen ausgehenden Gefährdung sowie die Umsetzung vorbeugender Maßnahmen notwendig.

Herkunftsregionen und Ausbreitungswege

7. Klimatisch ähnliche Herkunftsregionen (Nordamerika, Temperates Asien) machen den überwiegenden Anteil an Ursprungsgebieten der gebietsfremden Pilzarten aus. Im Vergleich zu anderen taxonomischen Gruppen ist aber der Anteil von Arten auffällig hoch (19%), für die das natürliche Areal bis heute unbekannt ist. Hierfür sind vor allem Erfassungs- und Dokumentationslücken zum Vorkommen der betreffenden Arten verantwortlich.
8. Die meisten gebietsfremden Pilzarten (99%) wurden unabsichtlich eingeschleppt. Nur zwei Pilzarten wurden absichtlich eingeführt: *Lentinula edodes* (Shiitake) zu Speisezwecken und *Psilocybe azurescens* (Stattlicher Kahlkopf) aufgrund seiner psychoaktiven Wirkungen.
9. Die unabsichtliche Verschleppung im Gartenbau wird als häufigster Einfuhrvektor genannt. Dies gilt auch für invasive Arten. In vielen Fällen ist der Einfuhrvektor nicht bekannt.
10. Der zeitliche Verlauf der Erstnachweise zeigt das erste Eintreffen gebietsfremder Pilzarten in Deutschland im 19. Jahrhundert und einen sprunghaften Anstieg im 20. Jahrhundert. Die meisten invasiven Arten wurden erst nach 1990 wild lebend nachgewiesen.
11. Die Zeitspanne zwischen Ersteinbringung nach Deutschland und Erstnachweis in freier Natur („time lag“) ist für die hier behandelte Organismengruppe nicht valide feststellbar, da der Zeitpunkt der Ersteinbringung in fast allen Fällen unbekannt ist. Das liegt vor allem darin begründet, dass die dominierende unabsichtliche Einschleppung in der Regel lange Zeit unentdeckt bleibt.

12. Die unbekannte Zeitspanne zwischen Ersteinführung und Erstnachweis bedeutet eine verkürzte Reaktionszeit für das Management von gebietsfremden Arten. Die Einrichtung eines Frühwarnsystems zur frühzeitigen Entdeckung invasiver gebietsfremder Arten ist notwendig, um diese Reaktionszeit zu verlängern.

Lebensräume und großräumige Verbreitung

13. Bei den wild lebend nachgewiesenen gebietsfremden Pilzarten dominieren die Phytoparasiten, zu denen auch die meisten invasiven Pilzarten gehören. Viele phytoparasitäre Pilzarten zeigen eine hohe Wirtsspezifität. Die zweitgrößte Gruppe sind saprotrophe Pilzarten, die sich von abgestorbenem Material vor allem pflanzlichen Ursprungs ernähren. Teilweise zeigen diese Pilzarten auch eine Wirtsspezifität. Nur wenige gebietsfremde Pilzarten sind Symbionten. Sie alle bilden Ektomykorrhizen zumeist mit Bäumen. Für die meisten gebietsfremden Pilzarten gilt, dass sie nur auf bzw. vergesellschaftet mit gebietsfremden Pflanzen (Bäume, Acker- und Gartenpflanzen) vorkommen und vielfach auch auf diese beschränkt bleiben. Ihre Vorkommen sind daher häufig auch nur auf synanthrope Habitate (z.B. Gärten, Parkanlagen, Friedhöfe, stadtnahe Wälder, landwirtschaftliche Kulturen, Forste) begrenzt.
14. Eine deutliche Mehrheit der invasiven Pilzarten ist großräumig verbreitet (64%). Die drei potenziell invasiven Pilzarten kommen bislang nur kleinräumig vor.

Auswirkungen und zukünftige Ausbreitung

15. Knapp 40% der invasiven Pilzarten und 66% der potenziell invasiven Arten zeigen eine expansive Ausbreitung in den letzten 10-25 Jahren in Deutschland. Es ist daher anzunehmen, dass die belegten oder potenziell negativen Auswirkungen durch die hier bewerteten invasiven und potenziell invasiven Arten in Zukunft eher zunehmen als abnehmen werden. Für die potenziell invasiven Arten ist ein Monitoring ihrer Bestandsentwicklung und des aktuellen Ausbreitungsverlaufs sowie der von ihnen ausgehenden Gefährdungen umzusetzen, um frühzeitig fachliche Grundlagen für die eventuell notwendige Umsetzung von Gegenmaßnahmen zur Verfügung zu haben.
16. Bei den invasiven Pilzarten dominiert Krankheits- und Organismenübertragung als Gefährdungsursache, da diese als Parasiten bzw. Krankheitserreger direkte negative Auswirkungen auf die Wirtsarten haben. Zusätzlich kommen auch negative ökosystemare Auswirkungen zum Tragen. Hybridisierung als Gefährdungsursache spielt bei den hier behandelten Arten bislang keine Rolle, jedoch gibt es teilweise heimische Vertreter in den Gattungen.
17. Rund 80% der invasiven Pilzarten und alle potenziell invasiven Arten werden vermutlich durch den Klimawandel gefördert.

2 INVASIVITÄTBEWERTUNGEN

Die im Bundesamt für Naturschutz vorliegenden Daten und Erkenntnisse zu den Begleitumständen der Vorkommen und naturschutzfachlichen Auswirkungen gebietsfremder Arten aus den im vorliegenden Band behandelten taxonomischen Gruppen wurden vor allem im Rahmen des F+E Vorhabens

- Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland vorkommende gebietsfremde Pilze, Niedere Pflanzen und Wirbellose Tiere (FKZ 3511 86 0300): Auftragnehmer Umweltbundesamt GmbH Wien (Projektleiter Dr. Wolfgang Rabitsch), mit Beteiligung weiterer Experten

erarbeitet.

Insgesamt wurden für 137 Pilzarten, für die zunächst eine gebietsfremde Herkunft bzw. ein wild lebendes Vorkommen in Deutschland vermutet wurde, intensive Literaturrecherchen und Nachfragen bei Experten zum Vorkommen und zur naturschutzfachlichen Invasivität durchgeführt. Während der Bearbeitung stellte sich heraus, dass für sechs der 137 Pilzarten keine gesicherten Literaturangaben gefunden werden konnten, die derartige Zuweisungen rechtfertigen würden. Zwei gebietsfremde Pilzarten (*Phytophthora chrysanthemi*, *Coniophora prasinoidea*) wurden bislang nur synantrop in einer Baumschule bzw. in einem Gebäude festgestellt. Bei dem Nachweis einer gebietsfremden Pilzart (*Ramaria rubripermanens*) in Deutschland liegt sehr wahrscheinlich eine Fehlbestimmung vor, so dass die Art als fehlend bewertet wurde. Für eine Pilzart kann derzeit ihre Herkunft fachlich nicht sicher als gebietsfremd oder heimisch beurteilt werden (*Cylindrocladium henricotae*). Diese Art gilt momentan als kryptogen. Zwei weitere, vermeintlich gebietsfremde Pilzarten (*Poiopea rhizophilus*, *Puccinia cribrata*) wurden als heimisch bewertet.

Die Auswahl der vollständig bewerteten gebietsfremden Arten beruhte auf einer Vorab-Recherche von Hinweisen in der wissenschaftlichen Literatur auf ein Invasionspotenzial im Bezugsgebiet (Deutschland) oder vergleichbaren Regionen (z.B. temperates Europa oder Nordamerika). Die kritische Einschätzung wurde ergänzt mit Hilfe von Expertenwissen und Erkenntnissen des BfN.

Unter Anwendung der „Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung für gebietsfremde Arten, Version 1.3“ (Nehring et al. 2015) wurden 14 gebietsfremde Pilzarten als „invasiv“ bewertet, wovon drei Arten in die Unterkategorie „Aktionsliste“ und 11 Arten in die Unterkategorie „Managementliste“ eingestuft wurden. Drei Pilzarten wurden als „potenziell invasiv“ bewertet und der Unterkategorie „Handlungsliste“ zugeordnet.

Es ist wichtig darauf hinzuweisen, dass nicht ausgeschlossen werden kann, dass unter den bisher nicht bewerteten Arten auch solche Arten enthalten sind, die bei einer intensiveren Bearbeitung – oder nach Vorliegen neuer wissenschaftlicher Erkenntnisse – als invasiv oder potenziell invasiv einzustufen wären. Weiterhin können Arten, die bisher nur auf Kulturpflanzen vorkommen, auch auf Wildpopulationen nah verwandter Wirtsarten übergehen. Somit können innerhalb kurzer Zeit weitere Arten auf Wildpflanzen auftreten, die nicht heimisch sind. Die regelmäßige Kontrolle, Überprüfung und gegebenenfalls Aktualisierung neuer Erkenntnisse sind als ein wichtiges Qualitätskriterium wissenschaftlicher Risikobewertungen von gebietsfremden Arten anzusehen und auch in der „Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung für gebietsfremde Arten, Version 1.3“ entsprechend ausgeführt.

Übersicht und Zusammenfassung der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertungen für gebietsfremde terrestrische Pilze (invasive Arten sind in fett gedruckt).

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Status	Einstufung	Seite
PILZE				
<i>Cryphonectria parasitica</i>	Edelkastanienrindenkrebs	Unbeständig	Invasive Art	48
			- Aktionsliste	
<i>Cryptostroma corticale</i>	Rußrindenkrankheit	Etabliert	Invasive Art	50
			- Managementliste	
<i>Cylindrocladium buxicola</i>	Buchsbrand	Etabliert	Invasive Art	52
			- Managementliste	
<i>Dothistroma pini</i>	Dothistroma-Nadelbräune	Unbeständig	Potenziell invasive Art	54
			- Handlungsliste	
<i>Dothistroma septosporum</i>	Dothistroma-Nadelbräune	Etabliert	Potenziell invasive Art	56
			- Handlungsliste	
<i>Erysiphe alphitoides</i>	Eichenmehltau	Etabliert	Invasive Art	58
			- Managementliste	
<i>Eutypella parasitica</i>	Ahorn-Stammkrebs	Unbeständig	Invasive Art	60
			- Aktionsliste	
<i>Hymenoscyphus fraxineus</i>	Eschentriebsterben	Etabliert	Invasive Art	62
			- Managementliste	
<i>Lecanosticta acicola</i>	Lecanosticta-Nadelbräune	Etabliert	Invasive Art	64
			- Aktionsliste	
<i>Ophiostoma novo-ulmi</i>	Neues Ulmensterben	Etabliert	Invasive Art	66
			- Managementliste	
<i>Ophiostoma ulmi</i>	Holländisches Ulmensterben	Etabliert	Invasive Art	68
			- Managementliste	
<i>Phytophthora x alni</i>	Erlensterben	Etabliert	Invasive Art	70
			- Managementliste	
<i>Phytophthora cambivora</i>		Etabliert	Invasive Art	72
			- Managementliste	
<i>Phytophthora cinnamoni</i>	Phytophthora-Wurzelfäule	Unbeständig	Invasive Art	74
			- Aktionsliste	
<i>Phytophthora citricola</i>		Etabliert	Invasive Art	76
			- Managementliste	
<i>Phytophthora plurivora</i>		Etabliert	Invasive Art	78
			- Aktionsliste	
<i>Phytophthora ramorum</i>		Unbeständig	Potenziell invasive Art	80
			- Handlungsliste	

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Cryphonectria parasitica – Edelkastanienrindenkrebs

Systematik und Nomenklatur:	<i>Cryphonectria parasitica</i> (Murrill) M.E. Barr, 1978 Edelkastanienrindenkrebs Synonyme: <i>Diaporthe parasitica</i> , <i>Endothia gyrosa</i> var. <i>parasitica</i> , <i>E. parasitica</i> , <i>Valsonectria parasitica</i> Fungi, Basidiomycota, Agaricaceae
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Unbeständig Befallene Bäume in Baden-Württemberg (1992) und Rheinland-Pfalz (1996-1997) wurden gefällt und verbrannt (EPPO 1994, 1998). Neue Nachweise erfolgten im Juni 2016 in Bayern (EPPO 2017). Der aktuelle Status der Bekämpfungsmaßnahmen ist unbekannt und es ist unsicher, ob die Art im Gebiet etabliert vorkommt.
Ursprüngliches Areal:	China, Ostasien Die Art stammt aus dem östlichen Asien, wo sie als schwacher Parasit auf der resistenten Japanischen (<i>Castanea crenata</i>) und Chinesischen Kastanie (<i>Castanea mollissima</i>) vorkommt.
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Gartenbau, Biovektoren In Frage kommen kontaminierte Pflanzen, Samen, Früchte und Erde (CABI 2019). Die Art wurde um 1904 mit chinesischen Zierkastanien nach New York eingeschleppt (Rigling & Prospero 2018).
Ersteinbringung:	Unbekannt In Europa wurde der Pilz zum ersten Mal 1938 in Italien beobachtet (Rigling & Prospero 2018); die Art wurde in der Folge mehrfach nach Europa eingeschleppt (Dutech et al. 2012).
Erstnachweis:	1984-1992 Der Pilz wurde 1992 in Edelkastanienwäldern Baden-Württembergs an zwei Standorten erstmals nachgewiesen; nach Angaben des Waldbesitzers traten die Symptome bereits 6 bis 8 Jahre zuvor auf (Seemann & Unger 1993).

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Aktionsliste

<u>A) Gefährdung der Biodiversität</u>	<u>Vergebene Wertstufe</u>
Interspezifische Konkurrenz Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.	Nein
Prädation und Herbivorie	nicht beurteilt
Hybridisierung Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.	Nein
Krankheits- und Organismenübertragung Der Pilz ist ein aggressiver Parasit, der Rindennekrosen verursacht. In Europa ist <i>Castanea sativa</i> der Hauptwirt, der Pilz überlebt auch auf Eichen, wo er geringe Schäden verursacht (Rigling et al. 2014). Im östlichen Nordamerika hat der Pilz zum fast völligen Erlöschen der Kastanienwälder (<i>C. dentata</i>) geführt (Elliott & Swank 2008). In Europa treten seit 2010 mit einem aus dem Ursprungsgebiet stammenden Virus (<i>Cryphonectria hypovirus</i> 1, CHV-1) infizierte Pilzstämme mit schwächerer Virulenz (Hypovirulenz) und milderer Krankheitsverläufen auf (Peters et al. 2013). Je nach Befallsintensität und Pilzstamm kann es zum Absterben von <i>C. sativa</i> kommen (Heiniger & Rigling 1994, Seemann et al. 2001).	Ja
Negative ökosystemare Auswirkungen Das Absterben dominanter Bestände kann zu Veränderungen der Artenzusammensetzung und der Sukzessionsabläufe führen (<i>C. dentata</i> , Nordamerika, Elliott & Swank 2008).	Begründete Annahme
<u>B) Zusatzkriterien</u>	
Aktuelle Verbreitung Vorkommen sind aus Baden-Württemberg, Rheinland-Pfalz und Bayern bekannt (EPPO 1994, 1998, 2017). Bis 2010 waren 3% der Edelkastanien-Bestände befallen. In den Nachbarländern ist die Art lokal aus den Niederlanden, Belgien, Frankreich, der Schweiz und Österreich gemeldet, in der Tschechischen Republik und in Polen gilt sie als ausgerottet; sie kommt auch in Großbritannien und im Mittelmeergebiet vor (Rigling et al. 2014, EPPO 2017).	Kleinräumig
Sofortmaßnahmen Vorbeugende Maßnahmen sind die Importkontrolle von Jungpflanzen und Pflanzenmaterialien. Befallene Bäume werden vor Ort gefällt und verbrannt (EPPO 1994, 1998). Den Pflanzenschutzbe-	Vorhanden

stimmungen entsprechend werden Pufferzonen und eine Überwachung der Befallssituation eingerichtet. Die Beimpfung befallener Pflanzen mit hypovirulenten Pilzstämmen wird in Europa und in Nordamerika zur biologischen Kontrolle eingesetzt (Heiniger & Rigling 1994, Peters et al. 2013).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Nein

Die gebietsfremde Art besiedelt bislang nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume.

Reproduktionspotenzial

Hoch

Der Pilz produziert eine hohe Anzahl von sexuellen Sporen (Ascosporen) und asexuellen Sporen (Konidien) in den Fruchtkörpern (Rigling et al. 2014).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Ausbreitung durch Wind und Niederschlag, gelegentlich durch Tiere (Käfer, Fliegen, Nacktschnecken), wobei durch den Wind Distanzen bis zu einigen Hundert Metern überwunden werden (Rigling et al. 2014). Die Gallen der aus Süd-China eingeschleppten Edelkastaniengallwespe begünstigen neue Pilzinfektionen (Schweiz, Prospero & Forster 2011).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Unbekannt

Die bisherigen Fundmeldungen lassen keine sicheren Aussagen über den Ausbreitungsverlauf zu.

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Klimawandelbedingte Veränderungen im Niederschlagsmuster (z.B. Sommertrockenstress) könnten die Ausbreitung der Art begünstigen (Peters et al. 2013).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Absterben von Bäumen im Bestand bzw. Wertminderung befallener Gehölze (Peters et al. 2013). Verlust bei der Produktion von Esskastanien.

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401. Die Art ist auf der EPPO A2 Liste der Quarantäne-Schadorganismen gelistet.

Quellen

CABI (2019): *Cryphonectria parasitica* (blight of chestnut). <http://www.cabi.org/isc/datasheet/21108>

Dutech, C., Barrés, B., Bridier, J., Robin, C., Milgroom, M. & Ravigné, V. (2012): The chestnut blight fungus world tour: successive introduction events from diverse origins in an invasive plant fungal pathogen. *Mol. Ecol.* 21: 3931-3946.

Elliott, K.J. & Swank, W.T. (2008): Long-term changes in forest composition and diversity following early logging (1919-1923) and the decline of American chestnut (*Castanea dentata*). *Plant Ecol.* 197: 155-172.

EPPO (1994): *Cryphonectria parasitica* found in the EU (DE). <https://gd.eppo.int/reporting/article-4498>

EPPO (1998): Update on the situation of *Cryphonectria parasitica* in Germany. <https://gd.eppo.int/reporting/article-3541>

EPPO (2017): *Cryphonectria parasitica* found in Bavaria, Germany. <https://gd.eppo.int/reporting/article-6054>

Heiniger, U. & Rigling, D. (1994): Biological control of chestnut blight in Europe. *Annu. Rev. Phytopathol.* 32: 581-599.

Peters, F., Bußkamp, J. & Metzler, B. (2013): Esskastanienrindenkrebs. *AFZ-Der Wald* 16: 12-14.

Prospero, S. & Forster, B. (2011): Chestnut gall wasp (*Dryocosmus kuriphilus*) infestations: new opportunities for the chestnut blight fungus *Cryphonectria parasitica*? *New Disease Reports* 23: 35.

Rigling, D. & Prospero, S. (2018): *Cryphonectria parasitica*, the causal agent of chestnut blight: invasion history, population biology and disease control. *Mol. Plant. Pathol.* 19: 7-20.

Rigling, D., Schütz-Bryner, S., Heiniger, U. & Prospero, S. (2014): Der Kastanienrindenkrebs. *Schadsymptome, Biologie und Gegenmaßnahmen.* *Merkbl. Prax.* 54: 8 S.

Seemann, D. & Unger, J.-G. (1993): Rindenkrebs der Esskastanie in der Bundesrepublik Deutschland. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 45: 120-122.

Seemann, D., Bouffier, V., Kehr, R., Wulf, A., Schröder, T. & Unger, J. (2001): Die Esskastanie (*Castanea sativa* Mill.) in Deutschland und ihre Gefährdung durch den Kastanienrindenkrebs (*Cryphonectria parasitica* [Murr.] Barr). *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 53: 49-60.

Bearbeitung und Prüfung

Hans Halbwachs, Peter Karasch, Wolfgang Rabitsch & Stefan Nehring
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Cryptostroma corticale – Rußrindenkrankheit

Systematik und Nomenklatur:	<i>Cryptostroma corticale</i> (Ellis & Everh.) P.H. Greg. & S. Waller, 1951 Rußrindenkrankheit Synonyme: <i>Coniosporium corticale</i> , Ahornrindenkrankheit Fungi, Ascomycota, Incertae sedis
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Etabliert
Ursprüngliches Areal:	Östliches Kanada, Zentrale nördliche U.S.A., Nordöstliche U.S.A., Zentrale südliche U.S.A., Südöstliche U.S.A.
<i>Der Pilz wurde in Nordamerika an Acer saccharum (Zucker-Ahorn) und an dem gebietsfremden A. pseudoplatanus beschrieben (Gregory & Waller 1951). Als ursprüngliches Areal wird hier das Verbreitungsgebiet von A. saccharum angegeben.</i>	
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Unbekannt <i>Vermutlich mit Ziergehölzen aus Nordamerika eingeschleppt.</i>
Ersteinbringung:	Unbekannt <i>In Europa wurde der Pilz erstmals 1945 in Großbritannien (Wanstead Park, London) an dem dort gebietsfremden A. pseudoplatanus festgestellt (Gregory & Waller 1951).</i>
Erstnachweis:	2005 <i>Erstmals 2005 in einem etwa 40-jährigem Bestand in der oberrheinischen Tiefebene im Raum Karlsruhe (Baden-Württemberg) entdeckt; aufgrund der Schäden ist anzunehmen, dass die Infektion bzw. der Krankheitsausbruch durch den trockenen Sommer 2003 begünstigt wurde (Metzler 2006).</i>

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

Der Pilz ist ein aggressiver Schwächeparasit, der Arten der Gattung Acer ssp. (besonders A. pseudoplatanus), aber auch Tilia spp. und Betula spp. befällt; Symptome sind Blattwelke und Blattverlust, Kronensterben, Rinden- und Kambiumnekrosen, Rindenrisse und Schleimfluss am Stamm, die nach einem bis mehreren Jahren zum Absterben des Baumes führen (Robeck et al. 2008, Lohrer 2010).

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Das Absterben von einzelnen Bäumen hat vermutlich keine ökosystemaren Auswirkungen, ein Absterben dominanter Bestände könnte aber zu Veränderungen der Artenzusammensetzung und der Sukzessionsabläufe führen. Durch Blattwelke und -verlust oder ein Zurücksterben der Krone sind vermutlich auch phytophage Insekten betroffen, es liegen dazu aber keine Daten vor.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Großräumig

Im Jahr 2010 trat der Pilz noch kleinräumig auf, es ist anzunehmen, dass er aktuell in Deutschland weit verbreitet ist. In Europa sind Vorkommen aus Großbritannien, Niederlande, Frankreich, Schweiz, Österreich, Italien, Tschechische Republik und Bulgarien bekannt (Bencheva 2014, Cochard et al. 2015, Koukol et al. 2015, Longa et al. 2016).

Maßnahmen

Vorhanden

Beseitigung und umweltgerechte Entsorgung befallener Pflanzen (Bräsicke 2014). Die Behandlung befallener Pflanzen mit unspezifischen Fungiziden ist in naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen nicht möglich. Erfolgversprechend sind vorbeugende Maßnahmen wie Standortoptimierung (Wasserversorgung), Rodung abgestorbener Bäume unter Beachtung von Schutzmaßnahmen für das Personal (Sporenbelastung) (Lohrer 2010).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Nein

Die gebietsfremde Art besiedelt bislang nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume und kommt überwiegend in Parkanlagen und im suburbanen Bereich vor (Robeck et al. 2008). Allerdings befindet sich der Pilz in Ausbreitung (Bräsicke 2014) und könnte zunehmend natürliche Standorte in Deutschland besiedeln.

Reproduktionspotenzial

Hoch

Schlauchpilze produzieren eine hohe Anzahl von Ascosporen (Rieux et al. 2014). Nach dem Tod des Baumes blättert meist an der Stammbasis die Borke ab und es zeigen sich die vom Pilz gebildeten Sporenlager in Form eines schwarzen, flächig auftretenden rußartigen Belages, der Millionen kleiner Sporen freisetzt (100-170 Millionen/cm² Rindenoberfläche).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Die Ascosporen werden durch Wind und Niederschlag weit ausgebreitet (Rieux et al. 2014).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Expansiv

Nach Bräsicke (2014) in Deutschland und in Europa in den letzten Jahren in expansiver Ausbreitung begriffen (Bencheva 2014, Cochard et al. 2015, Koukol et al. 2015, Longa et al. 2016).

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Die Rußrindenkrankheit ist eine typische Folge von langen und trockenen Sommern. Der Klimawandel bringt vermutlich vermehrt heiße und trockene Sommer mit sich, die zu Wasserstress führen können, und das Auftreten des Pilzes fördern (Dickenson & Wheeler 1981).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Potenziell durch Verluste in Baumschulen und notwendigen Beseitigungs- und Ersatzmaßnahmen in öffentlichen Parkanlagen (Bräsicke 2014).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Ja

Allergische Reaktionen, Infektionen und Entzündungen der Atemwege durch massenhafte Sporenbildung möglich (Bräsicke 2014) und insbesondere bei Rodungsmaßnahmen zu beachten.

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Bencheva, S. (2014): First report of *Cryptostroma corticale* (Ellis & Everh.) P.H. Greg. & S. Waller on *Acer platanoides* L. in Bulgaria. *Silva Balcanica* 15: 101-104.
- Bräsicke, N. (2014): Gesundheitliche Gefahren im Stadtgrün. 3. Fachsymposium „Stadtgrün“, Berlin. http://www.jki.bund.de/fileadmin/dam_uploads/_GF/FS_3_Stadtgruen/1.7-Gefahren%20des%20Stadtgruen_Braesicke.pdf
- Cochard, B., Crovadore, J., Bovigny, P., Chablais, R. & Lefort, F. (2015): First reports of *Cryptostroma corticale* causing sooty bark disease in *Acer* sp. in Canton Geneva, Switzerland. *New Disease Reports* 31: 8.
- Dickenson, S. & Wheeler, B. (1981): Effects of temperature and water stress in sycamore, on growth of *Cryptostroma corticale*. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 76: 181-185.
- EPPO (2012): *Cryptostroma corticale* (CRPSCO). <https://gd.eppo.int/taxon/CRPSCO/distribution/DE>
- Gregory, P.H. & Waller, S. (1951): *Cryptostroma corticale* and sooty bark disease of sycamore (*Acer pseudoplatanus*). *Trans. Br. Mycol. Soc.* 34: 579-597.
- Koukol, O., Kelnarová, I. & Černý, K. (2015): Recent observations of sooty bark disease of sycamore maple in Prague (Czech Republic) and the phylogenetic placement of *Cryptostroma corticale*. *Forest Pathol.* 45: 21-27.
- Lohrer, T. (2010): Rußrindenkrankheit am Ahorn. *Arbofux*. <http://www.arbofux.de/russrindenkrankheit-am-ahorn.html>
- Longa, C., Vai, N. & Maresi, G. (2016): *Cryptostroma corticale* in the northern Apennines (Italy). *Phytopath. Mediterr.* 55: 136-138.
- Metzler, B. (2006): *Cryptostroma corticale* an Bergahorn nach dem Trockenjahr 2003. *Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtschaft.* 400: 161-162.
- Rieux, A., Soubeyrand, S., Bonnot, F. et al. (2014): Long-distance wind-dispersal of spores in a fungal plant pathogen: estimation of anisotropic dispersal kernels from an extensive field experiment. *PLOS1* 9 (8): e103225.
- Robeck, P., Heinrich, R., Schuhmacher, J., Feindt, R. Kehr, R. (2008): Status der Rußrindenkrankheit des Ahorns in Deutschland. *Jahrbuch der Baumpflege* 2008: 238-244.

Bearbeitung und Prüfung

Hans Halbwachs, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Cylindrocladium buxicola – Buchsbrand

Systematik und Nomenklatur:	<i>Cylindrocladium buxicola</i> Henricot, 2002 Buchsbrand Synonyme: <i>Calonectria pseudonaviculata</i> , <i>Cylindrocladium pseudonaviculatum</i> Fungi, Ascomycota, Nectriaceae
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Etabliert
Ursprüngliches Areal:	Unbekannt <i>Der Pilz kommt in Europa (seit 1994), Neuseeland (seit 1998), Asien und Nordamerika (seit 2010-11) vor (EPPO 2017). Eine Einschleppung nach Europa wird vermutet, seine ursprüngliche Herkunft ist derzeit aber unbekannt (Henricot 2006). Kürzlich wurden einige europäische Vorkommen als eigenständige, vermutlich ebenfalls gebietsfremde Art (C. henricotiae), abgetrennt (Gehesquière et al. 2016).</i>
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Gartenbau, Biovektoren
Ersteinbringung:	Unbekannt <i>Der Pilz wurde 1994 erstmals in England beobachtet und beschrieben (Henricot & Culham 2002).</i>
Erstnachweis:	2004 <i>Der Pilz wurde im Sommer 2004 und 2005 in Nordwestdeutschland auf Buxus sempervirens in einer Baumschule und auf einem Friedhof zum ersten Mal registriert (Brand 2005).</i>

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

Der Pilz ist ein Parasit, der Triebe und Blätter der Wirtspflanzen (Buxaceae), z.B. Buxus sempervirens, befällt. Im Krankheitsverlauf kommt es zum vorzeitigen Blattfall und Absterben der Triebe und der ganzen Pflanze, besonders von Jungpflanzen (Großbritannien, Henricot 2006; Georgien, Gorgiladze et al. 2011; 90% Mortalitätsrate, Türkei, Lehtijärvi et al. 2014, 2017).

Negative ökosystemare Auswirkungen

Begründete Annahme

2007 wurde im NSG Buchswald bei Grenzach ein starker Befall dokumentiert, der zur völligen Entlaubung geführt hat (Schumacher & Delb 2016). Ein Rückgang der Verjüngung wurde in einem natürlichen Bestand festgestellt (Großbritannien, Henricot 2006). Änderungen der Lichtverhältnisse, der Sukzession und der Tiergemeinschaften sind zu erwarten (Türkei, Lehtijärvi et al. 2014, 2017).

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Großräumig

Der Pilz hat sich in Deutschland rasch ausgebreitet und kommt in fast allen Bundesländern vor (EPPO 2010, Göttig & Herz 2016). Auch in Europa ist die Art weit verbreitet und aus Großbritannien, Irland, Schweden, Belgien, Niederlande, Frankreich, Italien, Schweiz, Spanien, Slowenien, Kroatien, Österreich und Tschechische Republik gemeldet (EPPO 2017).

Maßnahmen

Ja

Neupflanzungen im gärtnerischen Bereich sollten mit den resistenteren Sorten (z.B. Arborescens, Elegantissima; Brand 2005) an gut besonnten und belüfteten Standorten durchgeführt werden. Der gezielte Einsatz von amtlich zugelassenen Fungiziden ist möglich (Brand 2006).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Ja

Die gebietsfremde Art kommt vor allem in Baumschulen, Friedhöfen und Privatgärten vor. In einem

der wenigen natürlichen Buchsbaumbestände Deutschlands (NSG Buchswald bei Grenzach) tritt der Pilz mindestens seit 2007 auf (Schumacher & Delb 2016). In einem Nationalpark in Georgien wurden Schäden an 70% des *Buxus colchica*-Bestandes beobachtet (Gorgiladze et al. 2011).

Reproduktionspotenzial

Hoch

Die Sporenbildung erfolgt bereits 7 Tage nach der Infektion (Henricot 2006).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Die Sporen sind in einer gelatinös-klebrigen Masse enthalten, weshalb eine Ausbreitung durch den Wind weniger wahrscheinlich ist als die Verbringung mit Niederschlag oder mit Vektoren (Insekten, Vögel, Pflanzen, Gartengeräte) (Henricot 2006). Der Pilz kann im Boden bzw. in der Streu für mindestens fünf Jahre auch ohne Wirt überleben (Henricot 2006). Die Verschleppung durch infizierte Pflanzenteile im Handel ist hoch.

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Stabil

Rasche Ausbreitung in Deutschland und in Europa seit den 1990er-Jahren. In den letzten Jahren scheint sich die Ausbreitung stabilisiert zu haben.

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Unbekannt

Zunehmende Wärme (18-25 °C) und hohe Luftfeuchte wirken fördernd auf Wachstum und Ausbreitung der Art (Henricot 2006, Hortipendium 2015).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Hohe Verluste in privaten Hausgärten, in historischen Gärten und öffentlichen Parkanlagen (Hortipendium 2015, LeBlanc et al. 2018).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

Brand, T. (2005): Occurrence of *Cylindrocladium buxicola* B. Henricot on boxwood in Northwest-Germany. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzdienst 57: 237-240.

Brand, T. (2006): In vitro-Wirkung fungizider Wirkstoffe auf Konidienkeimung und Myzelwachstum von *Cylindrocladium buxicola*. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzdienst 58: 117-121.

EPPO (2010): Pest status of *Cylindrocladium buxicola* in Germany. <https://gd.eppo.int/reporting/article-597>

EPPO (2017): *Cylindrocladium buxicola*. [CYLDBU]. <https://gd.eppo.int/taxon/CYLDBU/distribution>

Gehesquière, B., Crouch, J., Marra, R., Van Poucke, K., Rys, F., Maes, M., Gobin, B., Höfte, M. & Heungens, K. (2016): Characterization and taxonomic re-assessment of the box blight pathogen *Calonectria pseudonaviculata*, introducing *Calonectria henricotiae* sp. nov. Pl. Pathol. 65: 37-52.

Gorgiladze, L., Meparishvili, G., Sikharulidze, Z., Natsarishvili, K. & Davitadze, R. (2011): First report of box blight caused by *Cylindrocladium buxicola* in Georgia. New Disease Reports 23: 24.

Göttig, S. & Herz, A. (2016): Die Verbreitung des Buchsbaumzünslers *Cydalima perspectalis* Walker (Lepidoptera: Crambidae) und des Buchsbaumpilzes *Cylindrocladium buxicola* Henricot (Hypocreales: Nectriaceae) in Deutschland. 60. Deutsche Pflanzenschutztagung „Pflanzenschutz: Effizienz und Vielfalt“, 20.-23. September 2016, Halle, Julius-Kühn-Archiv 454: 535.

Henricot, B. (2006): Box blight rampages onwards. The Plantsman 5: 153-157.

Henricot, B. & Culham, A. (2002): *Cylindrocladium buxicola*, a new species affecting *Buxus* spp., and its phylogenetic status. Mycologia 94: 980-997.

Hortipendium (2015): Triebsterben an Buchsbaum. http://www.hortipendium.de/Triebsterben_an_Buchsbaum

LeBlanc, N., Salgado-Salazar, C. & Crouch, J.A. (2018): Boxwood blight: an ongoing threat to ornamental and native boxwood. Appl. Microbiol. Biotech. 102: 4371-4380.

Lehtijärvi, A., Doğmuş-Lehtijärvi, H.T. & Oskay, F. (2014): *Cylindrocladium buxicola* is threatening the native *Buxus sempervirens* populations in Turkey. Plant Prot. Sci. 50: 227-229.

Lehtijärvi, A., Doğmuş-Lehtijärvi, H.T. & Oskay, F. (2017): Boxwood blight in Turkey: impact on natural boxwood populations and management challenges. Balt. For. 23: 274-278.

Schumacher, J. & Delb, H. (2016) Kahlfraß und Triebsterben: Buchsbäume in Not. https://www.waldwissen.net/waldwirtschaft/schaden/invasive/fva_buchsbaumsterben/index_DE

Bearbeitung und Prüfung

Hans Halbwachs, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Dothistroma pini – Dothistroma-Nadelbräune

Systematik und Nomenklatur: *Dothistroma pini* Hulbary, 1941

Dothistroma-Nadelbräune

Synonyme: –

Barnes et al. (2004) unterscheiden mit D. septosporum eine ähnliche Art, die dieselben Krankheitssymptome verursacht und die 2000 erstmals in Deutschland in der freien Natur festgestellt wurde (Blaschke 2001). Die Teleomorphe (sexuelle Hauptfruchtform) ist bislang unbekannt.

Fungi, Ascomycota, Mycosphaerellaceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Unbeständig

Die bisher bekannten Vorkommen in Deutschland wurden eliminiert bzw. werden derzeit bekämpft.

Ursprüngliches Areal: Unbekannt

Die gebietsfremde Art stammt möglicherweise aus Nordamerika (JKI 2018). Die Art ist weniger weit verbreitet als D. septosporum (Drenkhan et al. 2016).

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Unbekannt

Vermutlich mit Zierkoniferen über Baumschulen eingebracht (EPPO 2019a).

Ersteinbringung: Unbekannt

Durch genetisch überprüfte Herbarbelege von 1907 aus Frankreich erstmals für Europa belegt (EPPO 2019b).

Erstnachweis: 2018

Erstmals im November 2018 an Pinus jeffreyi und P. ponderosa in Göttingen festgestellt (EPPO 2019a).

Einstufungsergebnis: Potenziell invasive Art – Handlungsliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Krankheits- und Organismenübertragung

Begründete Annahme

Der Pilz ist ein Parasit, der vor allem die Schwarz-Kiefer Pinus nigra, aber auch andere Pinus-Arten befällt, die Nadeln zum Absterben bringt und das Wachstum verzögert; bei jahrelangem Befall kann er den Wirt abtöten, dies geschieht jedoch eher selten.

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Nadelverlust bzw. Kronensterben verändern die Lichtverhältnisse und möglicherweise die Boden-genese und -zönose sowie die herbivoren Zönosen, es liegen dazu aber keine Daten vor. Blaschke (2001) vermutet negative Auswirkungen auf Latschen-Hochmoore und Latschenbestände an der Waldgrenze bei Fortschreiten der Dothistroma-Nadelbräune.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Kleinräumig

Bisher aus Niedersachsen (Göttingen) und Baden-Württemberg (Lörrach, Ochsenhausen) gemeldet (EPPO 2019a). Die infizierten Bäume wurden entfernt und ein Monitoring in der Umgebung eingerichtet. In Europa aus Frankreich, Ungarn, Serbien, Slowakei, Slowenien, Spanien und der Schweiz gemeldet (EPPO 2019b).

Sofortmaßnahmen

Vorhanden

Die Behandlung befallener Pflanzen mit unspezifischen Fungiziden ist in naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen nicht erwünscht. Erfolgversprechend sind phytosanitäre Maßnahmen, v.a. die Entfernung befallener Bäume, verstärkte Kontrollen in Baumschulen und die ausschließliche Zulassung von Importen bzw. Verwendung von Jungpflanzen aus befallsfreien Quellen (EPPO 1997).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Unbekannt

Die Art wurde bisher an Zierpflanzen in Gartenanlagen und Privatgärten gefunden, ein Fund stammt vom „Waldrand“ (EPPO 2019a).

Reproduktionspotenzial

Hoch

Der Pilz produziert eine hohe Anzahl von sexuellen Sporen (Ascosporen) und asexuellen Sporen (Konidien) in den Fruchtkörpern. Der Lebenszyklus wird in 1-2 Jahren durchlaufen.

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Die Ascosporen werden durch Wind ausgebreitet, die Konidiosporen durch Wind, Regen- oder Nebeltropfen (Blaschke 2001).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Unbekannt

Die schwierige Unterscheidung von *D. septosporum* und die wenigen Nachweise erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum aktuellen Ausbreitungsverlauf.

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Nach Woods et al. (2005) fördern lokal steigende Sommerniederschläge die Entwicklung des Parasiten. Die zunehmende Befallshäufigkeit und -stärke von *D. septosporum* auf der Nordhalbkugel könnte mit der Klimaveränderung zusammenhängen (Heydeck et al. 2015).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Dothistroma-Nadelbräune verursacht in Plantagen der Südhemisphäre große Schäden durch verringerte Wachstumsraten (Chile, Neuseeland, Kenia) (Barnes et al. 2004). In Europa sind Schäden in Baumschulen und Bergschutzwäldern, aber auch in Pinus-Forsten und in Douglasienpflanzungen möglich, bislang aber nicht von forstwirtschaftlicher Relevanz.

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Unbekannt

Die ziegelrote Nadelbänderung wird möglicherweise durch ein kanzerogen wirkendes Stoffwechselprodukt des Pilzes („Dothistromin“) hervorgerufen (Bradshaw 2004). Über eine unmittelbare Gefährdung für den Menschen durch den Kontakt mit infizierten Nadeln ist jedoch nichts bekannt.

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401. Die Art ist ein Quarantäneschadorganismus und im Anhang II der Richtlinie 2000/29/EG gelistet.

Quellen

- Barnes, I., Crous, P., Wingfield, B. & Wingfield, M. (2004): Multigene phylogenies reveal that red band needle blight of *Pinus* is caused by two distinct species of *Dothistroma*, *D. septosporum* and *D. pini*. *Stud. Mycol.* 50: 551-565.
- Blaschke, M. (2001): Gefährdet Pilzbefall unsere Latschen? Quarantäneschädlinge an autochthonen Latschen. *Jb. Ver. Schutz Bergwelt* 66: 93-98.
- Bradshaw, R. (2004): *Dothistroma* needle blight of pines and the dothistromin toxin: a review. *For. Pathol.* 34: 163-185.
- Drenkhan, R., Tomešová-Haataja, V., Fraser, S., Bradshaw, R. et al. (2016): Global geographic distribution and host range of *Dothistroma* species: a comprehensive review. *For. Pathol.* 46: 408-442.
- EPPO (1997): *Mycosphaerella dearnessii* and *Mycosphaerella pini*. https://www.eppo.int/QUARANTINE/data_sheets/fungi/SCIRSP_ds.pdf
- EPPO (2019a): First report of *Dothistroma pini* in Germany. EPPO Reporting Service 2019-02. <https://gd.eppo.int/reporting/article-6472>
- EPPO (2019b): <https://gd.eppo.int/taxon/DOTSPI/distribution>
- Heydeck, P., Dahms, C., Götz, B., Hänisch, A. & Schuhmacher, J. (2015): Erster Nachweis der *Dothistroma*-Nadelbräune (*Dothistroma septosporum*) im Nordostdeutschen Tiefland. *J. Kulturpfl.* 69: 10-15.
- JKI (2018): Pflanzengesundheitliche Maßnahmen; Express-Risikoanalyse zu *Dothistroma pini*. Julius-Kühn-Institut, Braunschweig: 2 S.
- Woods, A., Coates, D. & Haman, A. (2005): Is an unprecedented *Dothistroma* needle blight epidemic related to climate change? *BioScience* 55: 761-769.

Bearbeitung und Prüfung

Hans Halbwachs, Peter Karasch, Wolfgang Rabitsch & Stefan Nehring
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Dothistroma septosporum – Dothistroma-Nadelbräune

Systematik und Nomenklatur:	<i>Dothistroma septosporum</i> (Dorogin) Morelet, 1968 Dothistroma-Nadelbräune Synonyme: <i>Cytosporina septospora</i> , <i>Septoriella septospora</i> ; <i>Mycosphaerella pini</i> , <i>Scirrhia pini</i> (Teleomorph), Rote-Bänder-Krankheit, Rote-Bänder-Nadelbräune
	<i>Barnes et al. (2004) unterscheiden mit D. pini eine ähnliche Art, die dieselben Krankheitssymptome verursacht und die 2018 erstmals in Deutschland festgestellt wurde (EPPO 2019).</i>
	Fungi, Ascomycota, Mycosphaerellaceae
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Etabliert
Ursprüngliches Areal:	Unbekannt
	<i>Genetische Untersuchungen lassen die Herkunft in Nordamerika und Teilen Europas (Skandinavien und Baltische Staaten) vermuten (Drenkhan et al. 2016). Der Pilz gilt aktuell als kosmopolitisch verbreitet.</i>
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Unbekannt
	<i>Es wird vermutet, dass der Pilz mit Zierpflanzen in Baumschulen oder durch den Transport von lebenden Kiefern oder Kiefernadeln eingebracht wurde (Butin & Richter 1983, Blaschke 2001).</i>
Ersteinbringung:	Unbekannt
	<i>In Europa ist der Pilz gesichert seit den 1950er-Jahren belegt, historische Nachweise, die jedoch nicht zwischen D. septosporum und D. pini unterscheiden, liegen für 1880 aus Dänemark vor (EPPO 1997, Drenkhan et al. 2016).</i>
Erstnachweis:	2000
	<i>In den 1980er-Jahren in einer Baumschule in Baden-Württemberg festgestellt (Butin & Richter 1983), 1993 massiver Befall in einer Latschenplantage im Allgäu (Blaschke 2001). Die ersten Nachweise in der freien Natur stammen aus dem Jahr 2000 (an Pinus mugo, P. nigra, P. sylvestris) aus Bayern (Blaschke 2001).</i>

Einstufungsergebnis: Potenziell invasive Art – Handlungsliste

<u>A) Gefährdung der Biodiversität</u>	<u>Vergebene Wertstufe</u>
Interspezifische Konkurrenz <i>Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.</i>	Nein
Prädation und Herbivorie	<i>nicht beurteilt</i>
Hybridisierung <i>Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.</i>	Nein
Krankheits- und Organismenübertragung <i>Der Pilz ist ein Parasit, der vor allem Pinus ssp. befällt, die Nadeln zum Absterben bringt und das Wachstum verzögert; bei jahrelangem Befall kann er den Wirt abtöten, dies geschieht jedoch eher selten. Massiver Nadelverlust und Schwächung der Pflanzen (P. mugo in Bayern, Blaschke 2001). Unter für den Pilz günstigen Bedingungen und hoher Infektionsrate können auch andere Nadelbäume befallen werden (Abies, Cedrus, Larix, Picea, Pseudotsuga) (Drenkhan et al. 2016).</i>	Begründete Annahme
Negative ökosystemare Auswirkungen <i>Nadelverlust bzw. Kronensterben verändern die Lichtverhältnisse und möglicherweise die Boden-genese und -zönose sowie die herbivoren Zönosen, es liegen dazu aber keine Daten vor. Blaschke (2001) vermutet negative Auswirkungen auf Latschen-Hochmoore und Latschenbestände an der Waldgrenze bei Fortschreiten der Dothistroma-Nadelbräune.</i>	Unbekannt
<u>B) Zusatzkriterien</u>	
Aktuelle Verbreitung <i>In der freien Natur in Baden-Württemberg (EPPO 2014) und in Bayern (bis zur Baumgrenze in Latschenbeständen, Blaschke 2001; in Waldmooren, Straßer et al. 2016) festgestellt. Nachweise aus Gärten bzw. Baumschulen liegen für Brandenburg, Hamburg, Mecklenburg-Vorpommern, Niedersachsen, Schleswig-Holstein, Sachsen und Thüringen vor. In Europa aus fast allen Ländern und von allen Kontinenten bekannt (Drenkhan et al. 2016).</i>	Kleinräumig
Sofortmaßnahmen <i>Die Behandlung befallener Pflanzen mit unspezifischen Fungiziden ist in naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen nicht erwünscht. Erfolgversprechend sind phytosanitäre Maßnahmen, v.a. die Entfernung befallener Bäume, verstärkte Kontrollen in Baumschulen und die ausschließliche Zu-</i>	Vorhanden

lassung von Importen bzw. Verwendung von Jungpflanzen aus befallsfreien Quellen (EPPO 1997).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Ja

Die Art kommt bisher überwiegend in Baumschulen und Gartenanlagen vor, besiedelt aber auch Latschenbestände am Alpennordrand (Blaschke 2001).

Reproduktionspotenzial

Hoch

Der Pilz produziert eine hohe Anzahl von sexuellen Sporen (Ascosporen) und asexuellen Sporen (Konidien) in den Fruchtkörpern. Der Lebenszyklus wird in 1-2 Jahren durchlaufen.

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Die Ascosporen werden durch Wind ausgebreitet, die Konidiosporen durch Wind, Regen- oder Nebeltropfen (Blaschke 2001).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Unbekannt

Die Zunahme der Fund- und Schadensmeldungen in Europa und der Nordhemisphäre lässt eine aktuelle Ausbreitung vermuten (Woods et al. 2005, Drenkhan et al. 2016).

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Nach Woods et al. (2005) fördern lokal steigende Sommerniederschläge die Entwicklung des Parasiten. Heydeck et al. (2015) vermuten, dass die zunehmende Befallshäufigkeit und -stärke auf der Nordhalbkugel möglicherweise mit der Klimaveränderung zusammenhängen.

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Dothistroma-Nadelbräune verursacht in Plantagen große Schäden (Chile, Neuseeland, Kenia) (Barnes et al. 2004). In Europa sind Schäden bislang nicht von forstwirtschaftlicher Relevanz.

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Unbekannt

Die ziegelrote Nadelbänderung wird möglicherweise durch ein kanzerogen wirkendes Stoffwechselprodukt des Pilzes („Dothistromin“) hervorgerufen (Bradshaw 2004). Über eine unmittelbare Gefährdung für den Menschen durch den Kontakt mit infizierten Nadeln ist jedoch nichts bekannt.

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401. Die Art ist ein Quarantäneschadorganismus und im Anhang II der Richtlinie 2000/29/EG gelistet.

Quellen

- Barnes, I., Crous, P., Wingfield, B. & Wingfield, M. (2004): Multigene phylogenies reveal that red band needle blight of *Pinus* is caused by two distinct species of *Dothistroma*, *D. septosporum* and *D. pini*. *Stud. Mycol.* 50: 551-565.
- Blaschke, M. (2001): Gefährdet Pilzbefall unsere Latschen? Quarantäneschädlinge an autochthonen Latschen. *Jb. Ver. Schutz Bergwelt* 66: 93-98.
- Bradshaw, R. (2004): *Dothistroma* needle blight of pines and the dothistromin toxin: a review. *For. Pathol.* 34: 163-185.
- Butin, H. & Richter, J. (1983): *Dothistroma*-Nadelbräune: Eine neue Kiefernkrankheit in der Bundesrepublik Deutschland. *Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes* 35: 129-131.
- Drenkhan, R., Tomešová-Haataja, V., Fraser, S., Bradshaw, R. et al. (2016): Global geographic distribution and host range of *Dothistroma* species: a comprehensive review. *For. Pathol.* 46: 408-442.
- EPPO (1997): *Mycosphaerella dearnessii* and *Mycosphaerella pini*. https://www.eppo.int/QUARANTINE/data_sheets/fungi/SCIRSP_ds.pdf
- EPPO (2014): 2014/082 *Dothistroma septosporum* detected in Baden-Württemberg, Germany. EPPO Reporting Service 2014-05. <https://gd.eppo.int/reporting/article-2802>
- EPPO (2016): 2016/138 Update on the situation of *Dothistroma septosporum* in Germany. EPPO Reporting Service 2016-07. <http://archives.eppo.int/EPPOreporting/2016/Rse-1607.pdf>
- EPPO (2019): First report of *Dothistroma pini* in Germany. EPPO Reporting Service 2019-02. <https://gd.eppo.int/reporting/article-6472>
- Heydeck, P., Dahms, C., Götz, B., Hänisch, A. & Schuhmacher, J. (2015): Erster Nachweis der *Dothistroma*-Nadelbräune (*Dothistroma septosporum*) im Nordostdeutschen Tiefland. *J. Kulturpfl.* 69: 10-15.
- Straßer, L. et al. (2016): *Lecanosticta*-Nadelbräune – Quarantäne-Schädling in Bayern. *AFZ-DerWald* 12: 44-45.
- Woods, A., Coates, D. & Haman, A. (2005): Is an unprecedented *Dothistroma* needle blight epidemic related to climate change? *BioScience* 55: 761-769.

Bearbeitung und Prüfung

Hans Halbwachs, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Erysiphe alphitoides – Eichenmehltau

Systematik und Nomenklatur: *Erysiphe alphitoides* (Griffon & Maubl.) U. Braun & S. Takam., 2000

Eichenmehltau

Synonyme: *Microsphaera alphitoides*, *M. extensa*

Die erst kürzlich abgetrennte *E. quercicola*, deren Herkunft ebenfalls im (sub)tropischen Asien vermutet wird, verursacht identische Symptome (Takamatsu et al. 2007, Mougou et al. 2008).

Fungi, Ascomycota, Erysiphaceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Etabliert

Ursprüngliches Areal: Unbekannt

Die genaue Herkunft der gebietsfremden Art ist nicht bekannt. Mougou et al. (2008) vermuten aufgrund molekulargenetischer Daten, dass der Pilz aus den tropischen Regionen stammt, Lonsdale (2015) nennt das tropische bzw. subtropische Asien als wahrscheinliche Herkunft; aktuell ist die Art weltweit verbreitet.

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Unbekannt

Möglicherweise mit infiziertem Obst (Mango) aus Indien oder infiziertem Eichenholz eingeschleppt (Lonsdale 2015).

Ersteinbringung: Unbekannt

Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Die ersten Nachweise in Europa erfolgten 1907 in Frankreich und der Schweiz, zwischen 1908 und 1911 war die Art fast aus allen Ländern bekannt (Lonsdale 2015).

Erstnachweis: 1908

Nach Jaap (1910) bei Triglitz (Brandenburg) „auf *Quercus robur* seit 1908 sehr häufig, besonders auf Stockausschlägen und jungen Eichen“.

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

Der Pilz befällt in Europa Eichen, bevorzugt Stieleiche und Traubeneiche sowie seltener Rotbuche, Edelkastanie, Rosskastanie (Lonsdale 2015), aber auch den Götterbaum (Beenken 2017). Das mehlartige Myzel überzieht die Blätter und führt zu Änderungen der Transpirations- und Photosyntheserate, Blattnekrosen, Verfärbungen, Absterben bzw. frühzeitigem Blattfall, besonders bei jungen Bäumen (experimentell, Hajji et al. 2009; Estland, Copolovici et al. 2014). Der Befall führt zu einer verringerten Reservestoffbildung (Wolf & Petercord 2012) und verlangsamtem Wachstum (Frankreich, Bert et al. 2016). Adulte Bäume werden häufig nachfolgend extremer Witterung oder Blattfraß befallen (NW-FVA 2015).

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Verjüngungsschäden sowie Auswirkungen auf die Sukzession und Vegetationsstruktur sind bei fortgeschrittener Schädigung von Eichenbeständen vorstellbar. Einflüsse auf Erosion, Bodenbildung, Nahrungsbeziehungen, den Wasser- und Strahlungshaushalt sind denkbar, aber nicht untersucht. Eichenmehltau-Infektionen verändern die antagonistische Pilz- und Bakteriengemeinschaft der Wirtspflanze (Jakuschkin et al. 2016), die Auswirkungen sind jedoch unbekannt.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Großräumig

Der Pilz ist in Deutschland weit verbreitet und überall anzutreffen, wo seine Hauptwirte (Eichen) vorkommen (Brandenburger & Hagedorn 2006).

Maßnahmen

Fehlend

Chemische Kontrolle (Die Behandlung befallener Pflanzen mit unspezifischen Fungiziden ist in naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen nicht erwünscht). Mechanische Kontrolle (Entfernen von stark befallenen Jungtrieben. Das Entfernen von Laubstreu ist nicht wirksam, da der Pilz in den Knospen überwintert und von dort die Eichen neu befallen kann).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Eichenwälder und Vorwälder, Ackerränder, auch stark anthropogen beeinflusste Habitate.

Ja

Reproduktionspotenzial

Der Pilz produziert im Frühling eine hohe Anzahl von sexuellen Sporen (Ascosporen) in den Fruchtkörpern und asexuellen Sporen (Konidien) (Braun & Cook 2012, NW-FVA 2015).

Hoch

Ausbreitungspotenzial

Die Asco- und Konidiosporen werden durch Wind und Niederschlag weit ausgebreitet (Braun & Cook 2012). Da mehrere Eichenarten im Handel verfügbar sind, kann der Pilz auch über größere Entfernungen mit Holz verschleppt werden.

Hoch

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Es ist keine Häufung von aktuellen Nachweisen zu erkennen (Brandenburger & Hagedorn 2006).

Stabil

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Die Art wird durch geringe Niederschläge und starke Besonnung begünstigt; bei milden Wintern werden die Ascosporen früher ausgebildet und die Ausbreitung begünstigt (Marçais & Desprez-Loustau 2014).

Unbekannt

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Gartenbau (Schäden in Baumschulen und an Jungpflanzen).

Ja

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Beenken, L. (2017): First records of the powdery mildews *Erysiphe platani* and *E. alphitoides* on *Ailanthus altissima* reveal host jumps independent of host phylogeny. *Mycol. Progress* 16: 135-143.
- Bert, D., Lasnier, J.-B., Capdevielle, X., Dugravot, A. & Desprez-Loustau, M.-L. (2016): Powdery mildew decreases the radial growth of oak trees with cumulative and delayed effects over years. *PLoS ONE* 11(5): e0155344.
- Brandenburger, W. & Hagedorn, G. (2006): Zur Verbreitung von Erysiphales (Echten Mehltauipilzen) in Deutschland. *Mitt. biol. BA Land- und Forstwirt. Berlin-Dahlem* 406: 1-191.
- Braun, U. & Cook, R. (2012): Taxonomic manual of the Erysiphales (Powdery Mildews). *CBS Biodiv. Ser.* 11: 1-707.
- Copolovici, L., Väärtõu, F., Estrada, M.P. & Niinemets, Ü. (2014): Oak powdery mildew (*Erysiphe alphitoides*)-induced volatile emissions scale with the degree of infection in *Quercus robur*. *Tree Physiol.* 34: 1399-1410.
- Hajji, M., Dreyer, E. & Marçais, B. (2009): Impact of *Erysiphe alphitoides* on transpiration and photosynthesis in *Quercus robur* leaves. *Eur. J. Pl. Pathol.* 125: 63-72.
- Jaap, O. (1910): Verzeichnis der bei Triglitz beobachteten Ascomyceten. *Verh. Bot. Ver. Brandenburg (Berlin)* 52: 109-150.
- Jakuschkin, B., Fievet, V., Schwaller, L., Fort, T., Robin, C. & Vacher, C. (2016): Deciphering the pathobiome: intra- and interkingdom interactions involving the pathogen *Erysiphe alphitoides*. *Microb. Ecol.* 72: 870-880.
- Lonsdale, D. (2015): Review of oak mildew, with particular reference to mature and veteran trees in Britain. *Arboricult. J.* 37: 61-84.
- Marçais, B. & Desprez-Loustau, M.L. (2014): European oak powdery mildew: impact on trees, effects of environmental factors, and potential effects of climate change. *Ann. For. Sci.* 71: 633-642.
- Mougou, A., Dutech, C. & Desprez-Loustau, M.-L. (2008): New insights into the identity and origin of the causal agent of oak powdery mildew in Europe. *For. Path.* 38: 275-287.
- NW-FVA (2015): http://www.nw-fva.de/fileadmin/user_upload/Abteilung/Waldschutz/Waldschutz-Infos_2013/Waldschutzinfo_03-2013_Eichenschaeden_16-08-2013.pdf
- Takamatsu, S., Braun, U., Limkaisang, S., Kom-Un, S., Sato, Y. & Cunnington, J.H. (2007): Phylogeny and taxonomy of the oak powdery mildew *Erysiphe alphitoides* sensu lato. *Mycol. Res.* 111: 809-826.
- Wolf, M., & Petercord, R. (2012): Eichenschäden in Nordbayern. *LWF Aktuell* 88: 4-8.

Bearbeitung und Prüfung

Julia Kruse, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Eutypella parasitica – Ahorn-Stammkrebs

Systematik und Nomenklatur:	Eutypella parasitica R.W. Davidson & R.C. Lorenz, 1938 Ahorn-Stammkrebs Synonyme: – Fungi, Ascomycota, Diatrypaceae
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Unbeständig <i>Es liegen derzeit nur wenige Nachweise der Art vor, möglicherweise ist sie aber bereits als etabliert zu bewerten.</i>
Ursprüngliches Areal:	Östliches Kanada, Nordöstliche U.S.A.
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Gartenbau <i>Vermutlich mit Zierpflanzen über Baumschulen bzw. Pflanzenimporte eingebracht (Cech et al. 2016).</i>
Ersteinbringung:	Unbekannt <i>In Europa erstmals 2005 in Slowenien festgestellt (Jurc et al. 2005).</i>
Erstnachweis:	2013 <i>Erstmals im Februar 2013 im Stadtgebiet von München festgestellt (Cech et al. 2016).</i>

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Aktionsliste

<u>A) Gefährdung der Biodiversität</u>	<u>Vergebene Wertstufe</u>
Interspezifische Konkurrenz <i>Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.</i>	Nein
Prädation und Herbivorie	<i>nicht beurteilt</i>
Hybridisierung <i>Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.</i>	Nein
Krankheits- und Organismenübertragung <i>Der Pilz ist ein Parasit, der Acer-Arten befällt, insbesondere A. saccharum und A. rubrum (in Nordamerika) sowie A. campestre und A. pseudoplatanus (in Europa). Der Befall führt zu Stammkrümmungen, bei jüngeren Bäumen zu Einschnürungen und nachfolgender Braunfäule, die zum Stammbruch führen kann. Infektionen führen bei jungen Bäumen zum Absterben, bei älteren Bäumen zu erhöhter Bruchgefahr (Cech et al. 2016, Petercord & Straßer 2017).</i>	Ja
Negative ökosystemare Auswirkungen <i>Das Absterben der jungen Bäume kann die Sukzessionsdynamik und die Lichtverhältnisse und möglicherweise die Bodengenese und -zönose sowie die herbivoren Zönosen verändern, es liegen dazu aber keine Daten vor.</i>	Unbekannt
<u>B) Zusatzkriterien</u>	
Aktuelle Verbreitung <i>Bisher nur aus Bayern bekannt (Cech et al. 2016). Nach Ogris et al. (2006) besteht für 67% der Landesfläche Deutschlands ein sehr hohes Risiko, dass sich der Pilz ausbreitet. In Europa weit verbreitet, aber zerstreut, aus Kroatien, Österreich, Polen, Slowenien, der Tschechischen Republik und Ungarn gemeldet (Cech et al. 2016, Petercord & Straßer 2017).</i>	Kleinräumig
Sofortmaßnahmen <i>Befallene Bäume sollten frühzeitig erkannt und rasch entfernt werden; Verhinderung der weiteren Einschleppung mit kontaminiertem Pflanzenmaterial. Eine vollständige Beseitigung der Art aus Europa ist jedoch nicht mehr möglich.</i>	Vorhanden
<u>C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien</u>	
Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen <i>Die Art wurde bisher an Zierpflanzen im öffentlichen Grün, aber auch in Laubwaldbeständen und an Waldrändern gefunden (Cech 2007, Cech et al. 2016).</i>	Ja
Reproduktionspotenzial <i>Der Pilz produziert eine hohe Anzahl von sexuellen Sporen (Ascosporen) und gelegentlich asexuelle Sporen (Konidien), die aber nicht keimfähig sind (Cech 2007). Die Entwicklung der Fruchtkörper</i>	Hoch

beginnt erst nach 5-8 Jahren.

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Die Ascosporen werden bereits bei 4°C und ausreichender Feuchtigkeit als Sporenpakete durch Wind und Regen freigesetzt, jedoch nur über geringe Distanzen (ca. 25 Meter). Die zerstreuten, weit voneinander entfernten Nachweise in Europa legen nahe, dass die Art auch durch Pflanzentransporte ausgebreitet wird.

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Expansiv

Die Nachweise der Art haben seit der Entdeckung in Europa zugenommen und die weitere Ausbreitung ist anzunehmen (Ogris et al. 2006).

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Die weite Temperaturamplitude der Art könnte bei steigenden Temperaturen einen Konkurrenzvorteil darstellen.

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Unbekannt

Befallene Bäume können jahrelang überleben und der Schaden wird als eher gering eingestuft. Die Erhöhung der Bruchanfälligkeit könnte jedoch in Schutzwäldern einen zusätzlichen unerwünschten Destabilisierungsfaktor bedeuten (Cech 2007).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

Cech, T.L. (2007): Erstnachweis von *Eutypella parasitica* in Österreich. Forstschutz Aktuell 40: 10-13.

Cech, T.L., Schwanda, K., Klosterhuber, M., Straßer, L. & Kirisits, T. (2016): *Eutypella* canker of maple: first report from Germany and situation in Austria. For. Path. 46: 336-340.

Jurc, D., Ogris, N., Slippers, B. & Stenlid, J. (2005): First report of *Eutypella* canker of *Acer pseudoplatanus* in Europe. New Disease Reports, <http://www.bspp.org.uk/ndr/jan2006/2005-99.asp>

Ogris, N., Jurc, D. & Jurc, M. (2006): Spread risk of *Eutypella* canker of maple in Europe. EPPO Bulletin 36: 475-485.

Petercord, R. & Straßer, L. (2017): Ahorn-Stammkrebs ausgelöst durch *Eutypella parasitica*. AFZ-Der Wald 20: 34-35.

Bearbeitung und Prüfung

Wolfgang Rabitsch, Peter Karasch & Stefan Nehring
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Hymenoscyphus fraxineus – Eschentriebsterben

Systematik und Nomenklatur: *Hymenoscyphus fraxineus* (T. Kowalski) Baral, Queloz & Hosoya, 2014

Eschentriebsterben

Synonyme: *Chalara fraxinea* (Anamorph), *Hymenoscyphus pseudoalbidus*; Eschenwelke, Falsches Weißes Stengelbecherchen

Fungi, Ascomycota, Helotiaceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Etabliert

Ursprüngliches Areal: Ostasien

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Unbekannt

Wahrscheinlich mit infizierten Bäumen nach Europa eingeführt (Lüderitz et al. 2015), ein eindeutiger Nachweis fehlt bisher. Das Potenzial einer Einbringung mit infiziertem Saatgut wird als gering erachtet (Sullivan 2015).

Ersteinbringung: Unbekannt

In Europa wurde der Pilz zum ersten Mal 1992 in Nordost-Polen registriert (Baral & Bemann 2014).

Erstnachweis: 2006

Bereits 2002 auffällige Schäden und Absterbeerscheinungen an *Fraxinus excelsior* im Nordostdeutschen Tiefland beobachtet (Heydeck et al. 2005), der Nachweis gelang aber erst 2006 (Schuhmacher et al. 2007).

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Begründete Annahme

Der Pilz verdrängt vermutlich das heimische, nicht pathogene Weiße Stengelbecherchen (*Hymenoscyphus albidus*) (Pautasso et al. 2013, Baral & Bemann 2014).

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Es gibt heimische Vertreter der Gattung, eine Hybridisierung ist bisher nicht beobachtet worden.

Unbekannt

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

Parasitischer Pilz, der Triebe und Blätter von Eschen befällt. Verursacht in Europa das Eschentriebsterben (Baral & Bemann 2014). Bei hohem Infektionsdruck führen jährlich erneut stattfindende, starke Infektionen zu schweren Schäden bei der Gemeinen Esche, bis hin zum Absterben, oftmals begünstigt durch Sekundärinfektionen anderer Schadorganismen (NW-FVA 2016). Die Mortalität der Einzelbäume ist in der Naturverjüngung und in jüngeren Beständen sehr hoch und steigt mittlerweile auch in höheren Altersklassen. Bisher scheint ein kleiner Prozentsatz (1-2 %) der Eschen gegenüber der Erkrankung weniger anfällig zu sein (NW-FVA 2016).

Negative ökosystemare Auswirkungen

Begründete Annahme

Einflüsse auf Vegetationsdynamik, Veränderung von Nahrungsbeziehungen, Sukzessionsabläufen und Vegetationsstrukturen (Bestandsverluste von Gemeiner Esche mit Rückgang vergesellschafteter Arten, z.B. Eschen-Scheckenfalter) sowie Förderung anderer Eschenarten und Schadorganismen, Pautasso et al. 2013, NW-FVA 2016). Eine Gefährdung heimischer Arten wird angenommen.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Großräumig

Kommt in allen Bundesländern vor (Schumacher 2011, NW-FVA 2016, DGfM 2020).

Maßnahmen

Vorhanden

Resistenzzüchtungen in Forstbaumschulen und kontinuierlicher Ersatz in befallenen Beständen (Kirisits & Freinschlag 2014). Mechanische, chemische oder biologische Bekämpfung wird auf Grund geringer Erfolgsaussichten nicht empfohlen (Lüderitz et al. 2015).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Ja

Besiedelt regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebens-

räume wie Au- und Schluchtwälder.

Reproduktionspotenzial

Hoch

Es werden zahlreiche Konidien und unzählige Ascosporen gebildet (Timmermann et al. 2011).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Ascosporen werden durch Wind und Niederschlag weit ausgebreitet (Rieux et al. 2014), Ausbringung durch infizierte Baumschulware (Langer et al. 2015).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Expansiv

Seit 1992 starke Ausbreitung in Europa (Baral & Bemann 2014). Seit 2009 ist in Deutschland die Anzahl befallener Eschenbestände drastisch angestiegen und eine Verstärkung des Schadensfortschritts wurde festgestellt (NW-FVA 2016, DGfM 2020).

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Unbekannt

Möglicherweise könnten zunehmende Wärme und Luftfeuchte fördernd wirken.

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Forstwirtschaft (Befall verursacht Holzentwertung, Langer et al. 2015; Eschen gehören zu den wertvollsten Hölzern, sie werden vor allem im Möbelbau genutzt, Klädtke & Becker 2015), Sonstiges (erhöhter Kontroll- und Pflegeaufwand bei Eschen zur Gewährleistung der Verkehrssicherheit).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Ja

Verletzungsgefahr (in befallenen Eschenbeständen nimmt Kronentotholz stark zu, wodurch es verstärkt zu Astbruch kommen kann, Kirisits & Freinschlag 2014).

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

Baral, H.-O. & Bemann, M. (2014): *Hymenoscyphus fraxineus* vs. *Hymenoscyphus albidus* – A comparative light microscopic study on the causal agent of European ash dieback and related foliicolous, stroma-forming species. *Mycology* 5: 228-290.

DGfM (2019): Pilze Deutschlands. Deutsche Gesellschaft für Mykologie. <http://www.pilze-deutschland.de/>

Heydeck, P., Bemann, M. & Kontzog, H.-G. (2005): Triebsterben an Gemeiner Esche (*Fraxinus excelsior*) im nordostdeutschen Tiefland. *Forst und Holz* 60: 505-506.

Kirisits, T. & Freinschlag, C. (2014): Eschentriebsterben: Wissensstand und Praxisempfehlungen. *Kärntner Forstverein Information (KFV Info)* 73: 18-20.

Klädtke, J. & Becker, G. (2010): Holzeigenschaften und Verwendungsmöglichkeiten von Esche und Bergahorn. *FVA-einblick* 01/10: 10-12.

Langer, G.J., Harriehausen, U. & Bressemer, U. (2015): Eschentriebsterben und Folgeerscheinungen. *AFZ/Der Wald* 20/2015: 22-28.

Lüderitz, M., Winter, S. & Nehring S. (2015): Naturschutzfachliche Managementempfehlungen: *Hymenoscyphus pseudoalbidus* – Falsches Weißes Stengelbecherchen. In: Schmiedel, D. et al. (Hrsg.): *Management-Handbuch zum Umgang mit gebietsfremden Arten in Deutschland*. Band 1: Pilze, Niedere Pflanzen und Gefäßpflanzen. *Naturschutz und Biologische Vielfalt Heft* 141(1): 71-79.

NW-FVA (2016): Eschentriebsterben. Nordwestdeutsche Forstliche Versuchsanstalt, *Praxis-Information* Nr. 4: 30 S.

Pautasso, M., Aas, G., Queloz, V. & Holdenrieder, O. (2013): European ash (*Fraxinus excelsior*) dieback – a conservation biology challenge. *Biol. Conserv.* 158: 37-49.

Rieux, A., Soubeyrand, S., Bonnot, F., Klein, E.K., Ngando, J.E., Mehl, A., Ravigne, V. & de Lapeyre de Bellaire, L. (2014): Long-distance wind-dispersal of spores in a fungal plant pathogen: estimation of anisotropic dispersal kernels from an extensive field experiment. *PLoS ONE* 9(8): e103225.

Schumacher, J. (2011): The general situation regarding ash dieback in Germany and investigations concerning the invasion and distribution strategies of *Chalara fraxinea* in woody tissue. *EPPO Bull.* 41: 7-10.

Schumacher, J., Wulf, A. & Leonhard, S. (2007): Erster Nachweis von *Chalara fraxinea* T. Kowalski sp. nov. in Deutschland – ein Verursacher neuartiger Schäden an Eschen. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 59: 121-123.

Sullivan, M. (2015): CPHST Pest Datasheet for *Chalara fraxinea*. *USDA-APHIS-PPQ-CPHST*: 16 S.

Timmermann, V., Børja, I., Hietaka, A.M., Kirisits, T. & Solheim, H. (2011): Ash dieback: pathogen spread and diurnal patterns of ascospore dispersal, with special emphasis on Norway. *EPPO Bull.* 41: 14-20.

Bearbeitung und Prüfung

Peter Karasch, Hans Halbwachs & Stefan Nehring

2016-09-06, überarbeitet 2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Lecanosticta acicola – Lecanostica-Nadelbräune

Systematik und Nomenklatur: *Lecanosticta acicola* (Thüm.) Syd., 1924

Lecanostica-Nadelbräune

Synonyme: *Cryptosporium acicola*, *Dothistroma acicola*, *Septoria acicola*; Teleomorph: *Mycosphaerella dearnessii*, *Scirrhia acicola*, Braunfleckenkrankheit

Aufgrund der Verwechslungsgefahr mit der *Dothistroma*-Nadelbräune kann ein eindeutiger Nachweis erst im Labor nach mikroskopischer und genetischer Untersuchung erbracht werden (Straßer et al. 2016).

Fungi, Ascomycota, Mycosphaerellaceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Etabliert

Ursprüngliches Areal: Südöstliche U.S.A.

Die Hauptfruchtform wurde bislang nur in den feuchten und warmen Teilen der südlichen U.S.A. nachgewiesen, während in Europa nur die Nebenfruchtform auftritt. Aktuell auch aus anderen Teilen Nordamerikas, aus Mexiko, Zentralamerika und Asien (China, Korea, Japan) gemeldet; Angaben aus Südafrika sind Verwechslungen (EPPO 2019).

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Unbekannt

Vermutlich mit Zierpflanzen in Baumschulen oder durch den Transport von lebenden Kiefern oder Kiefernadeln eingebracht (Blaschke 2001). Nach Pehl (1995) ist eine Einschleppung mit Saatgut, das mit infizierten Nadelrückständen verunreinigt war, nicht auszuschließen. Nach EPPO (2015) ist eine Verschleppung von Sporen an Schuhen und Kleidung durch Touristen denkbar. Genetische Daten weisen auf eine mehrfache interkontinentale Einbringung und überwiegend natürliche Ausbreitung innerhalb Europas (Janoušek et al. 2016).

Ersteinbringung: Unbekannt

In Europa ist der Pilz wahrscheinlich zum ersten Mal 1976-1977 in Kroatien nachgewiesen worden (EPPO 2019).

Erstnachweis: 2000

Ende Oktober 1994 wurde die Konidienform des Pilzes erstmals in Bayern in einem Garten im Ortsbereich von Murnau an Latschen-Nadeln nachgewiesen (Pehl 1995). Im Jahr 2000 erfolgte der zweite Nachweis aus Bayern in der freien Natur an Latschen in einem Moor am Chiemsee (Blaschke 2000).

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Aktionsliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

Der Pilz befällt *Pinus*-Arten, in Deutschland wurde er bisher nur an *P. mugo* festgestellt (Straßer et al. 2016). Der Pilz führt zu Verfärbungen und Nekrosen, Triebsterben, vorzeitigem Nadelfall und verzögertem Wachstum, besonders bei jungen Pflanzen; bei mehrjährigem Befall kann er seinen Wirt abtöten (Pehl 1995, Straßer et al. 2016). Massiver Nadelverlust und Schwächung der Pflanzen (*P. mugo* in Bayern, Blaschke 2001).

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Blaschke (2001) und Straßer et al. (2016) weisen auf die mögliche negative Bedeutung für Latschen Schutzwälder hin. Nadelverluste bzw. das Absterben der Bäume verändert die Lichtverhältnisse und möglicherweise die Bodengenese und -zönose sowie die herbivoren Zönosen in intakten Mooren, es liegen dazu aber keine Daten vor.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Kleinräumig

Der Pilz ist von mehreren Standorten in Bayern mit geringen Befallsintensitäten bekannt (Pehl 1995, EPPO 2000, Straßer et al. 2016). 2018 wurde der Pilz in einer Baumschule in Sachsen und in einem Garten in Baden-Württemberg nachgewiesen (Rinke et al. 2018). In Europa aus Estland, Frankreich, Italien, Irland, Kroatien, Lettland, Litauen, Niederlande, Österreich, Portugal, Rumänien, Schweiz, Schweden, Slowenien und der Tschechischen Republik gemeldet (EPPO 2019).

Sofortmaßnahmen

Die Behandlung mit Fungiziden ist in naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen nicht erwünscht, in Gärten aber möglich. Erfolgversprechend sind die Entfernung befallener Bäume (inkl. der am Boden liegenden Nadeln und Triebe), verstärkte Kontrollen in Baumschulen und die ausschließliche Zulassung von Importen bzw. Verwendung von Jungpflanzen aus befallsfreien Quellen (EPPO 1997).

Vorhanden

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Regelmäßige Nachweise stammen aus Wald-Hochmooren (Blaschke 2000, Straßer et al. 2016) und Gärten (Pehl 1995), ein einzelner Fund liegt aus einem Latschengebüsch entlang eines Gebirgsflusses vor (Straßer et al. 2016). Ein Nachweis in Tirol liegt in einem Naturschutzgebiet, wo eine Fläche von rund 60 ha befallen ist (EPPO 2015).

Ja

Reproduktionspotenzial

Der Pilz produziert eine hohe Anzahl von sexuellen Sporen (Ascosporen) und asexuellen Sporen (Konidien) in den Fruchtkörpern. Der Lebenszyklus wird in 1-2 Jahren durchlaufen.

Hoch

Ausbreitungspotenzial

Ascosporen werden durch Wind und Regen, die Konidiosporen im Frühling bei ausreichender Feuchte durch Wind, Regen- oder Nebeltropfen, vermutlich auch durch Insekten sowie durch Forstgeräte und -maschinen, ausgebreitet; infizierte Nadeln und Triebe sowie kontaminiertes Saatgut können über größere Distanzen transportiert werden (EPPO 1997).

Hoch

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Der Pilz wurde zwischen 1994 und 2000 nur zweimal aus Bayern gemeldet (Pehl 1995, EPPO 2000), 2015 konnte er in 12 neuen Gebieten nachgewiesen werden (Straßer et al. 2016).

Expansiv

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Der Pilz gilt als Profiteur der Klimaerwärmung (Straßer et al. 2016); die Art toleriert unterschiedliche Klimabedingungen, warmes und feuchtes Wetter begünstigt die Ausbreitung und Infektion.

Ja

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Lecanosticta-Nadelbräune ist eine bedeutende *Pinus*-Erkrankung und verursacht in Nordamerika große Schäden in Christbaumkulturen (EPPO 1997). In Europa sind Schäden bislang nicht relevant.

Ja

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401. Die Art ist ein Quarantäneschadorganismus und im Anhang II der Richtlinie 2000/29/EG gelistet.

Quellen

Blaschke, M. (2000): *Lecanosticta*-Nadelbräune der Kiefer. AFZ-Der Wald 55/13: 700-701.

Blaschke, M. (2001): Gefährdet Pilzbefall unsere Latschen? Quarantäneschädlinge an autochthonen Latschen. Jb. Ver. Schutz Bergwelt 66: 93-98.

EPPO (1997): *Mycosphaerella dearnessii* and *Mycosphaerella pini*.
https://www.eppo.int/QUARANTINE/data_sheets/fungi/SCIRSP_ds.pdf

EPPO (2000): 2000/171 Situation of several quarantine pests in Germany in 1999 and 2000. EPPO Reporting Service 11/2000. <https://gd.eppo.int/reporting/article-3202>

EPPO (2015): Outbreak of *Lecanosticta acicola* in Tyrol, Austria. EPPO Reporting Service 10/2015.
<https://gd.eppo.int/reporting/article-5139>

EPPO (2019): <https://gd.eppo.int/taxon/SCIRAC/distribution>

Janoušek, J., Wingfield, M., Monsivais, J., Jankovský, L., Stauffer, C., Konečný, A. & Barnes, I. (2016): Genetic analyses suggest separate introductions of the pine pathogen *L. acicola* into Europe. *Phytopathol.* 106: 1413-1425.

Pehl, L. (1995): *Lecanosticta*-Nadelbräune. Eine neue Kiefernkrankheit in der Bundesrepublik Deutschland. *Nachrichtenbl. Deutsch. Pflanzenschutzd.* 47: 305-309.

Rinke, F., Hinrichs-Berger, J. & Mühleisen, J. (2018): *Lecanosticta*-Nadelbräune an Kiefer. LTZ, Karlsruhe: 4 S.

Straßer, L., Hausknecht, B. & Nanning, A. (2016): *Lecanosticta*-Nadelbräune – Quarantäne-Schädling in Bayern. *AFZ-DerWald* 12/2016: 44-45.

Bearbeitung und Prüfung

Hans Halbwachs, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Ophiostoma novo-ulmi – Neues Ulmensterben

Systematik und Nomenklatur: *Ophiostoma novo-ulmi* Brasier, 1991

Neues Ulmensterben

Synonyme: *Graphium novo-ulmi*, *Ceratocystis ulmi*, Ulmenwelke

Es wird angenommen, dass der erste Ausbruch in der Ukraine in den 1940er-Jahren durch die Unterart *novo-ulmi* erfolgte. Später wurde die Unterart *americana* von Nordamerika nach Großbritannien eingeschleppt. Die Areale bei den Unterarten überlappen sich in Europa und Hybride wurden festgestellt (Konrad et al. 2002).

Fungi, Ascomycota, Ophiostomataceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Etabliert

Ursprüngliches Areal: Unbekannt

Als Herkunftsgebiet wird das zentrale Ostasien (Himalayaregion) vermutet (Brasier & Kirk 2001).

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Holzhandel, Biovektoren, Verpackungsmaterial

Der Pilz wurde mit Furnierholz von Kanada nach Europa eingeschleppt (CABI 2019).

Ersteinbringung: 1940-1970

Erstmals für Europa in den 1940er-Jahren in der Ukraine (ssp. *novo-ulmi*) und in den 1960er-Jahren in Großbritannien (ssp. *americana*) festgestellt (CABI 2019).

Erstnachweis: 1970-1974

An Ulmen aller Altersklassen in Oberbayern bei Rosenheim (Maschning 1974), 1973 in Freiburg.

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Unbekannt

Die Art hat die zuvor aus Asien eingeschleppte *O. ulmi* fast vollständig verdrängt (Brasier 1991). Es wird vermutet, dass die heimische Art *Uncinula clandestina* verdrängt wurde (Scholler 1999).

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Begründete Annahme

Ophiostoma-Arten haben ein hohes Hybridisierungspotenzial, sodass jederzeit neue Arten oder veränderte Krankheitsbilder entstehen können (Brasier 2001, Brasier & Kirk 2010).

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

Der Pilz befällt alle heimischen Ulmen-Arten, bevorzugt geschwächte Individuen. Infizierte Individuen zeigen Kronenwelken, verfärbte Blätter und frühzeitigen Blattfall („Ulmenwelke“). Junge Bäume können nach kurzer Zeit, ältere Bäume nach mehreren Jahren absterben. Übertragen wird die Krankheit durch heimische Ulmensplintkäfer (*Scolytus scolytus* und *S. multistriatus*) (Santini & Faccoli 2015).

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Bei fortgeschrittener Schädigung von Ulmen kann sich die Vegetationsstruktur und -dynamik ändern; Einflüsse auf Erosion, Bodenbildung, Nahrungsbeziehungen, Herbivorengemeinschaften sowie den Wasser- und Strahlungshaushalt sind denkbar (Österreich, Mayer & Reimoser 1978). Das Ulmensterben hat negative Auswirkungen auf andere Pilze, die an Ulmen gebunden sind (z.B. Mykorrhiza-Pilze), darunter *Entoloma*-Arten für die Deutschland in besonders hohem Maße verantwortlich ist (Lüderitz & Gminder 2014).

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Großräumig

In ganz Deutschland verbreitet (Brasier 1991).

Maßnahmen

Vorhanden

Mechanische Bekämpfung (Entfernen befallener Triebe bei schwach infizierten Ulmen, stark befallene Ulmen sollten gefällt und entfernt werden. Das Lagern von Ulmenholz im Wald sollte unterbunden und die Ulmenverjüngung gefördert werden; Brasier 1996). Biologische Bekämpfung (Beimpfung mit einer Konidienmischung des *Verticillium* Isolates WCS850; Scheffer et al. 2008). Änderungen in der Landnutzung (Verwendung gezüchteter resistenter Ulmen, vor allem im urbanen Bereich; Buiteveld et al. 2015). Chemische Bekämpfung (Desinfektion von Importholz). Detaillierter Überblick bei Lüderitz et al. (2015).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Ja

Hang- und Schluchtwälder, auch in Au- und Mischwäldern.

Reproduktionspotenzial

Hoch

Der Pilz hat verschiedene asexuelle Stadien, in denen zahlreiche Konidien gebildet werden. In den Fraßgängen der Käfer werden (selten) sexuelle Stadien gebildet, die viele Sporen produzieren (Brasier 1991, Brasier & Buck 2001).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Sporen und Konidien werden durch Käfer über große Entfernungen ausgebreitet (Brasier 1991). Eine Verschleppung mit infiziertem Holz ist über große Entfernungen möglich. Nur selten wird der Pilz über den Wind ausgebreitet.

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Stabil

Es ist keine auffällige Häufung von aktuellen Nachweisen in den letzten Jahren dokumentiert.

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Durch die prognostizierte Erwärmung könnte sich der Pilz nach Norden ausbreiten (Brasier 1991).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Gartenbau (Schäden an Ulmen in Parks und Gärten) (CABI 2019).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Brasier, C.M. (1991): *Ophiostoma novo-ulmi* sp. nov., causative agent of the current Dutch elm disease pandemics. Mycopathologia 115: 151-161.
- Brasier, C.M. (1996): New horizons in Dutch elm disease control. Report on Forest Research 1996, Forestry Commission, Edinburgh: 20-28.
- Brasier, C.M. (2001): Rapid evolution of introduced plant pathogens via interspecific hybridization. BioScience 51: 123-133.
- Brasier, C.M. & Buck, K.W. (2001): Rapid evolutionary changes in a globally invading fungal pathogen (Dutch elm disease). Biol. Invasions 3: 223-233.
- Brasier, C.M. & Kirk, S.A. (2001): Designation of the EAN and NAN races of *Ophiostoma novo-ulmi* as subspecies. Mycol. Res. 105: 547-554.
- Brasier, C.M. & Kirk, S.A. (2010): Rapid emergence of hybrids between the two subspecies of *Ophiostoma novo-ulmi* with a high level of pathogenic fitness. Plant Pathol. 59: 186-199.
- Buiteveld, J., Van Der Werf, B. & Hiemstra, J.A. (2015): Comparison of commercial elm cultivars and promising unreleased Dutch clones for resistance to *Ophiostoma novo-ulmi*. iForest 8: 158-164.
- CABI (2019): <http://www.cabi.org/isc/datasheet/37594>
- Konrad, H., Kirisits, T., Riegler, M., Halmschlager, E. & Stauffer, C. (2002): Genetic evidence for natural hybridization between the Dutch elm disease pathogens *Ophiostoma novo-ulmi* ssp. *novo-ulmi* and *O. novo-ulmi* ssp. *americana*. Plant Pathology 51: 78-84.
- Lüderitz, M. & Gminder, A. (2014): Verantwortungsarten bei Großpilzen in Deutschland. Beih. Z. Mykol. 13: 1-224.
- Lüderitz, M., Winter, S. & Nehring, S. (2015): Naturschutzfachliche Managementempfehlungen. *Ophiostoma novo-ulmi*. In: Schmiedel, D. et al. (Hrsg.): Management-Handbuch zum Umgang mit gebietsfremden Arten in Deutschland. Naturschutz und Biologische Vielfalt 141(1): 80-97.
- Maschnig, E. (1974): Das Ulmensterben, neue Gefahren durch eine alte Krankheit. Allgemeine Forstzeitschrift München 29: 306-308.
- Mayer, H. & Reimoser, F. (1978): Die Auswirkungen des Ulmensterbens im Buchen-Naturwaldreservat Dobra (Niederösterreichisches Waldviertel). Forstwissenschaftliches Centralblatt 97: 314-321.
- Santini, A. & Faccoli, M. (2015): Dutch elm disease and elm bark beetles: a century of association. iForest 8: 126-134.
- Scheffer, R., Voeten, J. & Guries, R. (2008): Biological control of Dutch elm disease. Plant Disease 92: 192-200.
- Scholler, M. (1999): Obligate phytoparasitic neomycetes in Germany: diversity, distribution, introduction patterns, and consequences. Texte Umweltbundesamt 18: 64-75.

Bearbeitung und Prüfung

Julia Kruse, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Ophiostoma ulmi – Holländisches Ulmensterben

Systematik und Nomenklatur:	<i>Ophiostoma ulmi</i> (Buism.) Nannf., 1934 Holländisches Ulmensterben Synonyme: <i>Ceratocystis ulmi</i> , <i>Ceratostomella ulmi</i> , Holländische Ulmenkrankheit Fungi, Ascomycota, Ophiostomataceae
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Etabliert
Ursprüngliches Areal:	Unbekannt <i>Als Herkunftsgebiet wird das zentrale Ostasien (Himalayaregion) vermutet (Brasier 1990, Brasier & Kirk 2001).</i>
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Biovektoren, Gartenbau, Holzhandel <i>Der Pilz wurde vermutlich mit Importholz (Baumschulmaterial, Gartenbau) eingeschleppt.</i>
Ersteinbringung:	1910-1918 <i>Erstmals für Europa 1918 in den Niederlanden, Belgien und Frankreich festgestellt, wird eine Einbringung ab 1910 vermutet (Brasier 1990).</i>
Erstnachweis:	1921 <i>Nach Gibbs (1978) ohne nähere Angaben erstmals 1921 in Deutschland festgestellt.</i>

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

*Die Art wurde von der später eingeschleppten *Ophiostoma novo-ulmi* fast vollständig verdrängt (Brasier 1991). Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.*

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Begründete Annahme

Ophiostoma-Arten haben ein hohes Hybridisierungspotenzial, sodass jederzeit neue Arten oder veränderte Krankheitserreger entstehen können (Brasier 2001, Brasier & Kirk 2010).

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

*Der Pilz befällt alle heimischen Ulmen-Arten, bevorzugt geschwächte Individuen. Infizierte Individuen zeigen Kronenwelken, verfärbte Blätter und frühzeitigen Blattfall („Ulmenwelke“). Junge Bäume können nach kurzer Zeit, ältere Bäume nach mehreren Jahren absterben. Zwischen 1910 und 1940 sind 10-40% der Ulmen in Europa abgestorben (Gibbs 1978). Übertragen wird die Krankheit durch heimische Ulmensplintkäfer (*Scolytus scolytus* und *S. multistriatus*) (Santini & Faccoli 2015).*

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Ulmenreinbestände sind selten, bei fortgeschrittener Schädigung von Ulmen kann sich aber die Vegetationsstruktur und -dynamik ändern; Einflüsse auf Erosion, Bodenbildung, Nahrungsbeziehungen, Herbivorengemeinschaften sowie den Wasser- und Strahlungshaushalt sind denkbar (Österreich, Mayer & Reimoser 1978). Das Ulmensterben hat auch negative Auswirkungen auf andere Pilze, die an Ulmen gebunden sind (z.B. Mykorrhiza-Pilze), darunter Entoloma-Arten für die Deutschland in besonders hohem Maße verantwortlich ist (Lüderitz & Gminder 2014).

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Großräumig

In ganz Deutschland verbreitet (Brasier 1991).

Maßnahmen

Vorhanden

*Mechanische Bekämpfung (Entfernen befallener Triebe bei schwach infizierten Ulmen, stark befallene Ulmen sollten gefällt und entfernt werden. Das Lagern von Ulmenholz im Wald sollte unterbunden und die Ulmenverjüngung gefördert werden; Brasier 1996). Biologische Bekämpfung (Beimpfung mit einer Konidienmischung des *Verticillium* Isolates WCS850; Scheffer et al. 2008). Änderungen in der Landnutzung (Verwendung gezüchteter resistenter Ulmen, vor allem im urbanen Bereich; Solla et al. 2005, Buiteveld et al. 2015). Chemische Bekämpfung (Desinfektion von Importholz). Detaillierter Überblick bei Lüderitz et al. (2015).*

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Ja

Hang- und Schluchtwälder, auch in Au- und Mischwäldern.

Reproduktionspotenzial

Hoch

Der Pilz hat verschiedene asexuelle Stadien, in denen zahlreiche Konidien gebildet werden. In den Fraßgängen der Käfer werden (selten) sexuelle Stadien gebildet, die viele Sporen produzieren (Brasier 1991, Brasier & Buck 2001).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Sporen und Konidien werden durch Käfer über große Entfernungen ausgebreitet (Brasier 1991). Eine Verschleppung mit infiziertem Holz ist über große Entfernungen möglich. Nur selten wird der Pilz über den Wind ausgebreitet.

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Zurückgehend

Es ist keine auffällige Häufung von aktuellen Nachweisen zu erkennen, eher ist ein Rückgang festzustellen (CABI 2019).

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Durch die prognostizierte Erwärmung könnte sich der Pilz nach Norden ausbreiten (Brasier 1991).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Gartenbau (Schäden an Ulmen in Parks und Gärten) (CABI 2019).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: *Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.*

Quellen

- Brasier, C.M. (1990): China and the origins of dutch elm disease: an appraisal. *Plant Pathol.* 39: 5-16.
- Brasier, C.M. (1991): *Ophiostoma novo-ulmi* sp. nov., causative agent of the current Dutch elm disease pandemics. *Mycopathologia* 115: 151-161.
- Brasier, C.M. (1996): New horizons in Dutch elm disease control. Report on Forest Research 1996, Forestry Commission, Edinburgh: 20-28.
- Brasier, C.M. (2001): Rapid evolution of introduced plant pathogens via interspecific hybridization. *BioScience* 51: 123-133.
- Brasier, C.M. & Buck, K.W. (2001): Rapid evolutionary changes in a globally invading fungal pathogen (Dutch elm disease). *Biol. Invasions* 3: 223-233.
- Brasier, C.M. & Kirk, S.A. (2001): Designation of the EAN and NAN races of *Ophiostoma novo-ulmi* as subspecies. *Mycol. Res.* 105: 547-554.
- Brasier, C.M. & Kirk, S.A. (2010): Rapid emergence of hybrids between the two subspecies of *Ophiostoma novo-ulmi* with a high level of pathogenic fitness. *Plant Pathol.* 59: 186-199.
- CABI (2019): <http://www.cabi.org/isc/datasheet/12165>
- Gibbs, J.N. (1978): Intercontinental epidemiology of Dutch elm disease. *Annu. Rev. Phytopathol.* 16: 287-307.
- Lüderitz, M. & Gminder, A. (2014): Verantwortungsarten bei Großpilzen in Deutschland. *Beih. Z. Mykol.* 13: 1-224.
- Lüderitz, M., Winter, S. & Nehring, S. (2015): Naturschutzfachliche Managementempfehlungen. *Ophiostoma ulmi*. In: Schmiedel, D. et al. (Hrsg.): Management-Handbuch zum Umgang mit gebietsfremden Arten in Deutschland. Naturschutz und Biologische Vielfalt 141(1): 98-113.
- Mayer, H. & Reimoser, F. (1978): Die Auswirkungen des Ulmensterbens im Buchen-Naturwaldreservat Dobra (Niederösterreichisches Waldviertel). *Forstwissenschaftliches Centralblatt* 97: 314-321.
- Santini, A. & Faccoli, M. (2015): Dutch elm disease and elm bark beetles: a century of association. *iForest* 8: 126-134.
- Scheffer, R., Voeten, J. & Guries, R. (2008): Biological control of Dutch elm disease. *Plant Disease* 92: 192-200.
- Solla, A., Bohnens, J., Collin, E., Diamandis, S., Franke, A., Gil, L., Burón, M., Santini, A., Mittempergher, L., Pinon, J. & Broeck, A.V. (2005): Screening European elms for resistance to *Ophiostoma novo-ulmi*. *For. Sci.* 51: 134-141.

Bearbeitung und Prüfung

Julia Kruse, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Phytophthora x alni – Erlensterben

Systematik und Nomenklatur:	<i>Phytophthora x alni</i> (Brasier & S.A. Kirk) Husson, Iosif & Marçais, 2015 Erlensterben Synonyme: <i>Phytophthora alni</i> subsp. <i>alni</i> , <i>P. cambivora x fragariae</i> Chromista, Oomycota, Peronosporaceae
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Etabliert
Ursprüngliches Areal:	Kein natürliches Areal <i>Phytophthora x alni</i> ist in Europa durch Hybridisierung aus <i>P. uniformis</i> und <i>P. x multiformis</i> entstanden (Husson et al. 2015), möglicherweise in Baumschulen (Jung et al. 2016). Genetische Daten zeigen, dass <i>P. uniformis</i> aus Nordamerika stammen dürfte (Aguayo et al. 2013).
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Biovektoren, Gartenbau, Tierzucht (außer Aquakultur) Vermutlich primär mit infizierten Pflanzen- bzw. Baumschulmaterial nach Europa eingeführt (Jung et al. 2016), möglicherweise auch mit Salmonidenimporten im Wasser (Cech 2013).
Ersteinbringung:	Unbekannt Charakteristische Symptome abgestorbener Erlen zwischen 1985 und 1987 in Österreich (Cech 1997). Mit Sicherheit erstmals für Europa 1993 in Großbritannien festgestellt (Gibbs 1995).
Erstnachweis:	1994 Die Infektion wurde 1994 in Niedersachsen und 1995 in Bayern festgestellt (Hartmann 1995).

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

<u>A) Gefährdung der Biodiversität</u>	<u>Vergebene Wertstufe</u>
Interspezifische Konkurrenz Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.	Nein
Prädation und Herbivorie	nicht beurteilt
Hybridisierung <i>Phytophthora</i> -Arten haben ein hohes Hybridisierungspotenzial, sodass jederzeit neue Arten oder veränderte Krankheitserreger entstehen können (Ersek & Nagy 2008).	Begründete Annahme
Krankheits- und Organismenübertragung Der Pilz befällt die Wurzeln und den unteren Stammbereich von Schwarz-Erle (<i>Alnus glutinosa</i>) und Grau-Erle (<i>A. incana</i>). Durch Wurzel- oder Wurzelhalsfäule wird die Nährstoffversorgung verringert, das Baumwachstum verzögert und der Baum stirbt nach einigen Monaten oder Jahren ab (Schuhmacher et al. 2006, Clemenz et al. 2008).	Ja
Negative ökosystemare Auswirkungen Bei fortgeschrittener Schädigung verlieren Erlenbestände die Funktion der Uferstabilisierung und werden bei Hochwasser mitgerissen; Veränderung der Vegetationsstruktur und -dynamik; erhöhte Erosion; Bestandsausfälle von über 80% (Österreich, Cech 2013). Auswirkungen auf die Erlen-typische Herbivoren-Zönose und deren Antagonisten sind nicht untersucht.	Begründete Annahme
<u>B) Zusatzkriterien</u>	
Aktuelle Verbreitung In Deutschland weit verbreitet (Klenke & Scholler 2015).	Großräumig
Maßnahmen Resistenzforschung (einzelne Bäume zeigen Resistenz bzw. Toleranz gegenüber Infektionen, Štochlová et al. 2016); Mechanische Kontrolle (Beseitigung, Wurzelrodung) nur ausnahmsweise sinnvoll; Baumpflege („Auf den Stock setzen“) unterschiedlich erfolgreich (Jung & Blaschke 2004, Webber et al. 2004); weitere Maßnahmen siehe Lüderitz et al. (2015).	Vorhanden
<u>C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien</u>	
Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen	Ja

In Auwäldern und flussbegleitenden Erlenbeständen mit stagnierendem und langsam fließendem Wasser (Jung & Blaschke 2004). Der Pilz meidet Standorte über sauren Böden (pH < 4,5).

Reproduktionspotenzial

Hoch

Es wird eine hohe Anzahl von vegetativen Sporangien in der Erde und von sexuellen Zoosporen im Wasser gebildet (Erwin & Ribeiro 1996).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Die begeißelten Zoosporen können aktiv schwimmen; Ausbreitung der Sporen über Luft oder Bodentiere (Erwin & Ribeiro 1996). Eine Verschleppung über größere Distanzen erfolgt mit infiziertem Holz, Pflanzen und Erde sowie kontaminiertem Wasser (Jung & Blaschke 2004, Cech 2013).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Expansiv

Der Pilz scheint aktuell in Deutschland und Europa zuzunehmen (Klenke & Scholler 2015).

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Niedrige Winter- und hohe Sommertemperaturen wirken limitierend, eine Förderung durch den Klimawandel ist regionsspezifisch möglich (Aguayo et al. 2014).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Schäden an flussbegleitenden Auwäldern verringern den natürlichen Hochwasserschutz, destabilisieren Uferböschungen und verstärken Hochwasserschäden und begünstigen die Erosion.

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Aguayo, J., Adams, G.C., Halkett, F., Catal, M., et al. (2013): Strong genetic differentiation between North American and European populations of *Phytophthora alni* subsp. *uniformis*. *Phytopathol.* 103: 190-199.
- Aguayo, J., Elegbede, F., Husson, C., Saintonge, F.-X. & Marçais, B. (2014): Modeling climate impact on an emerging disease, the *Phytophthora alni*-induced alder decline. *Glob. Change Biol.* 20: 3209-3221.
- Cech, T. (1997): *Phytophthora* – Krankheit der Erle in Österreich. *Forstschutz Aktuell* 19/20: 14-16.
- Cech, T. (2013): *Phytophthora alni*, Erreger der Wurzelhalsfäule der Erle – eine invasive Art? *Forstschutz Aktuell* 57/58: 48-50.
- Clemenz, C., Fleischmann, F., Häberle, K.-H., Matyssek, R. & Oßwald, W. (2008): Photosynthetic and leaf water potential responses of *Alnus glutinosa* saplings to stem-base inoculation with *Phytophthora alni* subsp. *alni*. *Tree Physiol.* 28: 1703-1711.
- Érsek, T. & Nagy, Z.A. (2008): Species hybrids in the genus *Phytophthora* with emphasis on the alder pathogen *Phytophthora alni*: a review. *Eur. J. Plant Pathol.* 122: 31-39.
- Erwin, D.C. & Ribeiro, O.K. (1996): *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press, St. Paul, Minnesota: 562 S.
- Gibbs, J.N. (1995): *Phytophthora* root disease of alder in Britain. *EPPO Bull.* 25: 661-664.
- Hartmann, G. (1995): Wurzelhalsfäule der Schwarzerle (*Alnus glutinosa*) – eine bisher unbekannte Pilzkrankheit durch *Phytophthora cambivora*. *Forst und Holz* 50: 555-557.
- Husson, C., Aguayo, J., Revellin, C., Frey, P., Ios, R. & Marçais, B. (2015): Evidence for homoploid speciation in *Phytophthora alni* supports taxonomic reclassification in this species complex. *Fungal Genet. Biol.* 77: 12-21.
- Jung, T. & Blaschke, H. (2004): *Phytophthora* root and collar rot of alders in Bavaria: distribution, modes of spread and possible management strategies. *Plant Path.* 53: 197-208.
- Jung, T., Orlikowski, L., Henricot, B. et al. (2016): Widespread *Phytophthora* infestations in European nurseries put forest, semi-natural and horticultural ecosystems at high risk of *Phytophthora* diseases. *For. Path.* 46: 134-163.
- Klenke, F. & Scholler, M. (2015): Pflanzenparasitische Kleinpilze. Springer Spektrum, Berlin, Heidelberg: 1172 S.
- Lüderitz, M., Winter, S. & Nehring, S. (2015): Naturschutzfachliche Managementempfehlungen. *Phytophthora alni*. In: Schmedel, D. et al. (Hrsg.): Management-Handbuch, Bd. 1. Naturschutz und Biologische Vielfalt 141(1): 114-125.
- Schuhmacher, J., Leonhard, S., Grundmann, B.M. & Roloff, A. (2006): New alder disease in Spreewald biosphere reserve – causes and incidental factors of an epidemic. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 58: 141-147.
- Štochlová, P., Novotná, K. & Černý, K. (2016): Variation in *Alnus glutinosa* susceptibility to *Phytophthora x alni* infection and its geographic pattern in the Czech Republic. *For. Path.* 46: 3-10.
- Webber, J., Gibbs, J. & Hendry, S. (2004): *Phytophthora* disease of alder. Forestry Commission, Edinburgh: 6 S.

Bearbeitung und Prüfung

Julia Kruse, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Phytophthora cambivora

Systematik und Nomenklatur:	<i>Phytophthora cambivora</i> (Petri) Buisman, 1927 – Synonyme: <i>Blepharospora cambivora</i> , Tintenkrankheit Chromista, Oomycota, Peronosporaceae
Lebensraum:	Terrestrischer Lebensraum
Status:	Etabliert
Ursprüngliches Areal:	Unbekannt <i>Die Art kommt aktuell auf allen Kontinenten vor, nach Sieber (2014) stammt sie ursprünglich aus Australien.</i>
Einführungsweise:	Unabsichtlich
Einfuhrvektoren:	Biovektoren, Gartenbau <i>Vermutlich mit infizierten Pflanzen- bzw. Baumschulmaterial nach Europa eingeführt (CABI 2019).</i>
Ersteinbringung:	Unbekannt <i>In Europa möglicherweise schon seit dem 18. Jh. in Spanien, erstmals sicher belegt 1838 in Portugal (Vannini & Vettrano 2001). Seit den 1990er-Jahren im Mittelmeergebiet und auch in Mitteleuropa zunehmend (Vettrano et al. 2001).</i>
Erstnachweis:	1994-1995 <i>Im Zeitraum Juni 1994 bis Februar 1995 in der Nähe von Freising in einem 120-150 Jahre alten Eichenbestand festgestellt (Jung et al. 1996).</i>

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Begründete Annahme

Phytophthora-Arten haben ein hohes Hybridisierungspotenzial, sodass jederzeit neue Arten oder veränderte Krankheitserreger entstehen können (Érsek & Nagy 2008).

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

Der Pilz ist ein Parasit und befällt vor allem die Wurzeln und den unteren Stammbereich der Wirtspflanzen, insbesondere Edelkastanien und Buchen, aber auch Eichen und andere Baumarten (Hartmann & Blank 1998, 2002, Brasier & Kirk 2001, Jung 2009; Tschechien, Černý et al. 2006; Italien, Vannini & Vettrano 2001, Vettrano et al. 2001). Durch den Befall wird die Nährstoffversorgung verringert, es bilden sich Nekrosen, Blattwelken, Kronenlichten, das Baumwachstum wird verzögert. Jungbäume sterben nach Monaten, ältere Bäume nach Jahren.

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Bei fortgeschrittener Schädigung von Baumbeständen verändern sich Vegetationsstruktur und -dynamik; Einflüsse auf Erosion, Bodenbildung, Nahrungsbeziehungen, den Wasser- und Strahlungshaushalt sind denkbar (Jung et al. 2013), aber nicht untersucht.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Großräumig

Von Jung (2009) in 38% der untersuchten Buchenwald-Standorte in Bayern festgestellt. Vorkommen sind auch aus Eichenwäldern dokumentiert (Jung et al. 2013). Aus allen Nachbarländern bekannt (CABI 2019).

Maßnahmen

Vorhanden

Resistenzforschung (Edelkastanien zeigen unterschiedliche Toleranz gegenüber Infektionen, Robin et al. 2006); Mechanische Kontrolle (Beseitigung, Wurzelrodung; nur sinnvoll, wenn gesichert ist, dass die Ausbreitung des Pilzes nicht gefördert wird); Baumpflege („Auf den Stock setzen“) teilweise erfolgreich (Jung & Blaschke 2004). Chemische Kontrolle (Fungizide, Wirksamkeit vom Grad der Infektion abhängig, Gentile et al. 2009); Keine Erdtransporte von kontaminierten Standorten.

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Ja

In natürlichen Wald-Standorten, Baumschulen und Pflanzungen (Jung 2009, Jung et al. 2016).

Reproduktionspotenzial	Hoch
Es wird eine hohe Anzahl von vegetativen Sporangien (in der Erde) und von Zoosporen (im Wasser) gebildet (CABI 2019).	
Ausbreitungspotenzial	Hoch
Die begeißelten, kurzlebigen Zoosporen können aktiv schwimmen; die Verschleppung über größere Distanzen erfolgt mit infiziertem Holz, Pflanzen und Erde (Jung & Blaschke 2004).	
Aktueller Ausbreitungsverlauf	Unbekannt
Aufgrund der schwierigen Bestimmung der <i>Phytophthora</i> Arten ist der Verlauf der Ausbreitung in Deutschland ungenügend bekannt (Jung & Blaschke 2006).	
Monopolisierung von Ressourcen	Nein
Förderung durch Klimawandel	Ja
Der zunehmende Wechsel zwischen Starkregen und Trockenheit kann einen Befall fördern (Jung 2009). Das Temperaturoptimum liegt bei 22-24 °C, unter -8°C stirbt das Mycel ab (CABI 2019).	

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen	Ja
Gartenbau (Schäden an Zierpflanzen), Forstwirtschaft (Baumschulen) (Jung et al. 2016).	
Positive ökonomische Auswirkungen	Keine
Negative gesundheitliche Auswirkungen	Keine
Wissenslücken und Forschungsbedarf	Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Brasier, C.M. & Kirk, S.A. (2001): Comparative aggressiveness of standard and variant hybrid alder phytophthoras, *Phytophthora cambivora* and other *Phytophthora* species on bark of *Alnus*, *Quercus* and other woody hosts. Plant Path. 50: 218-229.
- CABI (2019): <http://www.cabi.org/isc/datasheet/40956>
- Černý, K., Gregorová, B., Strnadová, V., Tomšovský, M., Holub, V. & Gabrielová, Š. (2008): *Phytophthora cambivora* causing ink disease of sweet chestnut recorded in the Czech Republic. Czech Mycol. 60: 265-274.
- Érsek, T. & Nagy, Z.A. (2008): Species hybrids in the genus *Phytophthora* with emphasis on the alder pathogen *Phytophthora alni*: a review. Eur. J. Plant Pathol. 122: 31-39.
- Gentile, S., Valentino, D. & Tamietti, G. (2009): Control of ink disease by trunk injection of potassium phosphite. J. Pl. Pathol. 91: 565-571.
- Hartmann, G. & Blank, R. (1998): Beech decline on periodically wet soils. Forst und Holz 53: 187-193.
- Hartmann, G. & Blank, R. (2002): Vorkommen und Standortbezüge von *Phytophthora*-Arten in geschädigten Eichenbeständen in Nordwestdeutschland. Forst und Holz 57: 539-545.
- Jung, T. (2009): Beech decline in Central Europe driven by the interaction between *Phytophthora* infections and climatic extremes. Forest Pathol. 39: 73-94.
- Jung, T. & Blaschke, H. (2004): *Phytophthora* root and collar rot of alders in Bavaria: distribution, modes of spread and possible management strategies. Plant Path. 53: 197-208.
- Jung, T., Blaschke, H. & Neumann, H. (1996): Isolation, identification and pathogenicity of *Phytophthora* species from declining oak stands. Eur. J. For. Path. 26: 253-272.
- Jung, T., Vettraiño, A.M., Cech, T. & Vannini, A. (2013): The impact of invasive *Phytophthora* species on European forests. In: Lamour, K. (Hrsg.): *Phytophthora: A Global Perspective*. CABI Int., 146-158.
- Jung, T., Orlikowski, L., Henricot, B. et al. (2016): Widespread *Phytophthora* infestations in European nurseries put forest, semi-natural and horticultural ecosystems at high risk of *Phytophthora* diseases. For. Path. 46: 134-163.
- Robin, C., Morel, O., Vettraiño, A.-M., Perlerou, C., Diamandis, S. & Vannini, A. (2006): Genetic variation in susceptibility to *Phytophthora cambivora* in European chestnut (*Castanea sativa*). For. Ecol. Manag. 226: 199-207.
- Sieber, T.N. (2014): Neomyzeten – eine anhaltende Bedrohung für den Schweizer Wald. Schweiz. Z. Forstwes. 165: 173-182.
- Vannini, A. & Vettraiño, A. (2001): Ink disease in chestnuts. For. Snow Landsc. Res. 76: 345-350.
- Vettraiño, A., Natile, G., Anselmi, N. & Vannini, A. (2001): Recovery and pathogenicity of *Phytophthora* species associated with a resurgence of ink disease in *Castanea sativa* in Italy. Plant Pathol. 50: 90-96.

Bearbeitung und Prüfung

Julia Kruse, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Phytophthora cinnamomi – Phytophthora-Wurzelfäule

Systematik und Nomenklatur: *Phytophthora cinnamomi* Rands, 1922

Phytophthora-Wurzelfäule

Synonyme: Erikasterben

Chromista, Oomycota, Peronosporaceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Unbeständig

Bislang nur durch einen Nachweis in der freien Natur dokumentiert; Phytophthora-Arten sind allerdings schwierig zu unterscheiden und in Baumschulen häufig vertreten (Jung et al. 2016); möglicherweise ist die Art im Gebiet etabliert.

Ursprüngliches Areal: Unbekannt

Die Art kommt auf allen Kontinenten vor und stammt wahrscheinlich aus Südostasien (Indonesien, Papua-Neuguinea) (Hardham & Blackman 2018).

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Biovektoren, Gartenbau

Wahrscheinlich mit infizierten Pflanzen- bzw. Baumschulmaterial wiederholt nach Europa eingeführt (Jung et al. 2016, CABI 2019).

Ersteinbringung: Unbekannt

*Möglicherweise bereits im 16. Jh. mit der Seeschifffahrt nach Europa eingeschleppt, mit Sicherheit nachgewiesen seit dem 18. Jh.; in Deutschland erstmals in den 1960er-Jahren in Baumschulen an *Erica gracilis* und Azaleen festgestellt (Sauthoff et al. 1961).*

Erstnachweis: 2011

Im September und Oktober 2011 in Oberkirch (bei Ortenau, Baden-Württemberg) erstmals in der freien Natur nachgewiesen (Peters et al. 2018).

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Aktionsliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Begründete Annahme

Phytophthora-Arten haben ein hohes Hybridisierungspotenzial, sodass jederzeit neue Arten oder veränderte Krankheitserreger entstehen können (Érsek & Nagy 2008).

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

*Der Pilz ist ein Parasit, es sind weltweit mehrere Tausend Wirtspflanzen bekannt, darunter zahlreiche Gehölze und Zierpflanzen (Hardham & Blackman 2018). In Europa sind vor allem *Castanea* und *Quercus* betroffen (Frankreich, Robin et al. 1998; Italien, Vannini & Vettriano 2001, Scanu et al. 2013; Spanien, Sanchez et al. 2002). Befallen werden Feinwurzelabschnitte und der untere Stammbereich, wodurch die Nährstoffversorgung verringert wird und die Bäume absterben; es können sich Nekrosen, Chlorosen, Blattwelken, und Kronenlichter bilden, das Baumwachstum wird verzögert.*

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Bei Schädigung von Baumbeständen verändern sich Vegetationsstruktur und -dynamik; Einflüsse auf natürliche Verjüngung, Erosion, Bodenbildung und -stabilität, Nahrungsbeziehungen, den Wasser- und Strahlungshaushalt sind denkbar (Jung et al. 2013), aber nicht näher untersucht.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Kleinräumig

Bisher in Deutschland im Freiland nur aus Baden-Württemberg bekannt (Peters et al. 2018). In Europa weit verbreitet, in Osteuropa fehlend (EPPO 2019).

Sofortmaßnahmen

Vorhanden

Mechanische Kontrolle (Beseitigung, Wurzelrodung; nur sinnvoll, wenn gesichert ist, dass die Ausbreitung des Pilzes nicht gefördert wird); Baumpflege („Auf den Stock setzen“) teilweise erfolgreich (Jung & Blaschke 2004). Keine Erdtransporte von kontaminierten Standorten. Regelmäßige Kontrollen in Baumschulen und fachgerechte Entsorgung kontaminierten Materials (Jung et al. 2016).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Ja

Die bisher einzigen Vorkommen in der freien Natur liegen in Edelkastanienwäldern. Die Art kann wahrscheinlich an fast allen Waldstandorten überleben.

Reproduktionspotenzial

Hoch

Es wird eine hohe Anzahl von vegetativen Sporangien in der Erde und von sexuellen Zoosporen im Bodenwasser gebildet (Erwin & Ribeiro 1996).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Die begeißelten Zoosporen können aktiv im Bodenwasser schwimmen; Ausbreitung der Sporen über Luft oder Bodentiere (Erwin & Ribeiro 1996). Eine Verschleppung über größere Distanzen erfolgt mit infiziertem Holz und Pflanzen und insbesondere mit Erde (CABI 2019).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Unbekannt

Aufgrund der schwierigen Bestimmung der *Phytophthora* Arten ist die aktuelle Verbreitung und der Ausbreitungsverlauf in Deutschland nicht genau bekannt.

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Förderung durch Klimawandel wird angenommen (Brasier & Scott 1994, Burgess et al. 2017).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Gartenbau (Schäden an Zierpflanzen, Baumschulen); Obstbau (Schäden an Avocados); Landwirtschaft (Esskastanien) (CABI 2019).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

Brasier, C.M. & Scott, J. (1994): European oak declines and global warming: a theoretical assessment with special reference to the activity of *Phytophthora cinnamomi*. EPPO Bull. 24: 221-232.

Burgess, T.I., Scott, J.K., McDougall, K.L., et al. (2017): Current and projected global distribution of *Phytophthora cinnamomi*, one of the world's worst plant pathogens. Global Change Biol. 23: 1661-1674.

CABI (2019): <https://www.cabi.org/ISC/datasheet/40957>

EPPO (2019) <https://gd.eppo.int/taxon/PHYTCN/distribution>

Érsek, T. & Nagy, Z.A. (2008): Species hybrids in the genus *Phytophthora* with emphasis on the alder pathogen *Phytophthora alni*: a review. Eur. J. Plant Pathol. 122: 31-39.

Erwin, D.C. & Ribeiro, O.K. (1996): *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press, St. Paul, Minnesota: 562 S.

Hardham, A.R. & Blackman, L.M. (2018): *Phytophthora cinnamomi*. Mol. Plant Pathol. 19: 260-285.

Jung, T. & Blaschke, H. (2004): *Phytophthora* root and collar rot of alders in Bavaria: distribution, modes of spread and possible management strategies. Plant Path. 53: 197-208.

Jung, T., Vettrai, A.M., Cech, T. & Vannini, A. (2013): The Impact of Invasive *Phytophthora* Species on European Forests. In: Lamour, K. (Hrsg.): *Phytophthora: A global perspective*. CABI: 146-158.

Jung, T., Orlikowski, L., Henricot, B., et al. (2016): Widespread *Phytophthora* infestations in European nurseries put forest, semi-natural and horticultural ecosystems at high risk of *Phytophthora* diseases. For. Pathol. 46: 134-163.

Peters, F.S., Wunderlich, L. & Metzler, B. (2018): First report of *Phytophthora cinnamomi* in forest stands in Germany. For. Pathol. e12485.

Robin, C., Desprez-Loustau, M.L., Capron, G. & Delatour, C. (1998): First record of *Phytophthora cinnamomi* on cork and holm oaks in France and evidence of pathogenicity. Ann. Sci. For. 55: 869-883.

Sanchez, M.E., Caetano, P., Ferraz, J. & Traper, A. (2002): *Phytophthora* disease of *Quercus ilex* in south-western Spain. For. Pathol. 32: 5-18.

Sauthoff, W., Kröber, H. & Maatsch, R. (1961): *Phytophthora cinnamomi* Rands als Krankheitserreger an *Erica gracilis* Salisb. Ein Beitrag zur Ätiologie und Bekämpfung des „Erika-Sterbens“. Phytopath. Z. 42: 73-99.

Scanu, B., Linaldeddu, B.T., Franceschini, A., Anselmi, N., Vannini, A. & Vettrai, A.M. (2013): Occurrence of *Phytophthora cinnamomi* in cork oak forests in Italy. For. Path. 43: 340-343.

Vannini, A. & Vettrai, A.M. (2001): Ink disease in chestnuts: impact on the European chestnut. For. Snow Landsc. Res. 76: 345-350.

Bearbeitung und Prüfung

Julia Kruse, Peter Karasch, Wolfgang Rabitsch & Stefan Nehring
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Phytophthora citricola

Systematik und Nomenklatur: *Phytophthora citricola* Sawada, 1927

–

Synonyme: *Phytophthora cactorum* var. *applanata*

Chromista, Oomycota, Peronosporaceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Etabliert

Ursprüngliches Areal: Unbekannt

Die genaue Herkunft ist unbekannt, wird jedoch in Ostasien vermutet (Jung & Burgess 2009), aktuell kosmopolitisch verbreitet.

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Biovektoren, Gartenbau

Ersteinbringung: Unbekannt

In Europa erstmals 1726 in Spanien aufgetreten (Vannini & Vettrano 2001).

Erstnachweis: 1994-1995

Im Zeitraum Juni 1994 bis Februar 1995 in der Nähe von Freising in einem 120-150 Jahre alten Eichenbestand und 1995 mehrfach in Bayern und Schleswig-Holstein festgestellt (Jung et al. 1996).

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Managementliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Begründete Annahme

Phytophthora-Arten haben ein hohes Hybridisierungspotenzial, sodass jederzeit neue Arten oder veränderte Krankheitserreger entstehen können (Érsek & Nagy 2008).

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

Der Pilz befällt die Wurzeln und den unteren Stammbereich der Wirtspflanzen. Es sind verschiedene Pflanzenarten betroffen, insbesondere Buchen, Eichen und Edelkastanien (Nechwatal & Oßwald 2001, Jung 2004; Frankreich, Hansen & Delatour 1999; Italien, Vettrano et al. 2002; Österreich, Balci & Halmschlager 2003), aber auch Erlen (Ungarn, Bakonyi et al. 2003). Der Pilz verringert die Nährstoffversorgung und die Wirtspflanze stirbt ab. Seltener treten Symptome an den Blättern auf (Brasier & Jung 2006).

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Bei fortgeschrittener Schädigung von Baumbeständen verändern sich Vegetationsstruktur und -dynamik; Einflüsse auf Erosion, Bodenbildung, Nahrungsbeziehungen, den Wasser- und Strahlungshaushalt sind denkbar (Jung et al. 2013), aber nicht näher untersucht.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Großräumig

*Vor allem im südlichen Deutschland verbreitet (Jung & Blaschke 1996). Die Verbreitung in Europa ist aufgrund möglicher Verwechslungen mit anderen Arten des *P. citricola*-Komplexes nicht ausreichend bekannt.*

Maßnahmen

Vorhanden

Mechanische Kontrolle (Beseitigung, Wurzelrodung; Pflanzen sollten nur dann aus den Beständen entfernt werden, wenn ausgeschlossen ist, dass weitere Individuen verletzt werden, und so die Ausbreitung des Pilzes gefördert wird); Baumpflege („Auf den Stock setzen“) teilweise erfolgreich (Jung & Blaschke 2004). Keine Erdtransporte von kontaminierten Standorten.

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Ja

Buchenwälder (Jung 2004).

Reproduktionspotenzial	Hoch
<i>Es wird eine hohe Anzahl von vegetativen Sporangien in der Erde und von sexuellen Zoosporen gebildet (Erwin & Ribeiro 1996).</i>	
Ausbreitungspotenzial	Hoch
<i>Die begeißelten Zoosporen können aktiv schwimmen. Eine Verschleppung über größere Distanzen erfolgt mit infiziertem Holz, Pflanzen und Erde (Jung & Blaschke 2004).</i>	
Aktueller Ausbreitungsverlauf	Unbekannt
<i>Viele Buchenbestände in Bayern sind von dem Parasiten befallen. Weitere Untersuchungen im restlichen Deutschland müssen durchgeführt werden, um das Ausmaß der Infektion nachvollziehen zu können (Jung 2004).</i>	
Monopolisierung von Ressourcen	Nein
Förderung durch Klimawandel	Ja
<i>Der zunehmende Wechsel zwischen Starkregen und Trockenheit kann einen Befall fördern (Brasier & Scott 1994, Jung 2009).</i>	
<u>D) Ergänzende Angaben</u>	
Negative ökonomische Auswirkungen	Ja
<i>Schäden an den Buchen können zu Stamm- oder Astbruch führen. Gefährdung für Wanderer, Spaziergänger.</i>	
Positive ökonomische Auswirkungen	Keine
Negative gesundheitliche Auswirkungen	Keine
Wissenslücken und Forschungsbedarf	Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Balci, Y. & Halmschlager, E. (2003): Incidence of *Phytophthora* species in oak forests in Austria and their possible involvement in oak decline. For. Path. 33: 157-174.
- Bakonyi, J., Varga, K., Nagy, Z. & Koltay, A. (2003): Occurrence of *Phytophthora citricola* in an alder forest in Hungary. Pl. Pathol. 52: 807.
- Brasier, C.M. & Jung, T. (2006): Recent developments in *Phytophthora* diseases of trees and natural ecosystems in Europe. In: Brasier, C.M. et al. (Eds.), Proc. 3rd Intern. IUFRO Working Party, Freising: 5-16.
- Brasier, C.M. & Scott, J. (1994): European oak declines and global warming: a theoretical assessment with special reference to the activity of *Phytophthora cinnamomi*. EPPO Bull. 24: 221-232.
- Érsek, T. & Nagy, Z.A. (2008): Species hybrids in the genus *Phytophthora* with emphasis on the alder pathogen *Phytophthora alni*: a review. Eur. J. Plant Pathol. 122: 31-39.
- Erwin, D.C. & Ribeiro, O.K. (1996): *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press, St. Paul, Minnesota: 562 S.
- Hansen, E. & Delatour, C. (1999): *Phytophthora* species in oak forests of northeast France. Ann. Sc. For. 56: 539-547.
- Jung, T. (2004): *Phytophthora* schädigt Buchenbestände in ganz Bayern. Symptome konnten in vielen untersuchten Beständen bestätigt werden. LWF aktuell 43: 36-37.
- Jung, T. (2009): Beech decline in Central Europe driven by the interaction between *Phytophthora* infections and climatic extremes. Forest Pathol. 39: 73-94.
- Jung, T. & Blaschke, H. (1996): *Phytophthora* root rot in declining forest trees. Phytol. 36: 95-102.
- Jung, T. & Blaschke, H. (2004): *Phytophthora* root and collar rot of alders in Bavaria: distribution, modes of spread and possible management strategies. Plant Path. 53: 197-208.
- Jung, T. & Burgess, T.I. (2009): Re-evaluation of *Phytophthora citricola* isolates from multiple woody hosts in Europe and North America reveals a new species, *Phytophthora plurivora* sp. nov. Persoonia 22: 95-110.
- Jung, T., Blaschke, H. & Neumann, H. (1996): Isolation, identification and pathogenicity of *Phytophthora* species from declining oak stands. Eur. J. For. Path. 26: 253-272.
- Jung, T., Vettrano, A.M., Cech, T. & Vannini, A. (2013): The impact of invasive *Phytophthora* species on European forests. In: Lamour, K. (Hrsg.): *Phytophthora: A Global Perspective*. CABI Int., 146-158.
- Nechwatal, J. & Oßwald, W. (2001): Comparative studies on the fine root status of healthy and declining spruce and beech trees in the Bavarian Alps and occurrence of *Phytophthora* and *Pythium* species. For. Path. 31: 257-273.
- Vannini, A. & Vettrano, A.M. (2001): Ink disease in chestnuts: impact on the European chestnut. For. Snow Landscape Res. 76: 345-350.
- Vettrano, A., Barzanti, G., Bianco, M., et al. (2002): Occurrence of *Phytophthora* species in oak stands in Italy and their association with declining oak trees. For. Path. 32: 19-28.

Bearbeitung und Prüfung

Julia Kruse, Peter Karasch & Wolfgang Rabitsch
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Phytophthora plurivora

Systematik und Nomenklatur: *Phytophthora plurivora* Jung & Burgess, 2009

–

Synonyme: –

Chromista, Oomycota, Peronosporaceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Etabliert

Es liegen bislang nur wenige gesicherte Daten zu der Art vor, die in der Vergangenheit nicht von P. citricola getrennt wurde. Mit großer Wahrscheinlichkeit ist sie in Deutschland aber als etabliert anzusehen (vgl. Jung & Burgess 2009).

Ursprüngliches Areal: Unbekannt

Jung & Burgess (2009) vermuten für die erst kürzlich von P. citricola abgetrennte Art eine gebietsfremde Herkunft. Sie wurde auch nach Nordamerika verschleppt.

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Biovektoren, Gartenbau

Vermutlich mit infizierten Pflanzen- bzw. Baumschulmaterial nach Europa eingeführt.

Ersteinbringung: Unbekannt

Es sind keine Daten zur Ersteinbringung bekannt. Die frühesten Belege aus Deutschland sind zugleich die ältesten aus Europa (Jung & Burgess 2009).

Erstnachweis: 1994

In Quercus robur-Bodenproben aus Pulling (Bayern) aus dem Jahr 1994 nachgewiesen (Jung & Burgess 2009).

Einstufungsergebnis: Invasive Art – Aktionsliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Begründete Annahme

Phytophthora-Arten haben ein hohes Hybridisierungspotenzial, sodass jederzeit neue Arten oder veränderte Krankheitserreger entstehen können (Ěrsek & Nagy 2008).

Krankheits- und Organismenübertragung

Ja

Der Pilz befällt vor allem die Wurzeln und den unteren Stammbereich der Wirtspflanzen, z.B. Ahorne, Buchen, Eichen, Erlen, Linden und Weiden, aber auch Zierpflanzen (z.B. Rhododendron) (Jung & Blaschke 2004, Jung 2009, Jung & Burgess 2009, Jung et al. 2005; Tschechische Republik, Mrázková et al. 2011; U.S.A., Weiland et al. 2010; Spanien, Hague et al. 2014). Die Nährstoffversorgung wird verringert, es bilden sich Nekrosen, Blattwelken, Kronenlichter, das Baumwachstum wird verzögert und die Pflanzen können absterben (Jung & Blaschke 1996). Besonders Buchen zeigten im Experiment eine hohe Mortalitätsrate (67-90%, Fleischmann et al. 2004).

Negative ökosystemare Auswirkungen

Unbekannt

Bei fortgeschrittener Schädigung von Baumbeständen verändern sich Vegetationsstruktur und -dynamik; Einflüsse auf Erosion, Bodenbildung, Nahrungsbeziehungen, den Wasser- und Strahlungshaushalt sind denkbar (Jung et al. 2013), aber nicht untersucht.

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Kleinräumig

In Deutschland von mehreren Standorten in Bayern bekannt (Irschenberg, Pulling, München) (Jung & Burgess 2009). In Europa aus Italien, Rumänien, Spanien, Slowenien und der Tschechischen Republik bekannt, wahrscheinlich viel weiter verbreitet.

Sofortmaßnahmen

Vorhanden

Mechanische Kontrolle (Beseitigung, Wurzelrodung; Pflanzen sollten nur dann entfernt werden, wenn ausgeschlossen ist, dass weitere Individuen verletzt werden, und so die Ausbreitung des Pilzes gefördert wird); Baumpflege („Auf den Stock setzen“) teilweise erfolgreich (Jung & Blaschke 2004). Chemische Kontrolle (Fungizide); Keine Erdtransporte von kontaminierten Standorten. Kontrolle von infizierten Pflanzen in Baumschulen (Jung et al. 2016).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Unbekannt

Vorkommen sind an unterschiedlichen Wald-Standorten denkbar; in den Bayerischen Alpen bis 870 m Seehöhe vorkommend.

Reproduktionspotenzial

Hoch

Es wird eine hohe Anzahl von vegetativen Sporangien in der Erde und von sexuellen Zoosporen im Wasser gebildet (Erwin & Ribeiro 1996).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Die begeißelten Zoosporen können aktiv schwimmen. Eine Verschleppung über größere Distanzen erfolgt mit infiziertem Holz, Pflanzen und Erde (Jung & Blaschke 2004).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Unbekannt

Aufgrund der schwierigen Bestimmung der *Phytophthora* Arten ist der Verlauf der Ausbreitung in Deutschland ungenügend bekannt. Weitere Untersuchungen im restlichen Deutschland müssen durchgeführt werden, um das Ausmaß der Infektion nachvollziehen zu können.

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Der zunehmende Wechsel zwischen Starkregen und Trockenheit kann einen Befall fördern (Jung 2009).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Gartenbau (Schäden an Zierpflanzen), Forstwirtschaft (Baumschulen) (Jung et al. 2016).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401.

Quellen

- Érsek, T. & Nagy, Z.A. (2008): Species hybrids in the genus *Phytophthora* with emphasis on the alder pathogen *Phytophthora alni*: a review. Eur. J. Plant Pathol. 122: 31-39.
- Erwin, D.C. & Ribeiro, O.K. (1996): *Phytophthora* diseases worldwide. APS Press, St. Paul, Minnesota: 562 S.
- Fleischmann, F., Göttlein, A., Rodenkirchen, H., Lütz, C. & Oßwald, W. (2004): Biomass, nutrient and pigment content of beech (*Fagus sylvatica*) saplings infected with *Phytophthora citricola*, *P. cambivora*, *P. pseudosyringae* and *P. undulata*. For. Path. 34: 79-92.
- Hague, M.M., Martínez-Álvarez, P., Lomba, J.M., Martín-García, J. & Diez, J.J. (2014): First report of *Phytophthora plurivora* causing collar rot on common alder in Spain. Plant Dis. 98: 425.
- Jung, T. (2009): Beech decline in Central Europe driven by the interaction between *Phytophthora* infections and climatic extremes. For. Path. 39: 73-94.
- Jung, T. & Blaschke, H. (1996): *Phytophthora* root rot in declining forest trees. Phyton 36: 95-102.
- Jung, T. & Blaschke, H. (2004): *Phytophthora* root and collar rot of alders in Bavaria: distribution, modes of spread and possible management strategies. Plant Path. 53: 197-208.
- Jung, T. & Burgess, T.I. (2009): Re-evaluation of *Phytophthora citricola* isolates from multiple woody hosts in Europe and North America reveals a new species, *Phytophthora plurivora* sp. nov. Persoonia 22: 95-110.
- Jung, T., Blaschke, H. & Neumann, H. (1996): Isolation, identification and pathogenicity of *Phytophthora* species from declining oak stands. Eur. J. For. Path. 26: 253-272.
- Jung, T., Hudler, G.W., Jensen-Tracy, S.L., Griffiths, H.M., Fleischmann, F. & Oßwald, W. (2005): Involvement of *Phytophthora* spp. in the decline of European beech in Europe and the USA. Mycologist 19: 159-166.
- Jung, T., Vettraino, A.M., Cech, T. & Vannini, A. (2013): The impact of invasive *Phytophthora* species on European forests. In: Lamour, K. (Hrsg.): *Phytophthora*: A Global Perspective. CABI Int.: 146-158.
- Jung, T., Orlikowski, L., Henricot, B. et al. (2016): Widespread *Phytophthora* infestations in European nurseries put forest, semi-natural and horticultural ecosystems at high risk of *Phytophthora* diseases. For. Path. 46: 134-163.
- Mrázková, M., Černý, K., Tomšovský, M. & Strnadová, V. (2011): *Phytophthora plurivora* T. Jung & T. I. Burgess and other *Phytophthora* species causing important diseases of ericaceous plants in the Czech Republic. Plant Protect. Sci. 47: 13-19.
- Weiland, J.E., Nelson, A.H. & Hudler, G.W. (2010): Aggressiveness of *Phytophthora cactorum*, *P. citricola* l, and *P. plurivora* from European beech. Plant Disease 94: 1009-1014.

Bearbeitung und Prüfung

Julia Kruse, Peter Karasch, Wolfgang Rabitsch & Stefan Nehring
2021-02-23

Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertung

Phytophthora ramorum

Systematik und Nomenklatur: *Phytophthora ramorum* Werres, De Cock & Man in't Veld, 2001

–
Synonyme: –

Es werden drei genetische Linien unterschieden, von denen eine (EU1) in Europa und zwei (NA1, NA2) in Nordamerika vorkommen. Die Linie EU1 wurde auch nach Nordamerika verschleppt (Ivors et al. 2006).

Chromista, Oomycota, Peronosporaceae

Lebensraum: Terrestrischer Lebensraum

Status: Unbeständig

Ursprüngliches Areal: Unbekannt

Die genaue Herkunft ist unbekannt, wird jedoch in Ostasien vermutet.

Einführungsweise: Unabsichtlich

Einfuhrvektoren: Biovektoren, Gartenbau

Als Einfuhrvektoren werden infizierte Zierpflanzen (Rhododendron, Viburnum, Vaccinium), Holz bzw. Rinde (Quercus) und kontaminierter Boden vermutet (CABI 2019). Befallene Zierpflanzen werden gemäß Pflanzenschutzvorgaben vernichtet.

Ersteinbringung: Unbekannt

Anfang bis Mitte der 1990er Jahre in Europa und in Nordamerika entdeckt; Die ersten Nachweise aus dem Freiland (Grün- und Parkanlagen) in Europa (Großbritannien, Niederlande) liegen aus dem Jahr 2003 von Quercus, Fagus, Aesculus und Castanea vor (Brasier & Jung 2006).

Erstnachweis: 2004

Der Pilz ist ab 1993 in Deutschland und den Niederlanden an gepflanzten Rhododendron Kulturen aufgetreten (Werres et al. 2001). 2004 wurde die Art erstmals in einem Mischwald an Pieris japonica festgestellt (EPPO 2004).

Einstufungsergebnis: Potenziell invasive Art – Handlungsliste

A) Gefährdung der Biodiversität

Vergebene Wertstufe

Interspezifische Konkurrenz

Nein

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt keine Gefährdung heimischer Arten bekannt.

Prädation und Herbivorie

nicht beurteilt

Hybridisierung

Begründete Annahme

Phytophthora-Arten haben ein hohes Hybridisierungspotenzial, sodass jederzeit neue Arten oder veränderte Krankheitserreger entstehen können (Ersek & Nagy 2008).

Krankheits- und Organismenübertragung

Begründete Annahme

Der Pilz befällt die Wurzeln und den unteren Stammbereich, aber auch die Blätter verschiedener Baumarten (USA, „sudden oak death“, Rizzo et al. 2002; England, „sudden larch death“, Brasier & Webber 2010). Es sind über 100 Wirtspflanzen bekannt (CABI 2019), bevorzugt Rhododendron und Viburnum. Der Pilz verringert die Nährstoffversorgung, es kommt zu Blattwelken, Triebsterben, Stammnekrosen; die Wirtspflanze kann absterben. Mit dem Wirtswechsel auf Eichen, Buchen und andere Baumarten ist eine Ausbreitung in naturnahe Habitats möglich (U.S.A., Cobb et al. 2013).

Negative ökosystemare Auswirkungen

Begründete Annahme

Das großflächige Absterben von Wäldern (in den USA wurden mehrere Millionen Eichen zum Absterben gebracht) hat Einflüsse auf Erosion, Vegetationsdynamik und -strukturen, Verjüngung, Nahrungsbeziehungen, den Nährstoff-, Wasser- und Strahlungshaushalt (U.S.A., Cobb et al. 2013).

B) Zusatzkriterien

Aktuelle Verbreitung

Kleinräumig

Der Pilz ist in Deutschland nicht weit verbreitet und lokal aus Bayern, Baden-Württemberg, Niedersachsen, Nordrhein-Westfalen, Schleswig-Holstein und Sachsen von Kulturpflanzen gemeldet; er ist auch aus den meisten Nachbarländern bekannt (CABI 2019).

Sofortmaßnahmen

Vorhanden

Mechanische Kontrolle (Beseitigung, Wurzelrodung) teilweise sinnvoll; Baumpflege („Auf den Stock setzen“) teilweise erfolgreich (Sansford et al. 2009). Keine Erdtransporte von kontaminierten

Standorten. Chemische Kontrolle (Fungizide) in Baumschulen möglich. Vorbeugende Maßnahmen (Vermeidung von Staunässe beim Transport von Pflanzen, Reinigung von Werkzeug und Schuhen beim Umgang mit infizierten Pflanzen oder kontaminierten Böden).

C) Biologisch-ökologische Zusatzkriterien

Vorkommen in natürlichen, naturnahen und sonstigen naturschutzfachlich wertvollen Lebensräumen

Unbekannt

In Europa an Ziersträuchern (*Rhododendron*, *Viburnum*) in Baumschulen und Gärten (Sansford et al. 2009) bzw. an Forstgehölzen (*Larix kaempferi*, England, Brasier & Webber 2010).

Reproduktionspotenzial

Hoch

Es wird eine hohe Anzahl von vegetativen Sporangien und Zoosporen gebildet, die bei hoher Luftfeuchte oder Nässe entlassen werden (Sansford et al. 2009).

Ausbreitungspotenzial

Hoch

Die begeißelten Zoosporen können sich aktiv im Bodenwasser ausbreiten; die Ausbreitung scheint an Gewässer gebunden (Peterson et al. 2014). Eine Verschleppung über größere Distanzen erfolgt mit infiziertem Holz, Pflanzen und Erde im Zierpflanzenhandel (CABI 2019).

Aktueller Ausbreitungsverlauf

Stabil

Es sind keine aktuellen Häufungen von Infektionsmeldungen aus Deutschland bekannt.

Monopolisierung von Ressourcen

Nein

Förderung durch Klimawandel

Ja

Eine Förderung durch Klimawandel, insbesondere durch mildere Winter, wird vermutet; auch eine Erweiterung des Wirtsspektrums scheint möglich (Brasier & Scott 1994).

D) Ergänzende Angaben

Negative ökonomische Auswirkungen

Ja

Gartenbau (Schäden an Zierpflanzen); Forstwirtschaft (in England sind rund 1.900 Hektar Lärchenkulturen befallen, Sansford et al. 2009, Brasier & Webber 2010).

Positive ökonomische Auswirkungen

Keine

Negative gesundheitliche Auswirkungen

Keine

Wissenslücken und Forschungsbedarf

Nein

Anmerkung: Bewertungsmethode nach BfN-Skripten 401. Seit 2013 auf der EPPO A2 Liste der Quarantäne-Schadorganismen geführt.

Quellen

- Brasier, C. & Jung, T. (2006): Recent developments in *Phytophthora* diseases of trees and natural ecosystems in Europe. Progress in research on *Phytophthora* diseases of forest trees, Freising: 5-16.
- Brasier, C. & Scott, J. (1994): European oak declines and global warming: a theoretical assessment with special reference to the activity of *Phytophthora cinnamomi*. EPPO Bull. 24: 221-232.
- Brasier, C. & Webber, J. (2010): Plant pathology: sudden larch death. Nature 466: 824-825.
- CABI (2019): <http://www.cabi.org/isc/datasheet/40991>
- Cobb, R., Eviner, V. & Rizzo, D.M. (2013): Mortality and community changes drive sudden oak death impacts on litterfall and soil nitrogen cycling. New Phytol. 200: 422-431.
- EPPO (2004): First occurrence of *Phytophthora ramorum* in Germany. <https://gd.eppo.int/reporting/article-1660>
- EPPO (2018): Distribution details in Germany. <https://gd.eppo.int/taxon/PHYTRA/distribution/DE>
- Érsek, T. & Nagy, Z.A. (2008): Species hybrids in the genus *Phytophthora* with emphasis on the alder pathogen *Phytophthora alni*: a review. Eur. J. Plant Pathol. 122: 31-39.
- Ivors, K. et al. (2006): Micro-satellite markers identify three lineages of *Phytophthora ramorum* in US nurseries, yet single lineages in US forest and European nursery populations. Mol. Ecol. 15: 1493-1505.
- Peterson, E., Hansen, E. & Kanaskie, A. (2014): Spatial relationship between *Phytophthora ramorum* and roads or streams in Oregon tanoak forests. For. Ecol. Management 312: 216-224.
- Rizzo, D.M., Garbelotto, M., Davidson, J.M., Slaughter, G.W. & Koike, S.T. (2002): *Phytophthora ramorum* as the cause of extensive mortality of *Quercus* spp. and *Lithocarpus densiflorus* in California. Pl. Dis. 86: 205-214.
- Sansford, C.E. et al. (2009): Report on the risk of entry, establishment, spread, socio-economic loss, environmental impact and management for *Phytophthora ramorum* for the EU. EU Project RAPRA, Report 28: 311 S.
- Werres, S., Marwitz, R., Man In't Veld, W. et al. (2001): *Phytophthora ramorum* sp. nov., a new pathogen on *Rhododendron* and *Viburnum*. Mycol. Res. 105: 1155-1165.

Bearbeitung und Prüfung

Julia Kruse, Peter Karasch, Wolfgang Rabitsch & Stefan Nehring
2021-02-23

3 GESAMTARTENLISTE GEBIETSFREMDER UND KRYPTOGENER TERRESTRISCHER PILZE

Seitdem Menschen neue Gebiete besiedeln und Handel betreiben, überwinden auch Pflanzen, Pilze und Tiere direkt oder indirekt biogeographische Grenzen. Das Jahr 1492 wird dabei als symbolischer Zeitpunkt (Entdeckung Amerikas durch Kolumbus: Historischer Beginn der Neuzeit) gesehen und markiert den Beginn eines umfangreichen interkontinentalen Austauschs von Arten, den sogenannten Neobiota. Vor dem Jahr 1492 eingeführte oder eingeschleppte und seitdem dauerhaft etablierte Arten werden als Archäobiota bezeichnet (BfN 2005, Geiter et al. 2002, Kowarik 2010). Traditionsgemäß werden diese alteingebürgerten Arten im Naturschutz den heimischen Arten gleichgestellt. Unter den in Deutschland bekannten wild lebenden gebietsfremden Pilztaxa konnten jedoch keine Archäobiota identifiziert werden (siehe auch Isermann et al. in Vorber.). Dies bedeutet allerdings nicht, dass es keine gibt. Vor allem bei Arten, die auf Archäophyten vorkommen, ist es schwer zu belegen, wann diese genau nach Deutschland gelangt sind, da die Datenlage vor 1800 meist nur sehr lückenhaft ist.

Das vorliegende Kapitel enthält eine Übersicht aller vom Menschen seit 1492 absichtlich oder unabsichtlich in Deutschland freigesetzten gebietsfremden und wild lebenden terrestrischen Pilztaxa. Zusätzlich werden auch die Arten aufgeführt, deren Herkunft fachlich nicht sicher als gebietsfremd oder heimisch beurteilt werden konnte und daher als kryptogen gelten. Desweiteren sind auch einzelne Arten enthalten, die in der Literatur teilweise als gebietsfremde Arten für Deutschland geführt werden, jedoch nach aktuellem Wissenstand bisher nicht in der freien Natur aufgetreten sind oder die sich bei der Überprüfung als heimische Arten herausgestellt haben.

Die folgende Übersicht im Kapitel 3.1 „Pilze“ ist nach den taxonmischen Gruppen Oomycota, Basidiomycota und Ascomycota gegliedert. Für jede dieser drei Gruppen wurden die zusammenfassenden Angaben aus den im BfN für jede Art vorliegenden „Allgemeinen Angaben“ (vgl. Nehring et al. 2015) in Tabellenform angegeben. Zusätzlich wird ggfs. das Ergebnis aus der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung angegeben. Für jede aufgeführte Art gibt es eine spezifische Anmerkung, in der schwerpunktmäßig in kurzer Form der aktuelle Wissensstand zum Erstdnachweis (bzw. zur ersten Freisetzung) sowie zur aktuellen Verbreitung in Deutschland dargelegt wird. Die zitierte Literatur wird in Kapitel 4 „Literatur“, getrennt für die drei Gruppen, aufgeführt.

3.1 Pilze

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Status	Natürliches Areal	Einführungsweise	Einfuhrvektoren	Erstnachweis	Invasivität
		etabliert unbeständig unbekannt fehl (synthrop) fehl-erloschen fehlend (mit Nachweis)	Kein nat. Areal Europa Afrika Temp. Asien Trop. Asien Australasien Pazifik Nordamerika Südamerika Antarktis Kryptogen Unbekannt	Absichtlich Unabsichtlich Unbekannt	Gartenbau Botanischer Garten Landwirtschaft Forstwirtschaft Biovektoren Andere Unbekannt		Invasiv Potenziell invasiv
Oomycota							
<i>Basidiophora entospora</i>	–	x		x	x	1887	
<i>Peronospora arthurii</i>	Falscher Nachtkerzenmehltau	x		x	x	1902	
<i>Peronospora buniadis</i>	–	x	x x	x	x	1898	
<i>Peronospora diplotaxidis</i>	–	x		x	x	Vor 1871	
<i>Peronospora jacksonii</i>	–	x		x		1965	
<i>Phytophthora x alni</i>	Erlensterben	x	x	x	x x	1994	x
<i>Phytophthora cambivora</i>	–	x		x	x	1994-95	x
<i>Phytophthora chrysanthemi</i>	–	x		x	x	–	
<i>Phytophthora cinnamomi</i>	Phytophthora-Wurzelfäule	x		x	x	2011	x
<i>Phytophthora citricola</i>	–	x		x	x	1994-95	x
<i>Phytophthora infestans</i>	Kraut- und Knollenfäule	x		x	x	Unbek.	
<i>Phytophthora plurivora</i>	–	x		x	x	1994	x
<i>Phytophthora ramorum</i>	–	x		x	x	2004	x
<i>Pseudoperonospora humuli</i>	Falscher Hopfenmehltau	x	x	x		1923	
<i>Synchytrium endobioticum</i>	Kartoffelkrebs	x		x	x	1908	
Basidiomycota							
<i>Aureoboletus projectellus</i>	Glattsporiger Rippen-sporröhrling	x		x		2014	
<i>Bolbitius coprophilus</i>	Rosafarbener Mistpilz	x		x		1978	

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Status	Natürliches Areal	Einführungsweise	Einfuhrvektoren	Erstnachweis	Invasivität
		etabliert unbeständig unbekannt fehl (synthrop) fehl-erloschen fehlend (mit Nachweis)	Kein nat. Areal Europa Afrika Temp. Asien Trop. Asien Australasien Pazifik Nordamerika Südamerika Antarktis Kryptogen Unbekannt	Absichtlich Unabsichtlich Unbekannt	Gartenbau Botanischer Garten Landwirtschaft Forstwirtschaft Biovektoren Andere Unbekannt		Invasiv Potenziell invasiv
<i>Cerinomyces pallidus</i>	Unscheinbarer Wachsling	x	x	x	x	2004	
<i>Clathrus archeri</i>	Tintenfischpilz	x	x x	x	x	1934	
<i>Clathrus ruber</i>	Scharlachroter Gitterling	x	x x ?	x	x	Vor 1753	
<i>Clitocybula abundans</i>	Üppiger Holzröbling	x	x	x	x	1992	
<i>Coniophora prasinoidea</i>	Häutiger Braunsporrindenzpilz	x	x	x	x	2013	
<i>Conocybe crispella</i>	Zerbrechliches Samthäubchen	x	x	x	x	1997	
<i>Conocybe intrusa</i>	Ansehnliches Samthäubchen	x	x	x	x x	1968	
<i>Cronartium ribicola</i>	Stroben-Blasenrost	x	x	x	x	1859.	
<i>Cryphonectria parasitica</i>	Edelkastanienrindenkrebs	x	x	x	x x	1984-1992	x
<i>Dacrymyces paraphysatus</i>	–	x	x x	x	x	2001	
<i>Descolea alba</i>	Weißer Erdnuss	x	x	x	x x	Unbek.	
<i>Disciseda verrucosa</i>	Krummfinger-Scheibenbovist	x	x	x	x	2010	
<i>Galerina nana</i>	Kleinster Häubling	x	x	x	x	Vor 1955	
<i>Geastrum corollinum</i>	Zitzen-Erdstern	x	x	x	x	1857	
<i>Geastrum fornicatum</i>	Großer Nest-Erdstern	x	x	x	x x	1954	
<i>Geastrum smardae</i>	Schalen-Erdstern	x	x	x	x	1962	
<i>Gymnopilus purpuratus</i>	Rotschuppiger Flämmling	x	x x	x	x x	1983	
<i>Gymnopus luxurians</i>	Üppiger Röhrling	x	x	x	x	1997	
<i>Hydnangium carneum</i>	Fleischfarbene Heidetrüffel	x	x	x	x	1838	
<i>Laccaria fraterna</i>	Ziegelroter Lacktrichterling	x	x	x	x x	Unbek.	
<i>Lentinula edodes</i>	Shiitake	x	x	x	x	Unbek.	
<i>Leratiomyces ceres</i>	Orangeroter Träuschling	x	x	x	x	1940	

<i>Leratiomyces percevalii</i>	Holzmulch-Klebkopf	x	x x x	x		x	1987
<i>Leucoagaricus americanus</i>	Büscheliger Egerlings-schirmling	x		x		x	1960
<i>Leucocoprinus cepistipes</i>	Zwiebelfüßiger Falten-schirmling	x		x	x x		1985
<i>Leucocoprinus cretaceus</i>	Kreideweißer Falten-schirmling	x		x		x	1970
<i>Leucocoprinus stramineolus</i>	Blassgelber Falten-schirmling	x		x	x		Unbek.
<i>Lycoperdon marginatum</i>	Abblätternder Stäubling	x		x		x	1859
<i>Macalpinomyces sper-mophorus</i>	Liebesgras-Samenbrand	x		x		x	1964
<i>Melampsorium hiratsukanum</i>	Japanischer Erlenrost	x	x	x		x	1995
<i>Melanopsichium pennsylvanicum</i>	–	x		x		x	1957
<i>Mutinus elegans</i>	Vornehme Hundsruete	x	x	x		x	1936
<i>Mutinus ravenelii</i>	Himbeerrote Hundsruete	x	x	x	x x		1942
<i>Mycena alphitophora</i>	Königsfarn-Helmling	x	x	x	x x		Unbek.
<i>Mycenastrum corium</i>	Gemeiner Sternstäubling	x		x		x	1860
<i>Omphalotus illudens</i>	Leuchtender Ölbaumpilz	x	x	x		x	1939
<i>Paxillus vernalis</i>	Frühjahrs-Krempling	x	x	x	x		1994
<i>Phallogaster saccatus</i>	Stinkender Sackbovist	x	x	x		x	1974
<i>Phlebia nothofagi</i>	Scheinbuchen-Fadenstachel-pilz	x	x	x		x	1982
<i>Phragmidium mexicanum</i>	Scheinerdbeerrost	x	x	x	x x		2000
<i>Picipes rhizophilus</i>	Steppengras-Stielporling						Heimisch
<i>Psathyrella ephemera</i>	–	x		x		x	2006
<i>Psilocybe azurescens</i>	Stattlicher Kahlkopf	x	x	x		x	1998
<i>Puccinia cribrata</i>	–						Heimisch
<i>Puccinia komarovii</i>	Kleiner Springkrautrost	x	x	x	x		1933
<i>Puccinia lagenophorae</i>	Australischer Gänseblüm-chenrost	x	x	x	x		1966
<i>Puccinia malvacearum</i>	Malvenrost	x	x	x	x		1863
<i>Puccinia minussensis</i>	–	x	x x	x		x	1921
<i>Puccinia mirabilissima</i>	Mahonia-Rost	x	x	x	x		1926
<i>Puccinia sorghi</i>	–	x	x	x	x		1858
<i>Ramaria flavobrunne-scens</i>	Gelbbräunende Koralle	x	x	x		x	Unbek.
<i>Ramaria rubripermanens</i>	–						Fehlend

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Status	Natürliches Areal	Einführungsweise	Einfuhrvektoren	Erstnachweis	Invasivität
		etabliert unbeständig unbekannt fehl (synthrop) fehl-erloschen fehlend (mit Nachweis)	Kein nat. Areal Europa Afrika Temp. Asien Trop. Asien Australasien Pazifik Nordamerika Südamerika Antarktis Kryptogen Unbekannt	Absichtlich Unabsichtlich Unbekannt	Gartenbau Botanischer Garten Landwirtschaft Forstwirtschaft Biovektoren Andere Unbekannt		Invasiv Potenziell invasiv
<i>Ramaria subdecurrens</i>	–	x	x	x	x	1993	
<i>Rhizopogon hawkeri</i>	–	x	x	x	x x	1967	
<i>Rhizopogon villosulus</i>	Wurzeltrüffel	x	x	x	x x	1967	
<i>Scleroderma cepa</i>	Zwiebelbovist	x	x	x	x	1929	
<i>Sporisorium destruens</i>	–	x	x	x	x	1802	
<i>Sporisorium reilianum</i>	–	x	x	x	x	1878	
<i>Sporisorium sorghi</i>	–	x		x	x	Unbek.	
<i>Squamanita contortipes</i>	Glatstieliger Schuppenwulstling	x	x	x		1998	
<i>Stereum insignitum</i>	Braunsamtiger Schichtpilz	x	x	x		1968	
<i>Stropharia rugosoannulata</i>	Kultur-Träuschling	x	x	x		1948	
<i>Suillus amabilis</i>	Douglasien-Röhrling	x	x	x	x x	1970	
<i>Suillus spraguei</i>	Weinrotgescheckter Schuppenröhrling	x	x	x	x x	1966	
<i>Thecaphora oxalidis</i>	Sauerklee-Samenbrand	x	x	x		1927	
<i>Tranzschelia discolor</i>	Zwetschgen-Rost	x	x	x		1867	
<i>Tulostoma giovanellae</i>	Stolzer Stielbovist	x	x	x		1971	
<i>Tulostoma pulchellum</i>	Zierlicher Stielbovist	x	x	x		1967	
<i>Typhula spathulata</i>	Schneeweißes Fadenkeulchen	x	x	x		1983	
<i>Urocystis eranthidis</i>	Winterlingsbrand	x	x	x	x	1971	
<i>Uromyces silphii</i>	–	x	x	x		1971	
<i>Ustilago cynodontis</i>	–	x		x		2004	
<i>Volvariella volvacea</i>	Dunkelstreifiger Scheidling	x	x	? x		Unbek.	

Ascomycota							
<i>Arthrocladiella mougeotii</i>	Bocksdornmehltau	x	x	x	x	1865	
<i>Ascotremella faginea</i>	Buchen-Schlauchzitterling	x	x	x	x	1960	
<i>Camarosporidiella elongata</i>	Robinien-Mauerspore	x	x	x	x	1842	
<i>Coccinonectria pachysandricola</i>	–	x	x	x	x	1981	
<i>Cryptostroma corticale</i>	Rußrindenkrankheit	x	x	x	x	2005	x
<i>Cylindrocladium buxicola</i>	Buchsbrand	x	x	x	x	2004	x
<i>Cylindrocladium henricotae</i>	–	x	x			2005	
<i>Diaporthe oncostoma</i>	–	x	x	x	x	1884	
<i>Didymascella thujina</i>	Schuppenbräune an Thuja	x	x	x	x	Unbek.	
<i>Dothistroma pini</i>	Dothistroma-Nadelbräune	x	x	x	x	2018	x
<i>Dothistroma septosporum</i>	Dothistroma-Nadelbräune	x	x	x	x	2000	x
<i>Drepanopeziza punctiformis</i>	Marssonina-Krankheit der Pappel	x		x	x	Unbek.	
<i>Entoleuca mammata</i>	–	x	x	x	x	Unbek.	
<i>Erysiphe alphitoides</i>	Eichenmehltau	x	x	x	x	1908	x
<i>Erysiphe arcuata</i>	Kleinfrüchtiger Hainbuchenmehltau	x	x	x	x	1981	
<i>Erysiphe azaleae</i>	Azaleenmehltau	x	x	x	x	1996	
<i>Erysiphe buhrii</i>	Echter Mehltau der Nelkengewächse	x	x	x	x	1873	
<i>Erysiphe catalpae</i>	Asiatischer Trompetenbaummehltau	x	x	x	x	1887	
<i>Erysiphe elevata</i>	Amerikanischer Trompetenbaummehltau	x	x	x	x	2003	
<i>Erysiphe flexuosa</i>	Roskastanienmehltau	x	x	x	x	1999	
<i>Erysiphe howeana</i>	Echter Nachtkerzenmehltau	x	x	x	x	1956	
<i>Erysiphe macleayae</i>	Echter Schöllkrautmehltau	x	x	x	x	2004	
<i>Erysiphe palczewskii</i>	–	x	x	x	x	1985	
<i>Erysiphe russellii</i>	–	x	x	x	x	1976	
<i>Erysiphe syringae-japonicae</i>	Asiatischer Fliedermehltau	x	x	x	x	1998	
<i>Erysiphe vanbruntiana</i>	Holundermehltau	x	x	x	x	1985	
<i>Eutypella parasitica</i>	Ahorn-Stammkrebs	x	x	x	x	2013	x
<i>Geopora sumneriana</i>	Zedern-Sandborstling	x	x	x	x	1981	
<i>Golovinomyces ambrosiae</i>	Echter Sonnenblumenmehltau	x	x	x	x	1981	

Wissenschaftlicher Name	Deutscher Name	Status	Natürliches Areal	Einführungsweise	Einfuhrvektoren	Erstnachweis	Invasivität
		etabliert unbeständig unbekannt fehl (synthrop) fehl-erloschen fehlend (mit Nachweis)	Kein nat. Areal Europa Afrika Temp. Asien Trop. Asien Australasien Pazifik Nordamerika Südamerika Antarktis Kryptogen Unbekannt	Absichtlich Unabsichtlich Unbekannt	Gartenbau Botanischer Garten Landwirtschaft Forstwirtschaft Biovektoren Andere Unbekannt		Invasiv Potenziell invasiv
<i>Helotium dearnessii</i>	Rasiges Knöterich-Stielbecherchen	x	x	x	x	2002	
<i>Hymenoscyphus fraxineus</i>	Eschentriebsterben	x	x	x		2006	x
<i>Lecanosticta acicola</i>	Lecanostica-Nadelbräune	x		x		2000	x
<i>Lophodermium pini-excelsae</i>	–	x		x	x	Unbek.	
<i>Massaria anomia</i>	Robinien-Kugelpilz	x		x	x	1828	
<i>Ophiostoma novo-ulmi</i>	Neues Ulmensterben	x		x		1970-1974	x
<i>Ophiostoma ulmi</i>	Holländisches Ulmensterben	x		x		1921	x
<i>Phaeocryptopus gaeumannii</i>	Rußige Douglasenschütte	x		x	x	Unbek.	
<i>Phyllosticta paviae</i>	Rosskastanien-Blattbräune	x		x	x	1958	
<i>Podosphaera mors-uvae</i>	Amerikanischer Stachelbeermehltau	x		x	x	1905	
<i>Podosphaera parietariae</i>	–	x		x	x	1991	
<i>Podosphaera pruinosa</i>	–	x		x	x	2007	
<i>Rhabdocline pseudotsugae</i>	Rostige Douglasenschütte	x		x	x	1922	
<i>Seiridium cardinale</i>	Zypressenkrebs	x		x	x	1989	
<i>Taphrina farlowii</i>	Später Traubenkirschen-Wucherling	x		x	x	Unbek.	
<i>Trochila laurocerasi</i>	Kirschlorbeer-Deckelbecherchen	x		x	x	1909	
<i>Venturia inaequalis</i>	Apfelschorf	x		x	x	Unbek.	
<i>Xenoramularia arxii</i>	–	x		x	x	Unbek.	

Spezifische Anmerkungen

Oomyceten

Basidiophora entospora (Peronosporaceae): Die aus Nordamerika stammende Art wurde auch nach Japan und Australien verschleppt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Ein Herbarbeleg liegt aus dem Jahr 1878 für Deutschland (ohne nähere Angaben) vor (GBIF 2020). Im September 1887 in Waldblöße bei Pullach, bei München an *Conyza canadensis* festgestellt (Allescher 1889). In Deutschland etabliert und zerstreut aus Bayern, Hessen, und Saarland gemeldet, regional häufiger in Sachsen-Anhalt (Brandenburger & Hagedorn 2006a, DGfM 2020). Der Pilz lebt am Neophyten *Conyza canadensis* und wurde vermutlich durch den Gartenbau eingeschleppt. Er wird meist auf Ruderalflächen oder in urbanen Lebensräumen gefunden (Brandenburger & Hagedorn 2006a).

Peronospora arthurii (Peronosporaceae): Der aus Nordamerika stammende Eipilz wurde im Jahr 1902 in Mannheim, Rheinhafen (Baden-Württemberg) erstmals für Deutschland an *Oenothera biennis* festgestellt (Brandenburger & Hagedorn 2006a). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Aktuell ist die etablierte Art in Deutschland zerstreut, aber weit verbreitet (Brandenburger & Hagedorn 2006a, DGfM 2020). Der Eipilz lebt an *Oenothera biennis* und wurde vermutlich durch den Gartenbau eingeschleppt. Er wird meist auf Ruderalflächen oder in gestörten Lebensräumen gefunden (Brandenburger & Hagedorn 2006a).

Peronospora buniadis (Peronosporaceae): Der aus Osteuropa und dem Kaukasus stammende Eipilz wurde 1898 erstmals in Erfurt (Thüringen) auf *Bunias orientalis* festgestellt (Brümmer 1990). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Die Art ist in Deutschland etabliert und zerstreut aus Hessen, Rheinland-Pfalz, und regional häufiger in Sachsen-Anhalt gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006a, DGfM 2020). Der Eipilz lebt an *Bunias orientalis* und wurde vermutlich durch den Gartenbau eingeschleppt. Er wird meist an Ruderalstandorten, Wegen und Straßenrändern, und auch in Weinbergen gefunden (Brandenburger & Hagedorn 2006a).

Peronospora diplotaxidis (Peronosporaceae): Das ursprüngliche Areal der gebietsfremden Art ist unbekannt. Sie wurde wohl bereits vor 1871 auf *Diplotaxis muralis* festgestellt (Fuckel 1869/70). In Deutschland etabliert und aktuell zerstreut, aus Hessen, Rheinland-Pfalz, und Sachsen-Anhalt gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006a, DGfM 2020). Der Pilz lebt an *Diplotaxis muralis* und *D. tenuifolia* und wurde vermutlich durch den Gartenbau eingeschleppt. Er wird meist an Wegrändern oder auf Ruderalflächen gefunden (Brandenburger & Hagedorn 2006a).

Peronospora jacksonii (Peronosporaceae): Der Status der aus Nordamerika stammenden Art in Deutschland ist unbekannt. Die Art wurde im Juli 1965 in Gotteszell (Bayern) erstmals für Deutschland auf *Mimulus guttatus* festgestellt (GBIF 2020). Möglicherweise wurde sie 1935 erstmals für Europa in Großbritannien festgestellt (GBIF 2020). Die Art wurde mehrfach aus Bayern gemeldet (Doppelbaur & Doppelbaur 1972, Brandenburger & Hagedorn 2006a); aktuell wahrscheinlich in Deutschland verschollen. Der Pilz lebt an *Mimulus guttatus* (Brandenburger & Hagedorn 2006a).

Phytophthora x alni (Peronosporaceae): siehe NIB-Steckbrief

Phytophthora cambivora (Peronosporaceae): siehe NIB-Steckbrief

Phytophthora chrysanthemi (Peronosporaceae): Die Art wurde nach Exemplaren aus Japan beschrieben (Naher et al. 2011). Sie wurde 2015 in Europa und 2016 in Nordamerika festgestellt (Randall-Schadel 2016). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa 2015 in Kroatien (Tomic & Ivic 2015) und in einer Baumschule in Hessen festgestellt (Götz et al. 2017). Der Pilz wurde an *Chrysanthemum indicum* festgestellt und scheint an *Chrysanthemum* spp. ge-

bunden. Die Art wurde bislang noch nicht im Freiland festgestellt: die Nachweise stammen aus Glashäusern bzw. Baumschulen (Europa, USA, Japan) bzw. aus hydroponischen Anlagen (Japan).

Phytophthora cinnamomi (Peronosporaceae): siehe NIB-Steckbrief

Phytophthora citricola (Peronosporaceae): siehe NIB-Steckbrief

Phytophthora infestans (Peronosporaceae): Die Kraut- und Knollenfäule stammt ursprünglich wahrscheinlich aus Mexiko. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung und der Zeitpunkt des Erstnachweises für Deutschland sind unbekannt. In Europa und in Deutschland ab ca. 1830 in Kartoffelfeldern auftretend (Riehm 1928, Zentmyer 1988). In Deutschland etabliert und aktuell weit verbreitet und aus mehreren Bundesländern bekannt (DGfM 2020). Der Pilz lebt an verschiedenen Nachtschattengewächsen auf Umschlagsplätzen oder Ruderalflächen.

Phytophthora plurivora (Peronosporaceae): siehe NIB-Steckbrief

Phytophthora ramorum (Peronosporaceae): siehe NIB-Steckbrief

Pseudoperonospora humuli (Peronosporaceae): Choi et al. (2005) schlagen vor, das Taxon mit *P. cubensis* (an Cucurbitaceae) zu synonymisieren; Runge et al. (2011) und Mitchell et al. (2011) schlagen hingegen vor, die beiden Taxa getrennt zu behandeln. Die aus Südwesteuropa stammende Art ist seit 1923 in Deutschland bekannt (Riehm 1928). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Die Art ist aktuell in Deutschland etabliert und weit verbreitet und aus den meisten Bundesländern gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006a, DGfM 2020). Der Pilz lebt an *Humulus lupulus*, meist in Hecken und an Waldsäumen (Brandenburger & Hagedorn 2006a).

Synchytrium endobioticum (Chytridiaceae): Der Kartoffelkrebs stammt aus dem südlichen Südamerika. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Die Art wurde 1908 erstmals aus Westfalen gemeldet (Köhler 1928) und ist aktuell in Deutschland weit verbreitet. Der Pilz lebt meist auf Kartoffeln, aber auch auf zahlreichen anderen Wildpflanzen.

Basidiomyceten

Aureoboletus projectellus (Boletaceae): Es liegen bisher nur wenige Nachweise des Glattsporigen Rippensporrhörhlings für Deutschland vor und der Status der Art ist unbekannt. Der Pilz kommt im östlichen Nordamerika von Kanada bis Mexiko vor und wurde auch in Taiwan, Madagaskar und Tasmanien festgestellt (Wrzosek et al. 2017, Assyov 2019). Der Mykorrhiza-Pilz wurde wahrscheinlich mit der Wirtspflanze oder Erde eingeschleppt (Vellinga et al. 2009, Wrzosek et al. 2017). Auf der Kurischen Nehrung 2007 erstmals für Europa nachgewiesen und etwa seit den 1980er-Jahren Sammlern bekannt (Motiejunaite et al. 2011). In Deutschland erstmals 2014 im Biosphärenreservat Spreewald (Brandenburg) festgestellt (Schreiner 2015). Der Pilz ist „extrem selten“ (Rote Liste Kategorie „R“), aber mit zunehmendem Bestand (Dämmrich et al. 2016). In Deutschland von mehreren Standorten aus Brandenburg bekannt (Schmidt & Helbig 2018). Weitere europäische Funde wurden aus den baltischen Staaten, Polen und Dänemark gemeldet (Schreiner 2015). Die gebietsfremde Art besiedelt bislang nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume. Es ist allerdings damit zu rechnen, dass sich die Art auf Flugsanden und in Dünengebieten weiter ausbreitet, wie dies bereits seit 2007 entlang der Ostseeküste in den baltischen Staaten, Polen und Dänemark geschehen ist (Schreiner 2015). Der Mykorrhiza-Pilz lebt an *Pinus* ssp. (in Europa an *P. mugo* und *P. sylvestris* gefunden) und scheint keine dominierenden Tendenzen zu zeigen. Vorkommen sind vor allem von mageren Sandböden unter Kiefern bekannt.

Bolbitius coprophilus (Bolbitiaceae): Der Rosafarbene Mistpilz wurde erstmalig 1894 im US-Staat New York beschrieben und im östlichen Nordamerika als verbreitet

bezeichnet (Murrill 1917). Der Pilz ist möglicherweise 1882 in Uppland, Bondkyrka, Ultuna, Schweden erstmals in Europa aufgetreten (GBIF 2015). Die publizierte Erstmeldung liegt aus einem Glashaus in den Niederlanden aus den 1960er-Jahren vor (Hausknecht & Krisai-Greilhuber 2003). Am 10.4.1978 auf abgelagertem Pferdemit im Arzneipflanzengarten der Firma Dr. W. Schwabe bei Staffort (südwestlich von Bruchsal, Baden-Württemberg festgestellt (Krieglsteiner et al. 1983). Der Pilz ist in Deutschland etabliert, weit, aber zerstreut verbreitet und aus mehreren Bundesländern gemeldet (Bresinsky et al. 2007, DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland selten, aber langfristig zunehmend. In Europa im Freiland aus Dänemark, Großbritannien, Italien, Österreich und der Tschechischen Republik bekannt. Die offenbar wärmeliebende Art kommt auch in Indien und Japan vor (Amandeep et al. 2013). Die gebietsfremde Art wurde bisher nur in Verbindung mit Pferdedung bzw. Stallmist oder Kompost bzw. in Glashäusern beobachtet (Bresinsky et al. 2007).

Cerinomyces pallidus (Cerinomycetaceae): Der Unscheinbare Wachsling wurde bislang nur einmal („unter Vorbehalt“) in Deutschland nachgewiesen (Huckfeldt & Hechler 2004); es sind daher keine gesicherten Aussagen zum Status möglich. Der Pilz stammt aus Nordamerika, es liegen Angaben aus Colorado, Illinois, Iowa, Oregon und Wisconsin vor (Farr & Rossman 2019). Ob die Angaben aus Südamerika (Venezuela, Brasilien) zum ursprünglichen Areal gehören ist unsicher. Möglicherweise erstmals für Europa 1998 in Frankreich („*C. aff. pallidus*“) nachgewiesen (Huckfeldt & Hechler 2004). Der Erstnachweis für Deutschland erfolgte 2004 nördlich von Aachen, im bewitterten, unteren Teil eines Fensterrahmens aus Kiefernholz (Huckfeldt & Hechler 2004). Der Pilz ist klein und unauffällig und wird möglicherweise häufig übersehen. Nach Dämmrich et al. (2016) ist die Bestandssituation in Deutschland unbekannt, der kurzfristige Bestandstrend wurde als zunehmend eingestuft. Aus den Nachbarländern gibt es nur einen unsicheren Nachweis aus Frankreich (Huckfeldt & Hechler 2004). In Deutschland ist der Pilz als Lignin- und Zelluloseersetzer in einem Gebäude gefunden worden. Aus Nordamerika werden Funde an *Abies*, *Tsuga* und anderen Koniferen sowie von *Quercus* und *Malus* gemeldet (Farr & Rossman 2019).

Clathrus archeri (Phallaceae): Der Tintenfischpilz stammt aus Australien, Neuseeland und Malaysia. Ob Vorkommen in China, dem südlichen Afrika und dem Südostatlantik zum ursprünglichen Areal zählen ist unsicher (Krieglsteiner 1992). Die Art wurde auch nach Nordamerika verschleppt. Die Ersteinschleppung nach Europa erfolgte möglicherweise mit Wolllieferungen aus Australien oder mit Militärausrüstung im 1. Weltkrieg (Krieglsteiner 1992). Vermutlich 1913-14 (gesichert 1920) erstmals in Europa in den Vogesen (Frankreich) festgestellt (Krieglsteiner 1992). 1934 in der Rheinebene bei Karlsruhe erstmals für Deutschland festgestellt (Krieglsteiner 1992, Stricker 1942). Die in Deutschland etablierte Art kommt im gesamten Bundesgebiet vor (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland häufig und langfristig zunehmend. In Europa weit verbreitet und expansiv. Die Art hat keine besondere ökologische Ansprüche und kann auf Viehweiden, an Waldrändern und Waldwegen und in Wäldern auf nährstoffreichen, aber nicht kalkhaltigen Böden gefunden werden (Bresinsky et al. 2007, DGfM 2020, Karasch pers. Beob.).

Clathrus ruber (Phallaceae): Der Scharlachrote Gitterling wird von Dämmrich et al. (2016) für Deutschland nicht als gebietsfremd aufgeführt. Hingegen bewerten Kreisel (2001) für Deutschland, Voglmayr & Krisai-Greilhuber (2002) für Österreich und Beenken & Senn-Irlet (2016) für die Schweiz die Art als gebietsfremd. Der Pilz stammt aus dem südlichen Europa, Nordafrika und Westasien. Angaben aus dem tropischen Afrika beruhen wahrscheinlich auf Verwechslungen. Ob Vorkommen im asiatischen Raum zum ursprünglichen Areal zählen ist unsicher. Die Art wurde auch nach Nordamerika (Kanada, Kalifornien), Mittel- und Südamerika (Mexiko, Argentinien) verschleppt. Vermutet wird ein Zusammenhang mit dem Import von Rindenmulch. Wahrscheinlich wurde die Art in der ersten Hälfte des 18. Jh. aus dem westlichen Europa nach Deutschland eingebracht (Dennis 1955, Kreisel 2001). „Augusto mense obviam ivit in Thuringia, et quidem in saltu vastissimo Wertherorum, supra Closter Dondorff et pagum Hauderode, nec non ad radicem montis Insulani, in humectatis locis“ (Gleditsch 1753). Die etablierte Art ist im gesamten Bundesgebiet zerstreut verbreitet (DGfM 2020). In Europa nördlich der Alpen aus Belgien, Frankreich (im Süden und Westen heimisch), Großbritannien (im Süden des Landes evtl. heimisch?), Irland, Litauen, Niederlande, Österreich, Polen, Schweiz, Slowakei und der Tschechischen Republik gemeldet (Dennis 1955, Kreisel 2001). Die Art besiedelt (semi)urbane Lebensräume (Parks, Gärten, Ruderalflächen) (Dennis 1955, Kreisel 2001).

Clitocybula abundans (Marasmiaceae): Die wenigen Fundnachweise des Üppigen Holzröbling erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Der Pilz stammt ursprünglich aus dem nordöstlichen Nordamerika. Von Dämmrich et al. (2016) wird die Art in die Liste der Pilze Deutschlands inkludiert, aber nicht als gebietsfremd gekennzeichnet. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa erstmals 1974 in der Tschechischen Republik nachgewiesen (Singer 1977). Am 4.8.1992 bei Ramschleite (Bayern) erstmals für Deutschland festgestellt (DGfM 2020). Aktuell ist der Pilz nur aus Bayern und Baden-Württemberg bekannt (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) sind die Bestandssituation und die Trends in Deutschland ungenügend bekannt. Weitere europäische Funde sind aus Frankreich, Italien, Luxemburg, Österreich, Spanien und der Tschechischen Republik bekannt (GBIF 2020). Die Art besiedelt verotendes Totholz, bevorzugt Fichten und andere Nadelgehölze, seltener wird sie an Laubgehölzen gefunden.

Coniophora prasinoides (Coniophoraceae): Der Häutige Braunsporrindenpilz wurde in Deutschland bisher nur einmal in einem Gebäude festgestellt (Huckfeldt & Schmidt 2013, DGfM 2020). Die Erstbeschreibung basierte auf einer Kollektion aus Frankreich, weitere Nachweise sind aus Großbritannien, den U.S.A. und aus Nigeria bekannt (Huckfeldt & Schmidt 2013). Von Dämmrich et al. (2016) für Deutschland als gebietsfremd gelistet. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Am 17.1.2013 unter einem Holzfußboden und aus einer Asche-Schüttung in einem Haus bei Bochum-Wattenscheid in Nordrhein-Westfalen (Huckfeldt & Schmidt 2013) festgestellt. In Europa aus Frankreich und Großbritannien bekannt (Huckfeldt & Schmidt 2013), wo die Art auch im Freiland auftritt. In Deutschland ist der Pilz als Braunfäuleverursacher nur in einem Gebäude gefunden worden. Aus anderen europäischen Ländern werden Funde an Pinus und Salix, Vitis, Poaceae, Obst- sowie anderen Laubhölzern berichtet, außerdem ist er ein Bodenstreue-Besiedler in französischen Obst- und Weinbaugebieten (Huckfeldt & Schmidt 2013).

Conocybe crispella (Bolbitiaceae): Die wenigen Fundnachweise erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status des Zerbrechlichen Samthäubchens in Deutschland. Von Dämmrich et al. (2016) in die Liste der Pilze Deutschlands inkludiert. Die Erstbeschreibung basierte auf einer Kollektion aus Nordamerika, die gebietsfremde Art soll aber in den Tropen weit verbreitet sein (Pidlich-Aigner et al. 2001). Wahrscheinlich wurde die Art zusammen mit Zierpflanzen importiert (Ludwig 2007). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa erstmals 1995 in Österreich nachgewiesen (Pidlich-Aigner et al. 2001, GBIF 2020). In Deutschland erstmals 1997 in einem Garten in Berlin-Lichtenrade festgestellt (Ludwig 2007). Meldungen liegen aus Berlin, Sachsen, Sachsen-Anhalt und Schleswig-Holstein (DGfM 2020) sowie aus Bayern (GBIF 2020) vor. Nach Dämmrich et al. (2016) sind die Bestandssituation und die Trends in Deutschland ungenügend bekannt. Weitere europäische Funde sind aus Österreich und Frankreich bekannt (Pidlich-Aigner et al. 2001, GBIF 2020). Die Art wurde bisher nur in synanthropen Habitaten (Gewächshäuser, Parks und Gärten, in Städten) angetroffen (Pidlich-Aigner et al. 2001, Ludwig 2007, GBIF 2020).

Conocybe intrusa (Bolbitiaceae): Das Ansehnliche Samthäubchen stammt ursprünglich aus dem nordöstlichen Nordamerika. Das Auftreten in Glashäusern und gedüngten Kulturböden (Kreisel 1987) weist auf eine Einschleppung mit Pflanzensubstraten hin. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa wurde die Art erstmals 1943 in Böhmen festgestellt (Kreisel 2000). Am 18.6.1968 im Arboretum des Bereichs für Botanik des Museums für Naturkunde in Berlin-Baunischschulweg auf einem Haufen mit vorjährigem, schon stark verrottetem und strohhaltigem Pferdemit gesammelt. Der Mist stammte vermutlich von der Trabrennbahn Karlishorst (Benkert 1971). Zerstreute Meldungen der etablierten Art liegen für Deutschland aus Baden-Württemberg, Bayern, Brandenburg, Mecklenburg-Vorpommern, Nordrhein-Westfalen, Sachsen, Sachsen-Anhalt und Thüringen vor (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) sind die Bestandssituation und die Trends in Deutschland ungenügend bekannt. Weitere europäische Funde sind aus Belgien, Frankreich, Finnland, Großbritannien, Liechtenstein, Niederlande, Österreich und Schweden bekannt (GBIF 2020). Die Art wurde bisher nur an nitratreichen Standorten, wie Gärten, Parks oder Wegrändern sowie in Glashäusern gefunden (Kreisel 2006).

Cronartium ribicola (Cronartiaceae): Für den Stroben-Blasenrost wird als Ursprungsgebiet der Ausbreitungswelle im 19. Jh. in Europa (an der aus Nordamerika eingeführten Strobe *Pinus strobus*) Sibirien bzw. *P. sibirica* angenommen (Kirisits 2007). Der Pilz wurde Ende des 19. Jh. mit infizierten Wirtspflanzen auch nach Nord-

amerika verschleppt. Während Voglmayer & Krisai-Greilhuber (2002) die Art für in Österreich möglicherweise heimisch halten, listen Beenken & Senn-Irlet (2016) sie für die Schweiz als gebietsfremd. Der Pilz ist in Deutschland zerstreut verbreitet und aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). Die obligat wirtswechselnde Art besiedelt Hecken, Gärten und Waldsäume (an *Ribes* spp.) sowie fünfnadelige Kiefern (*Pinus* spp.) (Kirisits 2007), an denen sie auch Krankheitssymptome verursacht. *Cryphonectria parasitica* (Agaricaceae): siehe NIB-Steckbrief

Dacrymyces paraphysatus (Dacrymycetaceae): Die wenigen Fundnachweise erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Nach Dämmrich et al. (2016) ist die Etablierung der aus Neuseeland und dem Südwestpazifik stammenden Art in Deutschland fraglich. Der Pilz wurde erstmals auf Tahiti in den 1950er-Jahren nachgewiesen (Olive 1958); in den 1960er-Jahren aus Neuseeland und Hawaii gemeldet (GBIF 2020). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Der Nachweis in Deutschland ist der erste und bisher einzige in Europa und der erst vierte weltweit (Hahn & Karasch 2002). Der Pilz wurde am 28.11.2001 auf einer Huteweide ca. 2 km südlich von Erling/Andechs im Landkreis Weilheim-Schongau im Ammerseegebiet (Oberbayern) an toten Trieben von *Viburnum lantana* aufgefunden (Hahn & Karasch 2002).

Descolea alba (Cortinariaceae): Die wenigen Fundnachweise der Weißen Erdnuss erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Die Art wird bei Dämmrich et al. (2016) nicht für Deutschland gelistet. Vermutlich wurde sie mit den Wirtsgehölzen (Eukalyptus) eingeschleppt (Groß et al. 1980). Die Art wurde auch nach Nord- und Südamerika verschleppt (GBIF 2020). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. In Europa erstmals 1830-1831 in Schottland nachgewiesen (Kreisel 2001, GBIF 2020) und 1837-1838 im Botanischen Garten Berlin gefunden (Klotzsch 1839). Belege liegen auch aus den Jahren 1853-1860 aus dem Botanischen Garten Giessen vor (GBIF 2020; vgl. auch Hesse 1891 mit weiteren Angaben aus botanischen Gärten). Nach Hesse (1891) hat Klotzsch die Art „sowohl in Kalthäusern Berlins als auf Heideland der Berliner Umgebung“ gesammelt. GBIF (2019) meldet einen Herbarbeleg vom 29.7.1921 aus Engfurt bei Mühldorf („Gem. Wald, unter Moos“) in Bayern. Zerstreute Meldungen liegen aus Baden-Württemberg, Mecklenburg-Vorpommern, Sachsen und Sachsen-Anhalt vor (DGfM 2020). Europäische Angaben liegen aus Großbritannien, Portugal und Spanien sowie aus Schweden vor, die teilweise vermutlich nicht aus der freien Natur stammen (GBIF 2020). Die Art wird überwiegend in Gewächshäusern gefunden. Freilandfunde liegen von Standorten mit Linden, Rotbuchen und Fichten vor, werden aber z.B. von Groß et al. (1980) angezweifelt. Hesse (1891) schreibt: „Die humose Erde der Blumentöpfe der Kalthäuser, seltener der Wald- und Heidehumus werden von dieser sehr häufig epigäisch auftretenden Flypogae als Entwicklungsstätten gewählt“.

Disciseda verrucosa (Agaricaceae): Die wenigen Fundnachweise des Krummfinger-Scheibenbovist erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Nach Dämmrich et al. (2016) ist die Etablierung der aus Australien und Neuseeland stammenden Art in Deutschland fraglich. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Erste europäische Funde wurden 1934 aus Tschechien gemeldet (Specht & Schubert 2012). 2010 wurde die Art erstmals für Deutschland auf Geschiebemergel am Hammelberg (Sachsen-Anhalt) festgestellt (Specht & Schubert 2012). Seit dem Erstfund sind keine weiteren Nachweise in Deutschland bekannt geworden (DGfM 2020). In Europa aus der Tschechischen Republik, der Slowakei, Spanien sowie aktuell aus Polen gemeldet (Tomaszewska et al. 2017). Die Art wurde auch nach Nord- und Südamerika und Südafrika verschleppt (Tomaszewska et al. 2017, GBIF 2020). Die thermophile Art besiedelt trockene und warme Sand-Lebensräume (Specht & Schubert 2012, Tomaszewska et al. 2017).

Galerina nana (Strophariaceae): Singer (1955) hat den Pilz noch als unbeständig in Deutschland beschrieben. Die aktuelle Verbreitung zeigt, dass der Kleinste Häubling nunmehr etabliert ist. Das ursprüngliche Areal des Pilzes wird in den amerikanischen Tropen in Zentralamerika, Karibik, Nördliches Südamerika, Westliches Südamerika, Brasilien vermutet (Smith & Singer 1964). Die Art wurde auch aus Nordamerika, Japan und Australien gemeldet (GBIF 2020). Mit Pflanzenmaterial aus tropischen Gebieten eingeschleppt (Singer 1955). Die Erstbeschreibung basierte auf einem Fund in einem Warmhaus des botanischen Gartens in Catania/Italien (Petri 1904). Ohne Angabe von näheren Fundumständen erwähnt Singer (1955) die Art für Deutschland. Seit den 1950er-Jahren hat sich der Pilz in Deutschland ausgebreitet, wenn auch zerstreut (Bayern, Brandenburg, Mecklenburg-Vorpommern, Nordrhein-Westfalen, Rheinland-Pfalz, Sachsen-Anhalt, Schles-

wig-Holstein und Thüringen (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland selten, mit langfristig zunehmendem Bestand. Weitere Funde in Europa sind aus Belgien, Dänemark, Frankreich, Großbritannien, Luxemburg, Niederlande, Norwegen, Österreich, Schweden, Spanien und der Tschechischen Republik bekannt (GBIF 2020). Die gebietsfremde Art besiedelt Sandtrockenrasen, Kiefern- und Buchenwälder (Bresinsky et al. 2007).

Geastrum corollinum (Geastraceae): Der Zitzen-Erdstern stammt aus dem östlichen Nordamerika, vermutlich aus dem natürlichen Vorkommensgebiet der Robinie (Nehring et al. 2013), mit welcher der Pilz vorwiegend vergesellschaftet ist (Winterhoff 1991). Die Art wurde auch aus Mittel- und Südamerika, Afrika, China, Japan und Australien gemeldet (GBIF 2020). Der Pilz wurde vermutlich mit der Einfuhr von Robinien eingeschleppt, möglicherweise bereits im 17. Jh. (Nehring et al. 2013). Im Herbst 1857 wurde er vermutlich das erste Mal in Deutschland bei Darmstadt gefunden (Buchner 1863). Aktuell kommt die etablierte Art zerstreut in den neuen Bundesländern außer Sachsen und im Oberrheingebiet vor (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde wurden aus Dänemark, Frankreich, Großbritannien, Niederlande, Österreich, Portugal, der Slowakei und Schweden sowie Spanien und Ungarn gemeldet (GBIF2019). Die gebietsfremde, seltene bzw. konkurrenzschwache Art besiedelt nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume, da sie vornehmlich mit Robinien assoziiert ist (Groß et al. 1980). Sie kann gelegentlich aber auch wertvolle Lebensräume wie Steppenrasen (*Allio-Stipetum*) besiedeln (Groß et al. 1980).

Geastrum fornicatum (Geastraceae): Der Große Nest-Erdstern stammt aus dem östlichen Nordamerika, vermutlich aus dem natürlichen Vorkommensgebiet der Robinie (Nehring et al. 2013), mit welcher der Pilz vorwiegend vergesellschaftet ist. Die Art wurde auch nach Brasilien, das südliche Afrika, Japan und Australien verschleppt (GBIF 2020). Von Dämmrich et al. (2016) nicht als gebietsfremd gekennzeichnet. Vermutlich mit der Einfuhr von Robinien, möglicherweise bereits im 17. Jh. eingeschleppt (Nehring et al. 2013). Am 5. Mai 1954 am Eselstein im Brombachtal/Odenwald erstmals für Deutschland gemeldet (Eberle 1956). In Deutschland ist die etablierte Art zerstreut aus mehreren Bundesländern gemeldet, in Sachsen-Anhalt weit verbreitet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten mit gleich bleibendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde sind aus Dänemark, Frankreich, Großbritannien, Irland, Italien, Norwegen, Österreich, Schweden, Spanien und Ungarn bekannt (GBIF 2020). Die Art wurde bisher nur bei nitrophiler Vegetation, in Robinienbeständen (Dörfelt 1988, Winterhoff 1991) und Parks (Groß et al. 1980) gefunden.

Geastrum smardae (Geastraceae): Der Schalen-Erdstern stammt nach Kreisel (2001) aus den temperaten Regionen Nordamerikas. Die Art wurde auch aus Mittel- und Südamerika (Costa Rica, Brasilien) gemeldet (GBIF 2020). Nach Belegen aus dem Jahr 1952 aus der Slowakei beschrieben (Kreisel 2001). Zwei Fruchtkörper wurden 1962 in einem Gartengrundstück in Leipzig, Rackwitzer Straße 50 unter einem Stachelbeerstrauch gefunden (Kreisel 1963). Vereinzelt Funde der etablierten Art sind aus Sachsen-Anhalt und aus dem nördlichen Oberrheingebiet bekannt (Winterhoff & Wöldecke 1982, DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland extrem selten, mit langfristig zunehmendem Bestand. In Europa aus Dänemark, den Niederlanden, Norwegen, Österreich, Polen, der Slowakei und Schweden sowie der Tschechischen Republik gemeldet (Kreisel 2001, GBIF2019). Die sehr seltene Art besiedelt nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume, da sie bisher nur in synanthropen Habitaten (Gärten, landwirtschaftlich genutzte Flächen) gefunden wurde (Kreisel 1987, Ziebarth 2015).

Gymnopilus purpuratus (Strophariaceae): Es ist unklar, ob aktuelle Vorkommen des Rotschuppigen Flämmplings in Deutschland und in Europa bestehen (GBIF 2020). Von Dämmrich et al. (2016) in der Roten Liste für Deutschland angeführt. Die Art stammt ursprünglich aus Australien und dem südlichen Südamerika. Möglicherweise wurde der Pilz mit Zierpflanzen oder Holzimporten eingeschleppt. Die Art wurde nach Material aus dem Farnhaus des Botanischen Gartens Kew in Großbritannien beschrieben, wo sie 1887 an einem Baumfarn festgestellt wurde. Seit 1983 wurde sie auf Halden von Holz- und Rindenabfällen des Faserplattenwerkes Ribnitz-Damgarten bei Tressentin und Ehmkenhagen, Bezirk Rostock, beobachtet (Kreisel & Lindequist 1988). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland extrem selten, mit langfristig zunehmendem Bestand. Es könnte Verwechslungen mit anderen *Gymnopilus*-Arten und *Tricholomopsis rutilans* geben (Kreisel & Lindequist

1988). Die gebietsfremde Art besiedelt nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume, da die Art bisher nur auf nährstoffreichen Holzabfällen und exotischen Hölzern gefunden wurde (Kreisel & Lindequist 1988).

Gymnopus luxurians (Omphalotaceae): Der Üppige Rübling stammt aus dem östlichen Nordamerika. Vermutlich erfolgte die Einschleppung mit Rindenmulch (Ludwig 2012). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Am 15.8.1997 an der Basis von Rosenstöcken in einem gemulchten Beet, das 1996 angelegt wurde, in Schmelz/Saarland erstmals für Deutschland festgestellt (Montag et al. 1999). In Deutschland kommt die etablierte Art vereinzelt, aber weit verbreitet vor und ist aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten, mit unbekanntem Bestandestrend. Die Art ist auch aus den Niederlanden (seit 1986), Frankreich (1993), Italien (1994), Österreich (1996) und der Tschechischen Republik (1976) bekannt (z.B. Antonín & Herink 1999). Die sehr seltene Art besiedelt nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume, da sie bisher überwiegend in synanthropen Habitaten, z.B. Friedhöfe, Gärten und Glashäuser, meist in Verbindung mit Rindenmulch gefunden wurde (Ludwig 2012).

Hydnangium carneum (Hydnangiaceae): Die wenigen Fundnachweise der Fleischfarbenen Heidetrüffel erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Nach Dämmrich et al. (2016) ist die Etablierung der aus Australien stammenden Art in Deutschland fraglich. Wahrscheinlich mit den Wirtspflanzen (z.B. *Eukalyptus*) eingebracht (Vellinga et al. 2009). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Möglicherweise ist der Nachweis aus Deutschland der erste für Europa. Meldungen liegen z.B. aus 1865 (Niederlande) und 1873 (Großbritannien, Polen) vor (GBIF 2020). Im Grunewald/Berlin 1838 erstmals festgestellt (Klotzsch 1839). In Deutschland selten und aus Sachsen und Schleswig-Holstein (DGfM 2020) sowie aus Niedersachsen (Bresinsky et al. 2007), Bayern und Berlin (Groß et al. 1980) gemeldet. In Europa zerstreut von Spanien bis in das südliche Schweden verbreitet (GBIF 2020). Meist in Glashäusern von Botanischen Gärten, gelegentlich auch im Freiland unter Buchen oder Kiefern an Waldrändern und in Kalk-Steppenheiden (Groß et al. 1980).

Laccaria fraterna (Hydnangiaceae): Der Ziegelrote Lacktrichterling stammt aus Australien und Neuseeland. Der Pilz wurde mit Wirtsgehölzen (*Eucalyptus*) nach Nord- und Südamerika, Asien und Europa eingebracht; die Art besitzt aber ein breites Wirtsspektrum und kommt an verschiedenen Pflanzen vor (Vellinga et al. 2009). Vermutlich im 18. Jh. zusammen mit Wirtsgehölzen nach Europa eingebracht (Vellinga et al. 2009). Es gibt Meldungen aus Baden-Württemberg seit 1977, die Art ist aber mit Sicherheit bereits früher eingeführt worden (Gminder & Krieglsteiner 2001). In Deutschland ist die etablierte Art zerstreut aus fast allen Bundesländern bekannt (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa aus Frankreich, Großbritannien und Spanien bekannt (Vellinga et al. 2009). Die Art besiedelt regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume in collinen bis montanen Höhenstufen, z.B. Moorränder (Gminder & Krieglsteiner 2001).

Lentinula edodes (Omphalotaceae): Der Shiitake stammt aus China und Ostasien. Der Pilz wird zu Speisezwecken gezüchtet. Die ersten Zuchtversuche in Deutschland fanden 1909 statt (GAMU 2015). Der früheste Nachweis in der Datenbank der DGfM stammt aus dem Jahr 1979 aus Stuttgart-Plieningen. Es ist jedoch nicht gesichert, ob es sich um einen Nachweis in der freien Natur gehandelt hat (DGfM 2017). Es liegen bisher wenige Funde aus Bayern, Baden-Württemberg, Rheinland-Pfalz, Hessen, Nordrhein-Westfalen und Sachsen vor, die teilweise aus Gärten und Pilzfarmen stammen (DGfM 2017). in der aktuellen Roten Liste Deutschlands als etablierter Neomycet geführt (Dämmrich et al. 2016).

Leratiomyces ceres (Strophariaceae): Der Orangerote Träuschling stammt wahrscheinlich aus Australien (Noordeloos 2011). Kreisel (2000) vermutet die Herkunft im atlantischen Europa. Sie kommt aktuell in Europa, Japan, lokal in Afrika und in Nord- und Mittelamerika vor (GBIF 2020). Möglicherweise erfolgte die Einschleppung mit Rindenmulch (Runge 1991, Bridge et al. 2008). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Der Erstfund in Europa erfolgte 1886 in Kew Garden (GBIF 2020) bzw. 1898 in Watford/England (Engel & Engel 1970). Im Stadtpark von Hamburg erstmals für Deutschland 1940 festgestellt (Runge 1991). Die etablierte Art ist in ganz Deutschland verbreitet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) mittelhäufig mit lang- und kurzfristig zunehmendem Bestandestrend. In

Europa weit verbreitet, in Großbritannien und den Benelux-Staaten regelmäßig, im kontinentalen Bereich zerstreut und seltener (GBIF 2020). Die Art besiedelt überwiegend stadtnahe Gehölze (Parks, Gärten) in Verbindung mit Holzhäcksel-Mulchungen bzw. nährstoffreiche Böden (Noordeloos 2011). Nur selten ist der Pilz auf Holzresten in Wäldern an natürlichen Standorten zu finden (Runge 1991).

Leratiomyces percevalii (Strophariaceae): Der Holzmulch-Klebkopf stammt aus Südwesteuropa, Südosteuropa, Westasien und Nordafrika. Kreisel (2000) vermutet die Herkunft im Mediterrangebiet. Die Art kommt auch an der Westküste Nordamerikas vor (GBIF 2020). Möglicherweise erfolgte die Einschleppung mit Rindenmulch (Gminder & Krieglsteiner 2003) oder durch eigenständige Einwanderung von England über die Niederlande und Dänemark (Kreisel 2000). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Nachweise aus dem 19. Jh. liegen vor (1878, Großbritannien; 1887, Norwegen) (GBIF 2020). 1987 erstmals für Deutschland in Hamburg festgestellt (Kreisel 2000). Die etablierte Art ist in ganz Deutschland zerstreut verbreitet und aus fast allen Bundesländern bekannt (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) selten mit lang- und kurzfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa in Skandinavien häufig, im kontinentalen Bereich zerstreut und seltener (GBIF 2020). Die Art besiedelt überwiegend Mulchungen (Rindenmulch, Holzspäne) (Gminder & Krieglsteiner 2003, Senn-Irlet et al. 2010).

Leucoagaricus americanus (Agaricaceae): Der Büschelige Egerlingsschirmling stammt aus dem östlichen Nordamerika. Noordeloos et al. (2001) diskutieren taxonomische Unsicherheiten und halten eine (sub)tropische Herkunft der Art für wahrscheinlich. Möglicherweise erfolgte die Einschleppung mit Rindenmulch (Gminder & Krieglsteiner 2003). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa (Serbien) seit 1885 nachgewiesen (Kreisel 2000), seit 1895 in den Niederlanden (Noordeloos et al. 2001). Ein Herbarbeleg liegt aus dem Jahr 1960 aus Volkersheim (Bayern) vor (DGfM 2020). In Deutschland ist die etablierte Art weit, aber zerstreut verbreitet, und aus fast allen Bundesländern bekannt (DGfM 2020), stellenweise häufig (Montag 2015). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Aus ganz Europa bekannt, nicht in höheren Lagen (Noordeloos et al. 2001). Die seltene Art besiedelt nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume. Es überwiegen Nachweise in synanthropen Habitaten auf Kompost, z.B. Friedhöfe und Gärten, und in Glashäusern (Gminder & Krieglsteiner 2003). In den Niederlanden „an altem Holz in einer Wiese“ (Noordeloos et al. 2001).

Leucocoprinus cepistipes (Agaricaceae): Bisher sind nur spontane Zufallsfunde des Zwiebelfüßigen Faltenschirmlings in Deutschland bekannt (Gminder & Krieglsteiner 2003). Nach Dämmrich et al. (2016) mit langfristig zunehmendem Bestandestrend, der auf eine zukünftige Etablierung hinweist. Der Pilz ist weltweit in wärmebegünstigten Klimata (Tropen?) verbreitet (Gminder & Krieglsteiner 2003, GBIF 2020a). Vermutlich zusammen mit exotischen Zierpflanzen (Ludwig 2012) bzw. Blumenerde und Rindenmulch eingeführt. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. In GBIF (2019a) werden Nachweise aus Lyon, Frankreich aus dem Jahr 1829 und aus Großbritannien aus dem Jahr 1844 gelistet. In GBIF (2019b) werden Herbarbelege aus dem Jahr 1854 für Deutschland (ohne Fundort) und 1887 („aus dem Cicadeenhaus im Botanischen Garten Berlin“) angegeben. Möglicherweise stellt ein Fund ca. 1985 in Emmendingen/Baden-Württemberg den Erstnachweis in der freien Natur dar (Gminder & Krieglsteiner 2003). In Deutschland zerstreute Einzelnachweise aus fast allen Bundesländern (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa verbreitet, vor allem in Großbritannien und dem südlichen Skandinavien (GBIF 2020a). Die seltene Art besiedelt nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume. Sie ist bisher fast nur in synanthropen Habitaten und in Gewächshäusern angetroffen worden (Ludwig 2012).

Leucocoprinus cretaceus (Agaricaceae): Die Herkunft des Kreideweißen Faltenschirmlings ist unbekannt, der Pilz ist in den Tropen weit verbreitet (Noordeloos et al. 2001). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Die Angabe bei Winch (1838) aus Großbritannien („On bark in hot-houses and stoves, frequent. On dung-hills at Benwell and Denton“, vgl. auch GBIF 2020) könnte sich auch auf *L. cepistipes* beziehen. Weitere europäische Nachweise ab Beginn des 20. Jh. (GBIF 2020). Der früheste dokumentierte Fund scheint aus München aus dem Jahr 1970 zu stammen (Wohlfarth 1970). Zerstreute Nachweise der etablierten Art liegen aus fast allen Bundesländern vor (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In

Europa weit verbreitet (GBIF 2020). Die thermophile Art ist auf nitratreiche Standorte, wie Dunghaufen, Laub-, Häcksel- und Komposthaufen angewiesen, auch Deponien und Abfallhaufen werden besiedelt (Kasperek 2015). Sie wird auch in Gewächshäusern gefunden (Noordeloos et al. 2001).

Leucocoprinus straminellus (Agaricaceae): Es ist unsicher, ob längerfristige Vorkommen des Blassgelben Faltenschirmling außerhalb von Gebäuden existieren. Nach Dämmrich et al. (2016) mit langfristig zunehmendem Bestandestrend, der möglicherweise auf eine zukünftige Etablierung hinweist. Nach Noordeloos et al. (2001) vermutlich tropischen Ursprungs. Nach Gminder & Krieglsteiner (2003) aus dem temperaten und tropischen Asien sowie aus dem nördlichen Südamerika. Die tropische Herkunft ist in Frage zu stellen, da die Art in Europa vorwiegend in Kalthäusern gefunden wird (Pidlich-Aigner et al. 2001). Vermutlich zusammen mit exotischen Zierpflanzen importiert (Ludwig 2012). Die frühesten europäischen Nachweise in GBIF (2019) liegen aus 1865 aus Italien vor. In GBIF (2019) werden Herbarbelege aus dem Jahr 1866 für Deutschland (ohne Fundort) und 1885-1892 („aus dem Araceenhaus im Botanischen Garten Berlin“) angegeben. Möglicherweise stellt ein Fund 1956 in Waiblingen/Baden-Württemberg den Erstnachweis für Deutschland in der freien Natur dar (Gminder & Krieglsteiner 2003). Zerstreut aus Mecklenburg-Vorpommern, Berlin, Sachsen, Nordrhein-Westfalen, Bayern und Baden Württemberg gemeldet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa zerstreut verbreitet (GBIF 2020). Die Art ist bisher fast nur in synanthropen Habitaten (z.B. Glashäuser, Gärten und Parks, Blumentöpfe) angetroffen worden (Pidlich-Aigner et al. 2001, Ludwig 2012, Szczepkowski et al. 2014).

Lycoperdon marginatum (Agaricaceae): Die Herkunft des Abblätternen Stäublings ist unbekannt, wahrscheinlich stammt die Art aus Nordamerika (inkl. Mexiko), wo der Pilz weit verbreitet und häufig ist (Phillips et al. 2010, GBIF 2020). Meldungen liegen auch aus Südamerika und Japan (GBIF 2020) sowie Australien (May et al. 2008) vor. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Groß et al. (1980) listen einen Nachweis von 1859 aus Roderberg bei Bonn. Die etablierte Art ist aus Bayern, Baden-Württemberg, Rheinland-Pfalz, Sachsen, Sachsen-Anhalt und Schleswig-Holstein (DGfM 2020) und aus Mecklenburg-Vorpommern (BUND 2018) gemeldet. Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland extrem selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa zerstreut verbreitet und selten (Gminder et al. 2000, GBIF 2020). Die gebietsfremde Art besiedelt nährstoffarme Habitats, wie Magerrasen und Sande (Bresinsky & Einhellinger 1987, Kreisel 1987), Trockenrasen und Kiefernwaldlichtungen auf kalkfreiem Sand (Gross et al. 1980). Die in Sekundärliteratur angegebenen Synonyme sind wahrscheinlich Verwechslungen mit *L. mammiforme* oder *L. papillatum*.

Macalpinomyces spermophorus (Ustilaginaceae): Die gebietsfremde Art könnte wie ihre Hauptwirtspflanze *Eragrostis minor* aus der mediterranen Region stammen. Die Art wurde auch aus Nord- und Südamerika, Asien und Australien gemeldet (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Mitteleuropa seit den 1920er-Jahren aus Ungarn bekannt (GBIF 2020). Im Jahr 1964 in Berlin, Nikolassee, auf einem Kinderspielplatz östlich Marinesteig auf *Eragrostis minor* festgestellt (Scholz & Scholz 1988). In Deutschland etabliert und zerstreut aus Bayern, Brandenburg, Hessen, Nordrhein-Westfalen und dem Saarland gemeldet (Scholz & Scholz 2013, Kruse et al. 2014, DGfM 2020). Der Pilz lebt vor allem auf dem neophytischen *Eragrostis minor* in urbanen Habitaten (Pflasterfugen) (Kruse et al. 2014).

Melampsorium hiratsukanum (Pucciniastraceae): Die Art stammt aus Ostasien und wurde auch aus Nord-, Mittel- und Südamerika gemeldet (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa z.B. 1986 aus Großbritannien gemeldet (GBIF 2020), wobei Verwechslungen mit heimischen Arten nicht ausgeschlossen werden können (vgl. Riegler-Hager et al. 2003). Am 5.10.1995 SSE Döbrichau, im Forst Rosenfeld Jagen 27/35 in Sachsen auf einem Forstweg festgestellt (GBIF 2020). Im Oktober 1997 mehrfach in der Umgebung von Hohenlubast in Sachsen-Anhalt festgestellt (GBIF 2020). In Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet und aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). In Europa weit verbreitet und aus Belgien, Dänemark, Estland, Finnland, Großbritannien, Italien, Lettland, Litauen, Norwegen, Österreich, Polen, Rumänien, Schweiz, der Tschechischen Republik und Ungarn gemeldet (Riegler-Hager et al. 2003, Markovskaja 2013, GBIF 2020). Der Pilz lebt vor allem an Erlen an Flüssen und Auenwäldern, ist aber auch in urbanen Habitaten zu finden (Markovskaja 2013). Der im Ursprungsgebiet obligate Wirtswechsel auf *Larix* spp. scheint in Europa nicht vollführt zu werden (Riegler-Hager et al. 2003).

Melanopsichium pennsylvanicum (Ustilaginaceae): Die wenigen Nachweise erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Die ursprüngliche Herkunft der gebietsfremden Art ist unbekannt. Vermutlich stammt sie aus dem zentralen und östlichen Nordamerika. Sie wurde auch in Afrika (Äthiopien, Kenia), Indien und Japan festgestellt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Der Nachweis aus Deutschland ist zugleich der erste in Mitteleuropa: Am 6.9.1957 in Berlin-Wedding am Straßenrand des Nordufers in der Nähe der Torfstraßenbrücke auf *Polygonum aviculare* festgestellt (Scholz 1959). In Deutschland sehr selten (DGfM 2020). In Europa auch aus Österreich bekannt (GBIF 2020).

Mutinus elegans (Phallaceae): Die Vornehme Hundsrute stammt aus Nordamerika. Das Datum der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa erstmals 1929 am Lago Maggiore (Italien) nachgewiesen (Stomps 1931, Kreisel 2006). Im August 1936 erstmals für Deutschland bei Ringenberg am Niederrhein (Nordrhein-Westfalen) festgestellt (Ulbrich 1937). Die etablierte Art ist zerstreut aus fast allen Bundesländern bekannt (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa zerstreut und selten, z.B. aus Italien, Slowenien, Spanien, Portugal und Niederlande gemeldet (GBIF 2020). Die Art wurde bisher fast nur in Parks und Gärten, assoziiert mit *Miscanthus* spp. und *Arundo donax*, gefunden (Benkert 2005).

Mutinus ravenelii (Phallaceae): Die Himbeerrote Hundsrute stammt aus Nordamerika. In Europa erstmals 1888 aus einer Pflanzenschule in England nachgewiesen (GBIF 2020). Im Juli und am 31. August 1942 in einem Siedlungsgarten in Berlin-Lichterfelde festgestellt (Ulbrich 1943). Die etablierte Art ist aus fast allen Bundesländern bekannt, im Osten häufiger vorkommend (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa weit verbreitet, mit einem Schwerpunkt im Norden, z.B. aus Dänemark, Estland, Finnland, Großbritannien, Lettland, Litauen, Niederlande, Norwegen, Polen, Schweden, der Tschechischen Republik gemeldet (Kreisel 2004, 2006, GBIF 2020). Die Art wurde bisher fast nur in Parks und Gärten gefunden.

Mycena alphitophora (Mycenaceae): Der Königsfarn-Helmling stammt wahrscheinlich aus der Karibik. Es liegen auch Nachweise aus Nordamerika, Brasilien, Indien und Sri Lanka, Japan und Hawaii vor (Aronsen 2015). Der Pilz wurde erstmals (als *M. floccifera*) in einem schlesischen Gewächshaus gefunden (Mez 1898). In Baden-Württemberg erstmals 1956 in Waiblingen gefunden (Gminder & Krieglsteiner 2001). Es ist nicht gesichert, dass dies den Erstnachweis für Deutschland darstellt. Zerstreut aus Baden-Württemberg, Bayern, Brandenburg, Mecklenburg-Vorpommern, Sachsen, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein und Thüringen gemeldet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland extrem selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa selten und z.B. aus Belgien, Dänemark, Frankreich, Großbritannien, Norwegen und Schweden sowie der Schweiz gemeldet (Aronsen 2015, GBIF 2020). Die Art besiedelt nicht regelmäßig natürliche, naturnahe und sonstige naturschutzfachlich wertvolle Lebensräume. Obwohl die meisten Funde aus Gewächshäusern (z.B. an den Rhizomen von Orchideen, Aronsen 2015; im Tropenwaldhaus des Ökologisch-Botanischen Gartens der Universität Bayreuth an Wurzeln und Rinde verschiedener Pflanzen, Gubitz 2015) oder Privathaushalten (Blumentöpfe) stammen, kommt er zuweilen in freier Natur vor (Moser 1977).

Mycenastrum corium (Agaricaceae): Der Verbreitungsschwerpunkt des nahezu kosmopolitisch verbreiteten Gemeinen Sternstäubling Art liegt in den Steppen- und Savannengebieten Eurasiens, Nordamerikas, Australiens, Südafrikas und Südamerikas (Dörfelt & Bresinsky 2003). In Europa erstmals 1849 in Schweden bei Malmö nachgewiesen (Kreisel 2006). Nach Hennings (1901) „von Klotzsch in der Mark, ohne nähere Standortsangabe, gesammelt. Nach Kreisel (2006) „1860 in der Nähe von Berlin festgestellt“. Der Invasionsgeschichte entsprechend (vgl. Kreisel 2006) vor allem im Osten Deutschlands vorkommend, lokal auch in Baden-Württemberg und Bayern (Dörfelt & Bresinsky 2003, DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland etabliert, aber selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa vor allem im kontinentalen Bereich und in Skandinavien, seltener auch im atlantischen Bereich, z.B. in den Niederlanden, Belgien, Frankreich und Spanien (Dörfelt & Bresinsky 2003, Kreisel 2006, GBIF 2020). Die Art bevorzugt eutrophe, anthropogene Standorte, z.B. Intensivgrünland, Weiden, Straßen- und Wegränder, Brachen, Kompost- und Misthaufen, kommt gelegentlich aber auch in eutrophierten Trockenrasen und Kiefernforsten vor (Dörfelt & Bresinsky 2003). Der Pilz scheint im Zuge des Klimawandels häufiger aufzutreten (Kreisel 2006).

Omphalotus illudens (Omphalotaceae): Der Synonymie mit *O. olearius* widersprechen genetische Daten (Kirchmair et al. 2004). Nach Dämmrich et al. (2016) zeigt der Leuchtende Ölbaumpilz in Deutschland einen langfristig zunehmenden Bestandestrend; möglicherweise ist die aus Nordamerika von Kanada bis Mexiko vorkommende Art daher als etabliert zu bewerten? Das Datum der Ersteinbringung nach Deutschland ist nicht bekannt. In Europa seit 1890 aus Frankreich bekannt (GBIF 2020). Möglicherweise ist der Fund 1939 im Schwarzwald (Kinzigtal) der erste Nachweis in Deutschland (Gminder & Krieglsteiner 2001). Zerstreut aus Baden-Württemberg, Hessen, Rheinland-Pfalz, Saarland und Sachsen gemeldet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten, in Europa zerstreut, aber weit verbreitet, z.B. aus Belgien, Frankreich, Großbritannien, Italien, Luxemburg, Niederlande, Österreich und Spanien gemeldet (GBIF 2020). Die Art besiedelt Totholz in klimatisch begünstigten Habitaten, z.B. großen Flusstälern (Ludwig 2001). Der Pilz scheint sich im Zuge des Klimawandels auszubreiten.

Paxillus vernalis (Paxillaceae): Die wenigen Fundnachweise des Frühjahrs-Kremplings erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Nach Dämmrich et al. (2016) ist die Etablierung der aus Nordamerika stammenden Art in Deutschland fraglich. Die Einschleppung erfolgte vermutlich in Verbindung mit Baumschulen, z.B. beim Import von *Abies balsamea* (Jarosch & Bresinsky 1999). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Der Erstnachweis für Deutschland könnte auch der Erstnachweis für Europa sein: Am 7.9.1994 in Regensburg, am Campus der Universität, an gepflanzten Lindenhain (in litt. Bresinsky 2015). Bisher in Deutschland nur je einmal in Bayern (Bresinsky et al. 2007) und in Schleswig-Holstein (DGfM 2020) festgestellt. Weitere europäische Funde wurden aus Dänemark und Estland gemeldet (GBIF 2020). Die Art wurde bisher nur in Parkgehölzen/Parkanlagen gefunden (in litt. Bresinsky 2015).

Phallogaster saccatus (Hysterangiaceae): Der Stinkende Sackbovist stammt aus dem nordöstlichen Nordamerika. Die Art wurde 1932 in Österreich (Osttirol) zum ersten Mal in Europa (in faulen Holzstücken) nachgewiesen (Groß 1978). Am 30.6.1974 von G.J. Krieglsteiner im Durlanger Leintal auf Fichten- und Tannennadelhumus erstmals für Deutschland festgestellt (Groß 1978). Die etablierte Art ist zerstreut aus Bayern, Baden-Württemberg, Thüringen und Schleswig-Holstein bekannt (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland extrem selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Aus mehreren Nachbarländern gemeldet (Frankreich, Österreich, Schweiz, Slowakei (Groß 1978) und Spanien (GBIF 2020). Die Art besiedelt faules und morsches Holz an Fließgewässern und Fichtennadelhumus von den Tieflagen bis in die montane und subalpine Nadelwaldzone (Groß 1978).

Phlebia nothofagi (Meruliaceae): Der aus Australien und Neuseeland stammenden Scheinbuchen-Fadenstachelpilz wird bei Dämmrich et al. (2016) nicht als gebietsfremd gekennzeichnet. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. In Europa in den 1960er-Jahren in der Tschechischen Republik (GBIF 2020) und in England (Grosse-Brauckmann 1987) festgestellt. Am 7.10.1982 im Vorderen Odenwald bei Wembach (Hessen) erstmals für Deutschland an Laubholz festgestellt; am selben Fundort auch im Oktober 1983 und 1984 angetroffen (Grosse-Brauckmann 1987). In Deutschland ist die etablierte Art zerstreut aus mehreren Bundesländern bekannt (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland selten mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa unter anderem aus Frankreich, Österreich, der Slowakei, Spanien und der Tschechischen Republik gemeldet (GBIF 2020). Die Art besiedelt vorzugsweise krautreiche Laubwaldgesellschaften (Krieglsteiner 2000).

Phragmidium mexicanum (Phragmidiaceae): Die aus China und Ostasien stammende Art ist in Europa mindestens seit den 1990er-Jahren bekannt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Am 1.8.2000 im Botanischen Garten, Nymphenburg, München, festgestellt (Triebel 2009, Scholler et al. 2010). In Deutschland zerstreut verbreitet und aus Bayern, Baden-Württemberg, Hessen, Nordrhein-Westfalen, Rheinland-Pfalz, Sachsen und Sachsen-Anhalt gemeldet (DGfM 2020). In Europa aus Belgien, Niederlande, Portugal, Spanien und Österreich gemeldet (GBIF 2020). Der Pilz wurde vermutlich durch Botanische Gärten oder den Gartenbau eingeschleppt und lebt an der aus Südostasien stammenden *Duchesnea indica* an Waldrändern (Scholler et al. 2010).

Picipes rhizophilus (Polyporaceae): Die Datenlage erlaubt derzeit keine gesicherte Aussage zum Status des Steppengras-Stielporlings in Deutschland. Die Art wird hier nach Krisai-Greilhuber (2019) als in Europa heimisch bewertet. Das Areal reicht von Nordafrika (locus typicus in Algerien) über Teile Europas in die trocken-

warmen Steppenzonen im kontinentalen Eurosibirien (Russland, Ukraine, Kasachstan). Von Dämmrich et al. (2016) für Deutschland als gebietsfremd bewertet. Die Art wurde auch aus Nord- und Südamerika gemeldet. Am 26.8.1961 am Westhang des Kohlberges südwestlich Mücheln (Kreis Merseburg) am Grunde eines Horstes von *Festuca valesiaca* auf kontinentaltypischem Trockenrasen erstmals für Deutschland gemeldet (Rauschert 1961, 1962). Es liegen nur wenige Nachweise aus Hessen, Mecklenburg-Vorpommern und Sachsen-Anhalt vor (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland extrem selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde sind aus Frankreich, Österreich, der Schweiz, der Slowakei, Spanien und der Tschechischen Republik bekannt (Krisai-Greilhuber 2019). Die Art wächst an den Wurzelballen verschiedener Steppengräser, vor allem an *Stipa* spp. in Steppenrasen und (Halb)Trockenrasen und in küstennahen Dünenbereichen (Breitenbach & Kränzlin 1986).

Psathyrella ephemera (Psathyrellaceae): Die wenigen Fundnachweise erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Nach Dämmrich et al. (2016) ist die Etablierung in Deutschland fraglich. Möglicherweise in Nordamerika heimisch (Richter & Melzer 2009). Fund von vier Fruchtkörpern im Oktober 2006 im FFH Gebiet "Wald- und Moorlandschaft um den Rögginer See" in Mecklenburg-Vorpommern (Richter & Melzer 2009). Der Nachweis in Deutschland scheint der erste (und einzige) europäische Fund zu sein, weitere europäische Funde sind bisher nicht bekannt geworden. Die Art ist auf naturnahem Schwemmland gefunden worden (Richter & Melzer 2009).

Psilocybe azurescens (Strophariaceae): Der Stattliche Kahlkopf stammt von der Westküste der USA. Vermutlich aufgrund der psychoaktiven Wirkungen der Art absichtlich eingeführt. Es liegen keine Daten zur Ersteinbringung vor. Wahrscheinlich in Deutschland erstmals für Europa in der freien Natur festgestellt (Borovička 2008). Gartz & Wiedemann (2015) erwähnen Funde im Harzgebirge aus dem Oktober 1998. Von Gminder (2001) aus Gerlingen im Krummbachtal (Baden-Württemberg) gemeldet. Es ist unbekannt, ob die zerstreuten Nachweise auf etablierte Populationen oder wiederholte Aussetzungen zurückzuführen sind. In der aktuellen Roten Liste (Dämmrich et al. 2016) nicht als gebietsfremde Art ausgewiesen. Aufgrund des hohen Gehaltes der psychoaktiven Wirkstoffe Psilocybin und Psilocin sind das Sammeln, der Besitz und der Verkauf des Pilzes nach Betäubungsmittelgesetz verboten.

Puccinia cribrata (Pucciniaceae): Die Art wird hier als in Deutschland heimisch bewertet. In Deutschland zerstreut aus Baden-Württemberg, Bayern, Hessen, Thüringen, Mecklenburg-Vorpommern, Nordrhein-Westfalen und Sachsen-Anhalt bekannt (Poevlele & Schönau 1929, Scholler 1992, DGfM 2020). In Mitteleuropa auch aus Österreich, der Schweiz und der Tschechischen Republik (Scholler 1992) sowie aus Dänemark (GBIF 2020) gemeldet. Gilt in Teilen der EU als gebietsfremd (DAISIE 2009). Der Pilz lebt an *Vinca minor* in Wäldern oder in der Nähe von Gärten. Die Wirtspflanze besitzt in Deutschland vermutlich archäo- und neophytische Vorkommen.

Puccinia komarovii (Pucciniaceae): Der aus Zentralasien stammende Pilz ist in Europa möglicherweise seit den 1920er-Jahren aus Schweden bekannt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Im Jahr 1933 erstmals in Rüdersdorf bei Berlin in einem feuchten Waldstück auf *Impatiens parviflora* gefunden (Sydow 1935). In Deutschland etabliert und verbreitet und aus fast allen Bundesländern bekannt, regional unterschiedlich häufig (DGfM 2020). In Europa weit verbreitet (GBIF 2020). Der Rostpilz lebt vor allem an *Impatiens parviflora*, in Wäldern oder an Wegrändern.

Puccinia lagenophorae (Pucciniaceae): Die aus Australien und Neuseeland stammende Art ist aktuell kosmopolitisch verbreitet (Scholler et al. 2011). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa ab den 1960er-Jahren dokumentiert, möglicherweise aus Nordafrika eingeschleppt (Scholler 1993). 1966 (ohne Fundortangabe) in botanischen Gärten in Deutschland (GBIF 2020, als *P. senecionis-acutiformis*); am 22.4.1984 als Unkraut im Botanischen Garten in Nymphenburg (Bayern) festgestellt (GBIF 2020). In Deutschland etabliert und verbreitet und aus fast allen Bundesländern bekannt, regional unterschiedlich häufig (DGfM 2020). In Europa weit verbreitet (GBIF 2020). Der Rostpilz lebt vor allem an *Senecio vulgaris* und anderen *Senecio*-Arten, auf Ruderalflächen und an Wegrändern.

Puccinia malvacearum (Pucciniaceae): Der aus dem südlichen Südamerika stammende Malvenrost kommt in Europa möglicherweise seit Anfang des 19. Jh vor (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt, jedoch wird die Art bereits von Brockmüller (1863) erwähnt. Ein Herbarbeleg vom November 1873 bei Rastatt (Baden-Württemberg) an *Malva silvestris* und *M. neglecta* (Klebahn 1914, GBIF 2020). In Deutschland etabliert und weit verbreitet und aus fast allen Bundesländern bekannt (DGfM 2020). In Europa weit verbreitet (GBIF 2020). Der Pilz lebt an *Malva* spp., vor allem auf Ruderalflächen und an Wegrändern.

Puccinia minussensis (Pucciniaceae): Der aus Asien und Nordamerika stammende Pilz ist in Europa mindestens seit 1911 aus Finnland bekannt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Deutschland erstmals 1921 am Ludwigsburger Strand bei Greifswald (Mecklenburg-Vorpommern) an *Mulgedium tataricum* (= *Lactuca tatarica*) festgestellt (Sydow 1930). Die Art ist in Deutschland etabliert, aber selten und kommt regional an der Ostseeküste vor (DGfM 2020), in Europa ist der Pilz zerstreut verbreitet (GBIF 2020).

Puccinia mirabilissima (Pucciniaceae): Der aus Nordamerika stammende Pilz ist in Europa mindestens seit 1899 aus Frankreich bekannt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. 1926 wurde die Art in Stralsund (Mecklenburg-Vorpommern) an *Mahonia aquifolium* festgestellt (Sydow 1929). Klebahn (1935) schildert Beobachtungen, wonach der Pilz (in Mecklenburg-Vorpommern) möglicherweise schon ab 1910 vorgekommen ist. In Deutschland etabliert und weit verbreitet und aus allen Bundesländern bekannt, regional häufiger (DGfM 2020). In Mitteleuropa mit der Wirtspflanze weit verbreitet (GBIF 2020). Der Pilz kommt an *Mahonia*-Arten in urbanen Lebensräumen (Gärten und Parks), in Wäldern und am Waldrand vor.

Puccinia sorghi (Pucciniaceae): Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung der aus Mexiko stammenden Art nach Deutschland ist unbekannt. In Europa seit ca. 1850 aus Italien und Portugal bekannt (GBIF 2020). Am 1.10.1858 in Ettenheim (Baden-Württemberg) erstmals an *Zea mays* festgestellt (Poevlele 1925, GBIF 2020). In Deutschland etabliert und aktuell zerstreut aus mehreren Bundesländern bekannt, regional häufiger (DGfM 2020). Der Pilz lebt an Mais in Äckern.

Ramaria flavobrunnescens (Gomphaceae): Die Gelbbräunende Koralle stammt ursprünglich aus dem westlichen Nordamerika, vermutlich entspricht das Areal der Verbreitung einer der Hauptwirtsgehölze (Douglasie) (Nehring et al. 2013). Die Art wird aber auch an anderen Gehölzen gefunden und ist aus Südamerika, Asien (z.B. China, Indien) und Australien gemeldet (GBIF 2020). Sie wurde möglicherweise mit Wirtsgehölzen (*Pseudotsuga menziesii*) eingeschleppt und könnte seit 1852 in Deutschland vorkommen (Nehring et al. 2013). Ein Beleg aus 1886 liegt aus Norwegen vor (GBIF 2020). Nach Kreisel (1987) von Brunner (1967) auf Geschiebelehm bei *Fagus*, *Quercus* und *Corylus* in Leipzig/Oberholz erwähnt. Es liegen nur wenige isolierte Nachweise der etablierten Art aus Baden-Württemberg, Bayern (incl. var. *aurea*), Brandenburg, Mecklenburg-Vorpommern, Rheinland-Pfalz, Sachsen, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein und Thüringen vor (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde sind aus Dänemark, Norwegen, Österreich, Slowenien, Schweden und Spanien bekannt (GBIF 2020). Die Art besiedelt unterschiedliche Lebensräume (Kreisel 1987).

Ramaria rubripermanens (Gomphaceae): Die in Deutschland vorkommenden Individuen wurden bisher dem Taxon "*Ramaria rubripermanens* Marr & D.E. Stuntz 1974 ss. auct. europ." zugeordnet. Diese sind aber höchstwahrscheinlich nicht konspezifisch mit den in Nordamerika vorkommenden *R. rubripermanens*" (Christan 2016). Das amerikanische Taxon *rubripermanens* wird daher hier nicht als in Deutschland vorkommend bewertet.

Ramaria subdecurrens (Gomphaceae): Die wenigen Fundnachweise erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Von Dämmrich et al. (2016) in die Liste der Pilze Deutschlands inkludiert, aber nicht als gebietsfremd gekennzeichnet. Verwechslungen mit ähnlichen Arten, wie z.B. *R. flaccida*, sind denkbar. Das ursprüngliche Areal liegt höchstwahrscheinlich im östlichen Nordamerika (Krieglsteiner 1994, GBIF 2020). Wahrscheinlich mit Sämlingen von Wirtsgehölzen wie *Tsuga* spp. eingeschleppt (Krieglsteiner 1994). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. 1993 erstmals für Deutschland in Gfällberg in den Ammergauer Bergen festgestellt (Christan 1994). Es liegen nur wenige Nachweise aus Bayern (Ammergauer Berge), Sachsen-Anhalt (Harz) und Mecklenburg-

Vorpommern (Rügen) vor (Christan 1994, DGfM 2020). Auch aus dem Botanischen Garten München bekannt (Christan, pers. Mitt.). In Europa aus dem südlichen Skandinavien (Norwegen, Schweden) gemeldet (GBIF 2020). Die Art ist in einem naturnahen Bergfichtenwald nachgewiesen worden (Christan 1994).

Rhizopogon hawkeri (Rhizopogonaceae): Die Art wurde früher als Synonym von *R. villosulus* geführt (z.B. Kreisel 2001), nach Bubrisky & Kennedy (2014) handelt es sich aber um eine eigenständige Art, die aus dem westlichen Nordamerika stammt. Vermutlich wurde der Pilz mit Wirtsgehölzen (*Pseudotsuga menziesii*), möglicherweise bereits seit 1852, eingebracht (Nehring et al. 2013). Am 21.10.1967 erstmals in Deutschland unter jungen Douglasien unter der Nadelstreu auf Muschelkalk in Menningen/Saar nachgewiesen (Groß 1968). Die Verbreitung der etablierten Art in Deutschland ist weitgehend unbekannt, Meldungen liegen aus dem Saarland (Groß 1968) und aus Mecklenburg-Vorpommern vor (DGfM 2020); eine weitere Verbreitung ist anzunehmen. Von Dämmrich et al. (2016) nicht als gebietsfremd gekennzeichnet. Auch die Verbreitung in Europa ist weitgehend unbekannt. Die Art tritt offenbar nur in Verbindung mit der eingeführten Douglasie auf (Groß 1968, Molina & Trappe 1994, Kreisel 2001).

Rhizopogon villosulus (Rhizopogonaceae): Die Wurzeltrüffel stammt aus dem westlichen Nordamerika, vermutlich aus dem natürlichen Areal der Douglasie (Nehring et al. 2013). Die Art wurde auch nach Australien verschleppt (GBIF 2020). Die wurde mit Wirtsgehölzen (*Pseudotsuga menziesii*) eingeschleppt (Groß 1968), möglicherweise bereits mit der Einführung der Douglasie 1852 (Nehring et al. 2013). Der Erstnachweis für Europa erfolgte 1953 in Großbritannien (Kreisel 2001). Am 9.12.1967 erstmals für Deutschland bei Douglasie unter moosigem Gras in Honzrath/Saarland festgestellt (Groß 1968). In Deutschland ist die etablierte Art zerstreut und isoliert aus dem Saarland (Groß 1968), Baden-Württemberg, Bayern, Brandenburg, Mecklenburg-Vorpommern, Rheinland-Pfalz und Thüringen gemeldet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten, mit kurzfristig zunehmendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde sind aus Dänemark, Estland, Frankreich, Großbritannien, Italien, Niederlande, Portugal, Schweiz und Spanien bekannt (Kreisel 2001, GBIF 2020). Die Art tritt offenbar nur in Verbindung mit der eingeführten Douglasie auf (Groß 1968, Molina & Trappe 1994, Kreisel 2001).

Scleroderma cepa (Sclerodermataceae): Der Zwiebelbovist stammt aus Australien und Neuseeland Die Art kommt auch in Nord- und Südamerika, Südafrika und Japan vor (GBIF 2020). Sie wurde mit infizierten Wirtsgehölzen (*Eucalyptus*) eingebracht (Vellinga et al. 2009), in neuerer Zeit auch durch kommerzielle Inocula. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Möglicherweise ist ein Fund aus dem Jahr 1793 in Großbritannien der erste Nachweis für Europa (GBIF 2020). Am 1.12.1929 in der Hahnheide bei Trittau/Schleswig-Holstein in einem Mischwald erstmals für Deutschland nachgewiesen (Meier 1930). In Deutschland ist die etablierte Art zerstreut aus Rheinland-Pfalz und Saarland (Runge 1987), Baden-Württemberg, Bayern, Brandenburg, Hessen, Niedersachsen, Nordrhein-Westfalen, Sachsen-Anhalt und Schleswig-Holstein bekannt (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde sind aus Dänemark, Frankreich, Großbritannien, Irland, Niederlande, Norwegen, Österreich, Schweden, Slowenien und Spanien bekannt (GBIF 2020). Die Art besiedelt meist nährstoffarme Lebensräume mit unterschiedlichen Laub- und Nadelgehölzen, z.B. über Sand (Runge 1987).

Sporisorium destruens (Ustilaginaceae): Der aus dem östlichen Nordamerika stammende Pilz wurde auch von der nordamerikanischen Westküste, Asien und Australien gemeldet (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Die Art wurde bereits 1802 aus Hessen, Wetterau, als "Uredo segetum", auf *Panicum miliaceum*, gemeldet (Gärtner et al. 1802, Scholz & Scholz 1988). In Deutschland etabliert, aktuelle Nachweise fehlen. In Europa zerstreut verbreitet (GBIF 2020). Der Pilz lebt auf *Panicum*-Arten in Äckern und Ackerrainen.

Sporisorium reilianum (Ustilaginaceae): Der möglicherweise aus Mexiko stammende Pilz ist auch aus Nordamerika, Hawaii, Afrika (Ägypten, Äthiopien), Indien, China und Japan sowie Australien und Neuseeland gemeldet (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Ende August und Anfang September 1877 in Bonn („cult. in oecon. Bot. Garten) an *Zea mays* und in Halle („Garten d. landwirtschaftl. Instituts“) an *Sorghum bicolor* festgestellt (Scholz & Scholz 1988). Scholz & Scholz (1988) führen neben den Angaben aus Gärten und Versuchsanlagen auch einen Fund aus Eisleben im September 1878

an; es ist unklar, ob es sich um einen Nachweis in der freien Natur gehandelt hat. In Deutschland etabliert, aber selten, es überwiegen historische Angaben; aus Berlin, Nordrhein-Westfalen und Sachsen-Anhalt (DGfM 2020) und aktuell aus Baden-Württemberg (Kruse et al. 2014) gemeldet. In Europa weit verbreitet (Scholz & Scholz 1998, GBIF 2020). Der Pilz lebt auf *Sorghum*-Arten und an Mais in Äckern und Ackerrainen (Scholz & Scholz 1998, Kruse et al. 2014).

Sporisorium sorghi (Ustilaginaceae): Die ursprüngliche Herkunft der gebietsfremden Art ist unbekannt. Sie wurde Ende Juli 1869 in Bonn („in horto acad. oecon. Bot. Garten/Akad. Garten) an *Sorghum bicolor* (Scholz & Scholz 1988) und nach Örtel (1886) „gesammelt in einem Sorghum-Felde bei Jena, bei Naumburg“. Scholz & Scholz (1988) führen neben den Angaben aus Gärten auch einen Fund aus Eisleben im August 1878 an; es ist unklar, ob es sich um Nachweise in der freien Natur gehandelt hat. In Deutschland sind historische Nachweise aus Berlin, Hamburg, Nordrhein-Westfalen, Sachsen-Anhalt und Thüringen bekannt (Scholz & Scholz 1988, DGfM 2020); die Art gilt aktuell als vermutlich verschollen. In Europa überall wo Mohrenhirse angebaut wird auf *Sorghum*-Arten in Äckern und Ackerrainen (Scholz & Scholz 1998).

Squamanita contortipes (Tricholomataceae): Die wenigen Fundnachweise des Glatstieligen Schuppenwulstlings erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Nach Dämmrich et al. (2016) ist die Etablierung der aus den nordöstlichen U.S.A. stammenden Art in Deutschland fraglich. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. In Europa ist der Pilz zum ersten Mal 1957 in Schottland identifiziert worden (Henrici 2013). Die Art wurde am 26.10.1998 im Gmünder Vorland der Schwäbischen Alb erstmals für Deutschland auf einer Schafweide mit mäßig saurem Boden gefunden (Krieglsteiner 1999). In Deutschland selten und nur aus Niedersachsen und Thüringen bekannt (Krieglsteiner 1999, DGfM 2020). Europäische Funde sind aus Großbritannien, den Niederlanden, Dänemark, Schweden und Finnland bekannt geworden (GBIF 2020). Die Art parasitiert auf Pilzen der Gattung *Galerina* ssp. (Krieglsteiner 1999).

Stereum insignitum (Stereaceae): Der aus Südosteuropa stammende Braunsamtige Schichtpilz wandert möglicherweise eigenständig, begünstigt durch den Klimawandel, aus submediterranen Arealen nach Mitteleuropa ein (Honczek 1968, Krieglsteiner 2000). Er wird hier vorläufig als gebietsfremd geführt. Der Pilz wurde bereits vor 1928 in Zentralfrankreich gefunden (Honczek 1968). Am 22.2.1968 im Stadtwald Neunkirchen/Heinitz (Saarland) an einem liegenden Stamm von *Fagus* erstmals für Deutschland festgestellt (Honczek 1968, GBIF 2020). Mehrere Nachweise der etablierten Art sind aus dem Südwesten Deutschlands bekannt, ein Einzelfund liegt im Norden (DGfM 2020). Die Art besiedelt Buchenwälder und kommt zerstreut auf liegendem Holz vor (Krieglsteiner & Kaiser 2000).

Stropharia rugosoannulata (Strophariaceae): Kreisel (2000) und Ludwig (2001) vermuten Nordamerika als Herkunftsareal des Kultur-Träuschlings. Die Art wurde auch in Südamerika, Japan, Australien und Neuseeland nachgewiesen (GBIF 2020). Möglicherweise erfolgte die Einschleppung mit Rindenmulch (Gminder & Krieglsteiner 2003). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa seit 1926 in Italien festgestellt (Kreisel 2000). Im Mai 1948 erstmals für Deutschland in Rellingen/Holstein in einem Garten festgestellt (Benedix 1959). Die etablierte Art ist in ganz Deutschland verbreitet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) ist die var. *rugosoannulata* in Deutschland mittelhäufig, die var. *exima* sehr selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde sind aus Belgien, Dänemark, Estland, Frankreich, Großbritannien, Luxemburg, Niederlande, Norwegen, Österreich, Polen, Schweden, Slowenien, Spanien gemeldet worden (GBIF 2020). Die Art besiedelt verrottende Pflanzenabfälle, Holzhäcksels, Stroh und Mulchungen bzw. nährstoffreiche Böden auf Ruderalstandorten, Gärten und Parks, Weg- und Straßenränder (Gminder & Krieglsteiner 2003).

Suillus amabilis (Suillaceae): Die Frage der Synonymie mit *S. lakei* ist umstritten (vgl. Mycobank, GBIF). Die Datenlage erlaubt derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Nach Dämmrich et al. (2016) mit langfristig zunehmendem Bestandestrend, eine Etablierung ist daher sehr wahrscheinlich. Der Douglasien-Röhrling stammt aus dem westlichen Nordamerika, das Areal entspricht weitgehend der natürlichen Verbreitung der Douglasie (Wirtsgehölz) (Nehring et al. 2013). Die Art wurde mit Wirtsgehölzen auch nach Argentinien, Australien und Neuseeland verschleppt (GBIF 2020b). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Möglicherweise bereits mit der Einführung des Wirtes (*Pseudotsuga menziesii*) seit 1852 in Deutschland vorkommend (Nehring et al. 2013). Am 18.10.1970

wurden 5 Fruchtkörper an einem Wegrand bei Kagel (Brandenburg, Oder-Spree Kreis, vormals Fürstenwalde) erstmals für Deutschland gefunden (Benkert 1973). Nur wenige Nachweise in Deutschland in Berlin und Brandenburg, Mecklenburg-Vorpommern, Sachsen und Sachsen-Anhalt (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland extrem selten mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde sind aus Dänemark und Estland (GBIF 2020a) sowie Italien, Polen und Tschechische Republik (GBIF 2020b) bekannt, wahrscheinlich ist die Art noch weiter verbreitet. Douglasien sind die Hauptwirtsbäume. Die Art wurde auch an der Strobe (*Pinus strobus*) gefunden (Engel et al. 1996).

Suillus spraguei (Suillaceae): Die wenigen Fundnachweise des Weinrotgescheckten Schuppenröhrlings erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Nach Dämmrich et al. (2016) ist die Etablierung in Deutschland fraglich. Der Pilz stammt aus Nordamerika, das Areal entspricht vermutlich weitgehend der natürlichen Verbreitung der Weymouth-Kiefer (*Pinus strobus*) (Nehring et al. 2013), mit der die Art vermutlich eingeschleppt wurde (Engel et al. 1996). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Es ist nicht auszuschließen, dass der Pilz bereits mit der Einführung des Wirtes in Deutschland 1705-1769 (Nehring et al. 2013) auftrat. Im Jahr 1966 erstmals für Deutschland in der Wedelschen Försterei unweit der Straße zwischen Wilhelmshaven und Wiesmoor in Ostfriesland festgestellt (Bas 1972/73). Es liegen nur wenige Nachweise der Art aus Deutschland vor: Niedersachsen (Bas 1972/73) und Berlin (DGfM 2020). Aus Europa sind ältere Nachweise aus Slowenien (1967, 1974) bekannt (GBIF 2020). Ob die Art aktuell in Deutschland und in Europa vorkommt ist unbekannt. Die Art wurde bisher nur bei Stroben gefunden (Engel et al. 1996). Es kann nicht ausgeschlossen werden, dass der Pilz auch auf *Pinus cembra* in alpine Habitate überspringt.

Thecaphora oxalidis (Glomosporiaceae): Der aus dem östlichen Nordamerika stammende Pilz wurde nach Scholz & Scholz (1988) zu Beginn des 20. Jh. nach Europa eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Am 23.8.1927 ein Nachweis in Celle (Niedersachsen) (Scholz & Scholz 1988). In Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet und aus fast allen Bundesländern bekannt (DGfM 2020). Auch in Europa verbreitet und z.B. aus Belgien, Estland, Frankreich, Italien, Österreich, Polen, Rumänien, der Schweiz, der Tschechischen Republik und Ungarn gemeldet (Scholz & Scholz 1988, GBIF 2020). Der Pilz kommt vor allem an schattigen feuchten Wegrändern in Wäldern oder Ruderalstellen vor.

Tranzschelia discolor (Zwetschgen-Rost): Der aus dem östlichen Mittelmeergebiet stammende Zwetschgen-Rost ist aktuell kosmopolitisch verbreitet (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Mittel- und Nordeuropa seit der zweiten Hälfte des 19. Jh. bekannt (Scholler et al. 2010, GBIF 2020). 1867 in Hessen, Rheinland, bei Eltville, an *Prunus insititia* festgestellt (Fuckel 1869/70). In Deutschland etabliert und weit verbreitet und lokal häufig; aus fast allen Bundesländern bekannt (DGfM 2020). Auch in Mitteleuropa und dem südlichen Skandinavien verbreitet (GBIF 2020). Der Rostpilz vollzieht einen Wirtswechsel von Zier-Anemonen im Frühling auf Steinobstgewächse (*Prunus* spp.) im Sommer; er wird vor allem in Hecken oder an Wegrändern gefunden (Scholler et al. 2010).

Tulostoma giovanellae (Agaricaceae): Die Datenlage (ein Einzelfund) erlaubt keine gesicherte Aussage zum Status des Stolzen Stielbovists in Deutschland. Kreisel (2001) hält das temporäre Vorkommen für erloschen („Ephemeromycet“). Die Art stammt ursprünglich aus Südwesteuropa und Südosteuropa. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Ein einzelner Nachweis erfolgte 1971 bei Potsdam (Benkert 1973), danach sind keine weiteren Funde bekannt geworden. Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland extrem selten, mit langfristig zunehmendem Bestandestrend(?). Auch das einmalige Vorkommen in Österreich aus dem Jahr 1927 gilt als erloschen (in der aktuellen Liste der Pilze Österreichs wird die Art nicht genannt, Dämon & Krisai-Greilhuber 2016). Die Art wurde auf Mauerresten im Stadtgebiet gefunden, wie auch am einzigen Fundort in Österreich (Kreisel 2001).

Tulostoma pulchellum (Agaricaceae): Die Angaben beziehen sich auf die var. *subfuscum* (V.S. White) J.E. Wright, G. Moreno & Altés 1992 (DGfM 2020), die von manchen Autoren als eigenständige Art betrachtet wird (vgl. auch GBIF 2020), aber nach Jeppson et al. (2017) konspezifisch mit *T. pulchellum* ist. Die wenigen Fundnachweise erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status des Zierlichen Stielbovists in Deutschland. Nach Dämmrich et al. (2016) ist die Etablierung in

Deutschland fraglich. Die Herkunft der aktuell kosmopolitisch verbreiteten Art ist nicht völlig gesichert, liegt aber wahrscheinlich in Australien (Kreisel 2004). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Möglicherweise 1956 erstmals für Europa in der Tschechischen Republik festgestellt (Kreisel 2004). Am 11.9.1967 erstmals für Deutschland in Woltersdorf bei Berlin (Brandenburg) in einer Trift und Kiefern-schonung auf Sandboden festgestellt; dort auch in den Folgejahren (Kreisel 2004). Nur aus Brandenburg (Kreisel 2004) und Sachsen-Anhalt (Specht & Schubert 2012) angegeben (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland extrem selten mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde sind aus Frankreich, Italien, Rumänien, der Slowakei, Spanien, der Tschechischen Republik und Ungarn bekannt (Kreisel 2004, Jeppson et al. 2017). Die Art besiedelt nährstoffarme und trocken-xerotherme Habitate, wie Magerrasen und Sande (Kreisel 2004).

Typhula spathulata (Typhulaceae): Der Zeitpunkt der Ersteinbringung des aus Nordamerika stammenden Schneeweißen Fadenkeulchens ist unbekannt. In Europa wurde der Pilz erstmals in Frankreich 1973 nachgewiesen (Siepe 1999). Am 12.10.1983 erstmals für Deutschland in Kuhlennenn (Nordrhein-Westfalen) auf anmoorigem Boden an einem Eschen-Ästchen (Siepe 1985) festgestellt. In Deutschland ist die etablierte Art zerstreut aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Weitere europäische Funde sind aus Dänemark, Estland, Großbritannien, Norwegen, Schweden und Spanien bekannt (GBIF 2020). Die Art besiedelt Totholz auf anmoorigen Böden in Laubwäldern mit Eschen, Erlen, Birken, und Hasel, Bruchwälder, auch in einem bodenfeuchten Eschenforst (Siepe 1999).

Urocystis eranthidis (Urocystidaceae): Der aus Südosteuropa stammende Pilz ist in Mitteleuropa mindestens seit den 1950er-Jahren aus Großbritannien bekannt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Am 23.5.1971 im Park Lüdersdorf bei Wrietzen, bei Eberswalde (Brandenburg) unter div. Laubgehölzen auf *Eranthis hyemalis* festgestellt (Dörfelt & Braun 1977). In Deutschland etabliert, aber selten und sehr zerstreut verbreitet; vereinzelte Meldungen liegen aus Bayern, Berlin, Hessen, Niedersachsen, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein und Thüringen vor (Scholz & Scholz 2012, DGfM 2020). In Europa zerstreut und nördlich des Ursprungsgebietes aus Dänemark, Großbritannien und Schweden gemeldet (GBIF 2020). Der Pilz lebt auf den Blättern und Stängeln des Winterlings (*Eranthis hyemalis*). Dieser etablierte Neophyt kommt lokal an wärmebegünstigten Standorten (z.B. Weinberge) sowie meist unbeständig in der Nähe von Gärten vor.

Uromyces silphii (Pucciniaceae): Der aus dem östlichen Nordamerika stammende Pilz wurde auch nach Südamerika und Neuseeland verschleppt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa erstmals 1947 in der Tschechischen Republik festgestellt (Urban 1956). Am 22.8.1971 im Kottenforst am Rheinhöhenweg bei Bonn (Nordrhein-Westfalen) an *Juncus tenuis* festgestellt (GBIF 2020). In Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet und aus Bayern, Brandenburg, Nordrhein-Westfalen, Saarland, Sachsen und Sachsen-Anhalt gemeldet (DGfM 2020). In Europa zerstreut vorkommend, z.B. aus Großbritannien, Österreich und der Tschechischen Republik gemeldet (GBIF 2020). Der Rostpilz wurde bisher auf gestörten Waldwegen und in Uferbereichen an *Juncus* spp. gefunden. Offenbar vollzieht er in Europa keinen Wirtswechsel (auf *Silphium*-Arten), obwohl er dazu in der Lage ist (Terrier 1961).

Ustilago cynodontis (Ustilaginaceae): Die gebietsfremde Art ist aus dem Mittelmeerraum, Nordamerika, Südafrika, Asien und Australien gemeldet (GBIF 2020). Der Status in Deutschland ist unbekannt, die Art wurde bisher nur durch einen Einzelfund belegt (Scholz & Scholz 2004). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Am 27.6.2004 in Ludwigshafen-Rheingönheim, Rheinland-Pfalz, wurde der Pilz erstmalig auf einer Bauschuttdeponie an *Cynodon dactylon* festgestellt (Scholz & Scholz 2004, GBIF 2020).

Volvariella volvacea (Pluteaceae): Der Dunkelstreifige Scheidling stammt vom Indischen Subkontinent, Indochina, Malaysia und dem Papuasiasischen Raum. Der Pilz wurde wenigstens seit dem 13. Jh. in China zu Speisezwecken gezüchtet (Chang 1977). Die Art wurde auch nach Nord- und Mittelamerika verschleppt (GBIF 2020a). Vermutlich wurde der Pilz durch den Gartenbau unabsichtlich nach Europa eingebracht. Die absichtliche Einfuhr zur Zucht als Speisepilz ist aber nicht aus-

zuschließen. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Möglicherweise stellt ein Fund 1825 in einem Treibbeet des botanischen Gartens Tübingen den Ersteinnachweis für Europa dar (Kirchner & Eichler 1894). Belege liegen aus den Jahren 1862 aus den Niederlanden und 1880 aus Großbritannien vor (GBIF 2020a). Ein Nachweis liegt aus dem Jahr 1960 („im Laubhumus auf Waldweg“) aus Klein Königsdorf bei Köln vor (GBIF 2020b). Es ist davon auszugehen, dass die Art schon früher im Freiland aufgetreten ist. In Deutschland ist die etablierte Art zerstreut verbreitet und aus Baden-Württemberg, Bayern, Brandenburg, Mecklenburg-Vorpommern, Sachsen, Sachsen-Anhalt, Schleswig-Holstein und Thüringen gemeldet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland selten mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. Auch in Europa zerstreut, aber weit verbreitet (z.B. Dänemark, Frankreich, Großbritannien, Italien, Niederlande, Norwegen, Österreich, Polen, Rumänien, Schweden, Schweiz, Slowenien, Spanien, Tschechische Republik gemeldet (u.a. GBIF 2020a). Die Art besiedelt Wald- und Wegränder, gedüngte Wiesen, Parks und Gärten, Komposthaufen und Mistbeete und ist in naturnahen Wäldern kaum zu finden (Ludwig 2001, Gminder & Krieglsteiner 2003).

Ascomyceten

Arthrocladiella mougeotii (Erysiphaceae): Die aus Südwesteuropa stammende Art ist in Mitteleuropa seit den 1860er-Jahren aus der Tschechischen Republik bekannt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Im Staatsherbarium München befindet sich ein Beleg aus dem Oktober 1865 aus der Umgebung von Nürnberg (GBIF 2020). Brandenburger & Hagedorn (2006b) listen mehrere Nachweise aus den 1890er-Jahren, z.B. aus Brandenburg und Mecklenburg-Vorpommern. Die Art ist in Deutschland etabliert und verbreitet zu finden (Brandenburger & Hagedorn 2006, Jage et al. 2010) und aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). Die Art wurde bisher vor allem an anthropogenen Standorten an *Lycium barbarum* und *L. chinense* nachgewiesen (Brandenburger & Hagedorn 2006b) und vermutlich durch den Gartenbau eingeschleppt. Ältere Angaben zu *Lycium europaeum* beziehen sich wahrscheinlich auf *L. barbarum* (siehe Jage et al. 2010).

Ascotremella faginea (Helotiaceae): Der Buchen-Schlauchzitterling stammt aus dem nordöstlichen Nordamerika. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland und der Einfuhrvektor sind unbekannt. In Europa wurde der Pilz erstmals im August 1944 in England gefunden (Friedrichsen & Engel 1966). In GBIF (2019) werden Nachweise aus Schweden aus dem Jahr 1938 angegeben. Am 10.9.1960 auf der Fohlenkoppel im Staatsforst Reinfeld bei Oldesloe (Schleswig-Holstein) erstmals für Deutschland festgestellt (Friedrichsen & Engel 1966). Der Pilz wuchs auf einem abgefallenen, fingerdicken, toten Buchenzweig. Die etablierte Art ist in ganz Deutschland verbreitet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland häufig mit langfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa weit verbreitet (GBIF 2020).

Camarosporidiella elongata (Cucurbitariaceae): Die Robinien-Mauerspore stammt aus dem nordöstlichen Nordamerika. Der Wirt, *Robinia pseudoacacia*, wurde 1670 im Berliner Lustgarten kultiviert (Nehring et al. 2013) und der Pilz könnte bereits zu dieser Zeit eingeführt worden sein. Die Art wurde als *Sphaeria elongata* 1842 erstmals für Deutschland aus Sachsen gemeldet (Anonymus 1843). Der Pilz ist aktuell in Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet und aus fast allen Bundesländern bekannt; regional häufiger (DGfM 2020). Von Dämmrich et al. (2016) nicht bewertet. In Europa zerstreut von Spanien bis Skandinavien verbreitet (GBIF 2020). Die Art lebt an Robinien und Gleditschien, selten an anderen Fabaceae (Amelang 2004).

Coccinonectria pachysandricola (Nectriaceae): Die vorliegenden Daten erlauben derzeit keine gesicherte Statusangabe für diese Art. Vermutlich ist sie aber als etabliert anzusehen. Das ursprüngliche Areal ist unbekannt. Die Art stammt möglicherweise aus China bzw. Ostasien, da der Pilz wirtspezifisch zu sein scheint (*Pachysandra terminalis*) oder auch aus Nordamerika, da dort ebenfalls ein in Frage kommender Wirt (*P. procumbens*) vorkommt. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Von Gessner & Beyer (1981) erstmals für Europa aus Deutschland (Münsterland) gemeldet. In Deutschland aktuell aus Bremen, Mecklenburg-Vorpommern, Niedersachsen, Nordrhein-Westfalen und Sachsen-Anhalt gemeldet (DGfM 2020). Von Dämmrich et al. (2016) nicht bewertet. Die Verbreitung in Europa ist weitgehend unbekannt. Der Pilz wird wahrscheinlich häufig übersehen und ist vermutlich weiter verbreitet (Gessner 1984). Die Art wurde in Deutsch-

land bisher nur in Verbindung mit der eingeführten Gartenpflanze registriert (Gessner & Beyer 1981, Gessner 1984).

Cryptostroma corticale (Incertae sedis): siehe NIB-Steckbrief

Cylindrocladium buxicola (Nectriaceae): siehe NIB-Steckbrief

Cylindrocladium henricotiae (Nectriaceae): Die Kenntnis der Vorkommen der erst kürzlich beschriebenen Art erlaubt derzeit keine Aussage zu ihrem Status in Deutschland. Die Art wurde erst kürzlich als eigenständige, vermutlich gebietsfremde Art von *C. buxicola* abgetrennt (Gehesquière et al. 2016) und wird hier vorläufig als kryptogen bewertet. Die frühesten Belege sind aus 2005 aus Deutschland (ohne genauere Fundortangabe) und den Niederlanden bekannt (Gehesquière et al. 2016). Es liegen bislang nur Nachweise von 2005, 2007 (in Mecklenburg-Vorpommern), 2010 und 2011 von *Buxus* sp. vor. In den untersuchten *Cylindrocladium*-Proben dominierte *C. henricotiae* (65%) über *C. buxicola*, und scheint somit in Deutschland die häufigere Art zu sein. In Europa sind Nachweise aus den Niederlanden (2005), Belgien (2009), Großbritannien und Slowenien (2011) bekannt (Gehesquière et al. 2016). Die möglicherweise gebietsfremde Art kommt vermutlich wie *C. buxicola* vor allem in Baumschulen, Friedhöfen und Privatgärten an *Buxus* spp. vor. Zu welcher Art die Vorkommen im NSG Buchswald bei Grenzach zu stellen sind, ist unbekannt.

Diaporthe oncostoma (Diaporthaceae): Die Art stammt aus dem nordöstlichen Nordamerika. Der Wirt, *Robinia pseudoacacia*, wurde 1670 im Berliner Lustgarten kultiviert (Nehring et al. 2013) und der Pilz könnte bereits zu dieser Zeit eingeführt worden sein. Bei der Erwähnung im Klotzsch Herbarium vivum mycologicum: Nr. 253 (1854) ist nicht bekannt, ob es sich um Vorkommen in der freien Natur gehandelt hat. Ein Herbarbeleg aus dem April 1884 liegt aus Weimersdorf bei Berlin vor (GBIF 2020), aber auch hier ist unklar, ob es sich um einen Freilandfund gehandelt hat. Mehrere Angaben liegen ab Mitte des 19. Jh. aus Frankreich, der Schweiz und Belgien vor (GBIF 2020). In Deutschland etabliert und zerstreut, aus fast allen Bundesländern bekannt; regional häufiger (DGfM 2020). Von Dämmrich et al. (2016) nicht bewertet. In Europa zerstreut vom Mittelmeergebiet bis in das südliche Skandinavien verbreitet (GBIF 2020). Die Art lebt an Robinien, selten an anderen Gehölzen (Amelang 2004).

Didymascella thujina (Hemiphacidiaceae): Die Schuppenbräune an Thuja stammt aus Nordamerika. Es sind keine genauen Fundnachweise bekannt, vermutlich ist die Art aber an synanthropen Standorten etabliert. Sie wird bei Dämmrich et al. (2016) nicht für Deutschland gelistet. Wahrscheinlich ist der wirtsspezifische Pilz mit den Wirtspflanzen *Thuja plicata* oder *T. occidentalis* über Baumschulen nach Europa bzw. Deutschland eingeführt worden (CABI 2019). Der Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. Das erste Auftreten in Europa wurde 1919-1921 aus Irland berichtet (CABI 2019). Vermutlich ist der Pilz in den 1960er-Jahren zum ersten Mal in Baumschulen in Deutschland registriert worden (Burmeister 1966). Der Zeitpunkt des Erstnachweises außerhalb von Baumschulen ist unbekannt. In Europa aus Belgien, Dänemark, Estland, Frankreich, Großbritannien, Irland, Italien, Litauen, Niederlande, Norwegen, Österreich, Polen, Schweden, Schweiz, Slowakei, Spanien und der Tschechischen Republik bekannt (CABI 2019, GBIF 2020).

Dothistroma pini (Mycosphaerellaceae): siehe NIB-Steckbrief

Dothistroma septosporum (Mycosphaerellaceae): siehe NIB-Steckbrief

Drepanopeziza punctiformis (Dermateaeaceae): Die Marssonina-Krankheit der Pappel stammt vermutlich aus Nordamerika. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Mitteleuropa ist die Art seit Beginn des 20. Jh. aus Großbritannien bekannt (GBIF 2020). Ein Herbarbeleg aus Deutschland (ohne genaue Fundortangabe) liegt aus dem September 1908 (leg. H. Sydow) vor (GBIF 2020). In Deutschland bisher nur wenige Einzelfunde (Albrecht & Böden 1988), Meldungen liegen aus Baden-Württemberg, Niedersachsen, Nordrhein-Westfalen und Thüringen vor (DGfM 2020). Von Dämmrich et al. (2016) nicht bewertet. Der Pilz befällt Blätter, Blattstiele und junge Triebe von *Populus nigra* und ihren Hybriden und wird regelmäßig an bzw. in der Nähe von Flüssen gefunden.

Entoleuca mammata (Xylariaceae): Der Pilz stammt aus Nordamerika (die genetische Variabilität ist in Nordamerika höher als in Europa, Kasanen et al. 2004). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt, vermutlich wurde die Art aber schon vor einigen Jahrhunderten eingeschleppt (Kasanen et al. 2004). Ein Herbarbeleg aus Schweden ist aus dem Jahr 1845 bekannt (GBIF 2020). Der genaue Zeitpunkt des Erstnachweises der etablierten Art in Deutschland ist unbekannt. In Deutschland zerstreut und vereinzelt in Baden-Württemberg, Bayern, Berlin und Brandenburg, Hessen, Nordrhein-Westfalen und Schleswig-Holstein; weiter verbreitet und im westlichen Mecklenburg-Vorpommern regional häufig (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten mit lang- und kurzfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa zerstreut, in Großbritannien und Skandinavien häufiger (GBIF 2020). Die Art besiedelt unterschiedliche Laubgehölze, mit einer Präferenz für *Populus* spp.; sie ist ein Erreger des „Hypoxyton canker of shade trees“, der negative Auswirkungen auf Pappeln haben kann, aber von geringer wirtschaftlicher oder naturschutzfachlicher Bedeutung ist (EFSA 2017).

Erysiphe alphitoides (Erysiphaceae): siehe NIB-Steckbrief

Erysiphe arcuata (Erysiphaceae): Die etablierte Art stammt aus dem asiatischen Raum (Japan, Korea, China) und wurde wahrscheinlich durch den Gartenbau eingeschleppt (Scholler 1996, Schmidt & Scholler 2006). Sie ist auch aus dem westlichen Asien bekannt (Armenien, Iran). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Vereinzelt wird die Art seit 1981 in Sachsen-Anhalt auf *Carpinus betulus* festgestellt (Jage et al. 2010). In Deutschland ist der Pilz weit verbreitet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010) und aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). In Europa aus Großbritannien, Montenegro, Österreich, Polen, Schweiz, Slowakei, Ukraine und Ungarn gemeldet (Pastirčáková et al. 2008). Die Art lebt in Europa an *Carpinus betulus* und *C. caucasicus*, in Asien an *Carpinus tschonoskii* (Pastirčáková et al. 2008).

Erysiphe azaleae (Erysiphaceae): Die etablierte Art stammt wahrscheinlich aus dem pazifischen Nordwesten Nordamerikas und wurde über Botanische Gärten und den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Im September 1996 im Botanischen Garten in Bonn an *Rhododendron luteum* festgestellt (Braun 1997, Brandenburger & Hagedorn 2006b). Der Fund aus Bonn gilt als der erste Nachweis für Europa. In Deutschland zerstreut und lokal verbreitet, aus mehreren Bundesländern gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010, DGfM 2020). In Europa weit, aber zerstreut verbreitet (z.B. Bacigálová & Marková 2006, Apine et al. 2013). Die Art lebt an verschiedenen *Rhododendron*- und *Erica*-Arten (Brandenburger & Hagedorn 2006b).

Erysiphe buhrii (Erysiphaceae): Die etablierte Art stammt aus Westasien und Zentralasien. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Die Art ist aus dem Jahr 1873 aus Lübben (Brandenburg) an *Silene latifolia* subsp. *alba* bekannt (Blumer 1933). In Deutschland zerstreut verbreitet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010) und aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). Die Art wurde an unterschiedlichen Wirtspflanzen festgestellt (*Cerastium arvense*, *Lychnis coronaria*, *Saponaria* spp., *Silene* spp. (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010) und vermutlich durch den Gartenbau eingeschleppt.

Erysiphe catalpae (Erysiphaceae): Die aus Ostasien stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Im Oktober 1887 in Berlin-Steglitz auf *Catalpa bignonioides* erstmals für Deutschland festgestellt (Neger 1905). In Deutschland zerstreut und nur aus Berlin, Brandenburg, Niedersachsen und Schleswig-Holstein gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, DGfM 2020). In Europa aus Belgien, Estland, Frankreich, Großbritannien, Italien, Litauen, Niederlande, Polen, Rumänien und der Tschechischen Republik gemeldet (Ale-Agha et al. 2004, GBIF 2020). Die Art lebt an *Catalpa*-Arten (*C. bignonioides*, *C. japonica*, *C. ovata*, *C. speciosa*) (Ale-Agha et al. 2004, Brandenburger & Hagedorn 2006b).

Erysiphe elevata (Erysiphaceae): Die aus dem nordöstlichen Nordamerika stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Die Art wurde erstmals für Europa im September 2002 von Vajna et al. (2004) aus Ungarn gemeldet. In Deutschland wurde sie erstmalig am 10.9.2003 im Park Sanssouci in Potsdam (Brandenburg) an *Catalpa bignonioides* festgestellt (Ale-Agha et al. 2004). In Deutschland

etabliert und zerstreut und aus fast allen Bundesländern gemeldet (Jage et al. 2010, DGfM 2020). In Europa aus Frankreich, Großbritannien, Österreich, Schweiz, Slowakei, Tschechische Republik und Ungarn bekannt (Ale-Agha et al. 2004, GBIF 2020). Die Art lebt am nordamerikanischen Trompetenbaum *Catalpa bignonioides* und wurde auch an *C. x erubescens* gefunden (Ale-Agha et al. 2004, Jage et al. 2010).

Erysiphe flexuosa (Erysiphaceae): Die aus Nordamerika stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt, aber vermutlich handelt es sich um eine rezente Einschleppung. Die Nachweise in Deutschland sind vermutlich die ersten für Europa (Ale-Agha et al. 2000, Zimmermannová-Pastirčáková et al. 2002). Im August 1999 am Campus der Gesamthochschule Essen (Nordrhein-Westfalen) an Blättern von *Aesculus hippocastanum* (Ale-Agha et al. 2000, Triebel 2003). In Deutschland etabliert und weit verbreitet und aus fast allen Bundesländern gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010, DGfM 2020). In Europa ebenfalls weit verbreitet (Zimmermannová-Pastirčáková et al. 2002, GBIF 2020). Die Art lebt an *Aesculus* spp. und auch auf verschiedenen Hybriden, z.B. *Ae. x carnea* und *Ae. x mississippiensis* (Jage et al. 2010).

Erysiphe howeana (Erysiphaceae): Die aus Nordamerika stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Im September 1956 bei Beelitz (Brandenburg) an einer Autobahnausfahrt erstmals für Deutschland auf *Oenothera biennis* festgestellt (Buhr 1958). In Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet und aus fast allen Bundesländern gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010, DGfM 2020). Die Art lebt an *Oenothera* spp. und anderen Onagraceae (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010).

Erysiphe macleayae (Erysiphaceae): Die aus Ostasien stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Am 11.9.2004 in der Mühlenstraße in Glindow und am 18.9.2004 in der Lenastraße in Teltow an *Macleaya cordata* festgestellt (Ale-Agha et al. 2008). In Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet und aus den meisten Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). Die Art lebt auf verschiedenen Papaveraceae (*Chelidonium majus*, *Macleaya cordata*).

Erysiphe palczewskii (Erysiphaceae): Die aus dem temperaten Asien (Zentralasien, China, Ostasien) stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Sie wurde 1985 in einem Park in Neubrandenburg (Mecklenburg-Vorpommern) erstmals für Deutschland auf *Caragana arborescens* festgestellt (Scholler 1994, Brandenburger & Hagedorn 2006b). In Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet und aus fast allen Bundesländern gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010, DGfM 2020). In Europa aus Estland, Finnland, Lettland, Litauen, Norwegen, Österreich, Polen, Rumänien, Schweden, Schweiz, Slowakei, Spanien, der Tschechischen Republik und Ungarn bekannt und auch nach Nordamerika verschleppt (Braun et al. 2009). Die Art lebt an *Caragana* spp., *Robinia hispida* und *R. pseudoacacia* (Braun et al. 2009).

Erysiphe russellii (Erysiphaceae): Die aus Nordamerika stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Im Oktober 1976 erstmals für Deutschland in einem Garten in Magdeburg auf *Oxalis stricta* festgestellt (Braun 1978). In Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet, regional häufiger, aus fast allen Bundesländern gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010, DGfM 2020). Die Art lebt an *Oxalis* spp., meist auf Ruderalflächen oder in urbanen Lebensräumen (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010).

Erysiphe syringae-japonicae (Erysiphaceae): Die aus dem temperaten Asien (Russischer Ferner Osten, China, Ostasien) stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Am 19.9.1998 in der Nähe des Botanischen Gartens in Halle/Saale an *Syringa vulgaris* festgestellt (Braun 1998). Der Fund aus Halle gilt als der erste Nachweis für Europa. In Deutschland etabliert und zerstreut und lokal verbreitet, vor allem aus Brandenburg gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010, DGfM 2020). Die Art lebt an verschiedenen *Syringa*-Arten, vor allem *S. vulgaris*, aber auch an *Ligustrum vulgare* (Piatek 2003).

Erysiphe vanbruntiana (Erysiphaceae): Die aus Ostasien stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Im Jahr 1985 in Sachsen (Greiz, Reichenbach) an *Sambucus nigra* und *S. racemosa* festgestellt (Dörfelt & Ali 1986). In Deutschland etabliert und regional verbreitet und aus fast allen Bundesländern gemeldet (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010, DGfM 2020). Die Art lebt an *Sambucus* spp., vor allem in Wäldern, Waldschlägen und an Waldrändern (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010).

Geopora sumneriana (Pyronemataceae): Der Zedern-Sandborstling stammt aus Nordafrika. Die Art wurde mit den Wirtsgehölzen (*Cedrus* spp.) eingebracht (Kreisel 2000). Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung ist unbekannt. In England 1866 zum ersten Mal für Europa nachgewiesen (Kreisel 2000). Erstmals für Deutschland 1981 bei Völklingen und Saarbrücken festgestellt (Derbsch & Schmitt 1987; siehe auch Mauer & Häffner 1991). In Deutschland ist die etablierte Art vor allem im Westen verbreitet, aus Baden-Württemberg, Bayern, Brandenburg, Hamburg, Hessen, Nordrhein-Westfalen, Rheinland-Pfalz, Saarland, Sachsen-Anhalt, und Schleswig-Holstein gemeldet (DGfM 2020). Nach Dämmrich et al. (2016) in Deutschland sehr selten mit lang- und kurzfristig zunehmendem Bestandestrend. In Europa weit verbreitet (GBIF 2020). Die Art wurde bisher zweifelsfrei nur synanthrop an Zedern in Parks und Gärten im Siedlungsraum sowie auf Friedhöfen gefunden (Mauer & Häffner 1991).

Golovinomyces ambrosiae (Erysiphaceae): Das genaue Herkunftsgebiet der gebietsfremden Art in Nordamerika ist unbekannt. Sie wurde auch nach Asien verschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Im Jahr 1981 erstmals für Deutschland in Greifenhagen in Sachsen-Anhalt in einem Garten an *Helianthus × laetiflorus* und *Helianthus* sp. festgestellt (Braun 1982). In Deutschland etabliert und verbreitet zu finden und aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). Die Art kommt vor allem auf *Helianthus*-Arten, z.B. Sonnenblume, Topinambur, vor; die meisten Nachweise stammen offenbar aus Botanischen Gärten (Brandenburger & Hagedorn 2006b). In Europa vermutlich erstmals in Deutschland nachgewiesen.

Helotium dearnessii (Helotiaceae): Das Rasige Knöterich-Stielbecherchen stammt aus dem Russischen Fernen Osten und Ostasien. Die wenigen Fundnachweise erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Von Dämmrich et al. (2016) wird die Art in der Liste der Pilze Deutschlands inkludiert, aber nicht als gebietsfremd gekennzeichnet. Wahrscheinlich ist der Pilz zusammen mit dem Wirt *Fallopia sachalinensis* durch den Gartenbau eingebracht worden. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Die frühesten Nachweise liegen vermutlich aus dem Mai 2002 aus Gelsenkirchen-Herten (Nordrhein-Westfalen) vor (Kasperek, in litt.). Es liegen nur wenige Nachweise aus Bayern, Sachsen und Thüringen vor (DGfM 2020). Die Art wird auch aus der Tschechischen Republik (Chlebická 2012) sowie aus Österreich (GBIF 2020) gemeldet und ist aus Luxemburg bekannt (Baral in litt.). Die Art wurde bisher nur auf *Fallopia sachalinensis* festgestellt (Chlebická 2012).

Lophodermium pini-excelsae (Rhytismataceae): Die Art stammt aus dem nordöstlichen Nordamerika. Die wenigen Fundnachweise erlauben derzeit keine gesicherte Aussage zum Status der Art in Deutschland. Von Dämmrich et al. (2016) in die Liste der Pilze Deutschlands inkludiert. Die aus Pakistan (von *Pinus wallichiana*) beschriebene Art ist seit mindestens 1922 auch aus Japan bekannt (GBIF 2020). Wahrscheinlich mit einer 5-nadeligen Kiefernart (Minter et al. 1978), z.B. mit *Pinus strobus*, aus Nordamerika eingebracht. Der Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Möglicherweise 1975 in Schottland zum ersten Mal in Europa aufgetreten (Minter et al. 1978). In Deutschland zerstreute Nachweise aus Bayern, Berlin und Brandenburg, Mecklenburg-Vorpommern, Rheinland-Pfalz, Nordrhein-Westfalen, Sachsen und Sachsen-Anhalt (DGfM 2020). In Europa auch aus Großbritannien gemeldet (GBIF 2020).

Massaria anomia (Massariaceae): Der Robinien-Kugelpilz stammt aus dem Osten Nordamerikas. Der Wirt, *Robinia pseudoacacia*, wurde 1670 im Berliner Lustgarten kultiviert (Nehring et al. 2013) und der Pilz könnte bereits zu dieser Zeit eingeführt worden sein. Der Pilz wird erstmals 1828 in Deutschland bei Frankfurt registriert (Becker 1828). Aktuell ist die etablierte Art in Deutschland zerstreut, regional verbreitet, aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). Von Dämmrich et al. (2016) nicht bewertet. Auch in Europa ist der Pilz zerstreut verbreitet, z.B. aus Belgien, Frankreich, Großbritannien, Italien, Österreich, Schweden und der Tsche-

chischen Republik bekannt (GBIF 2020). Die Art kommt ausschließlich an Robinien vor (Amelang 2004, Voglmayr & Jaklitsch 2011).

Phaeocryptopus gaeumannii (Dothioraceae): Die Rußige Douglasienschütte stammt aus dem westlichen Nordamerika. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Der Pilz könnte bereits 1852 mit der Einführung der Douglasie (Nehring et al. 2013) nach Deutschland eingeschleppt worden sein. Vermutlich wurde die Art erstmals 1925 in Deutschland festgestellt (Kehr et al. 2004). Die virulente Form wurde erst 1927 in der Schweiz nachgewiesen (Kimberley et al. 2011). In Deutschland ist die etablierte Art aus Nordrhein-Westfalen und Mecklenburg-Vorpommern gemeldet (DGfM 2020). Von Dämmrich et al. (2016) nicht bewertet. In Europa zerstreut verbreitet (GBIF 2020). Das Vorkommen in Deutschland wurde von EPPO (2015) bereits 1993 als "widespread" kategorisiert. Offensichtlich ist die Verbreitung unzureichend dokumentiert. Die Art ist in Deutschland bisher nur in Verbindung mit eingeführten Douglasien aufgetreten.

Phyllosticta paviae (Phyllostictaceae): Die Rosskastanien-Blattbräune stammt aus dem nordöstlichen Nordamerika und wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa vermutlich seit Ende des 19. Jh. aus Italien und Großbritannien bekannt (Schneider 1961, GBIF 2020), seit den 1950er-Jahren expansiv (Pehl & Kehr 2002). Im Stuttgarter Raum schon seit 1958 beobachtet (Schneider 1961). In Deutschland etabliert und vermutlich überall mit der Wirtspflanze vorkommend. Von Dämmrich et al. (2016) nicht bewertet. In Europa weit verbreitet und aus den meisten Ländern gemeldet (Pastirčáková et al. 2009). Die Art wurde bisher vor allem in urbanen Habitaten an Rosskastanien, seltener an Ahornen an Waldrändern festgestellt. Die Art verursacht Blattbräune an Rosskastanien und selten Blattflecken an Ahorn (Pehl & Kehr 2002).

Podosphaera mors-uvae (Erysiphaceae): Die Art stammt aus Nordamerika. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa mindestens seit 1889 (Ungarn) bekannt, evtl. bereits um 1800 in Irland (GBIF 2020). In Bonn (Nordrhein-Westfalen) erstmals für Deutschland auf *Ribes uva-crispa* (Blumer 1933). In Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet und aus fast allen Bundesländern bekannt (Brandenburger & Hagedorn 2006b, DGfM 2020). Der Pilz lebt vor allem auf *Ribes uva-crispa* in Gärten, Wäldern und Waldrändern, aber auch an anderen *Ribes*-Arten, inklusive Kultursorten (Brandenburger & Hagedorn 2006b).

Podosphaera parietariae (Erysiphaceae): Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung der aus Zentralasien stammenden Art nach Deutschland ist unbekannt. Vermutlich sind die Nachweise aus Deutschland die ersten aus Mitteleuropa. Am 23.10.1991 im Schlossgarten Zerbst, bei Börde (Sachsen-Anhalt) auf *Parietaria officinalis* festgestellt (Jage et al. 2010). In Deutschland etabliert, aber selten, nur aus Sachsen-Anhalt bekannt (Jage et al. 2010, DGfM 2020). In Europa aus Rumänien und der Schweiz gemeldet (Jage et al. 2010). Der Pilz wurde durch den Gartenbau eingeschleppt und kommt in urbanen Gebieten an *Parietaria officinalis* vor (Jage et al. 2010).

Podosphaera pruinosa (Erysiphaceae): Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung der aus Nordamerika stammenden Art nach Deutschland ist unbekannt. Am 30.8.2007 am Werderscher Damm, Potsdam-West in Brandenburg an *Rhus hirta* festgestellt (Boyle et al. 2008). Der Nachweis aus Deutschland ist zugleich der erste für Europa. In Deutschland etabliert und zerstreut verbreitet, aus Bayern, Hessen, Niedersachsen, Nordrhein-Westfalen, Rheinland-Pfalz und Sachsen-Anhalt bekannt (Boyle et al. 2008, DGfM 2020). Der Pilz wurde durch den Gartenbau eingeschleppt und kommt in urbanen Gebieten an *Rhus hirta* vor (Boyle et al. 2008).

Rhabdocline pseudotsugae (Hemiphaciaceae): Die Rostige Douglasienschütte stammt aus dem westlichen Nordamerika. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Der Pilz könnte bereits 1852 mit der Einführung der Douglasie (Nehring et al. 2013) nach Deutschland eingeschleppt worden sein. Die ersten Schadensmeldungen in Europa erfolgten 1922 in Schottland (Wilson & Wilson 1926). Nach Berechnungen von Rohde (1934a) hat der Pilz Deutschland im Jahr 1922 erreicht (vgl. Brandt 1960). Bereits Rhode (1934b) berichtet von „einer ganzen Anzahl von Krankheitsherden“, eine weitere Verbreitung ist daher anzunehmen. Von Dämmrich et al. (2016) nicht bewertet. In Mitteleuropa zerstreut verbreitet (GBIF 2020). Die etablierte Art ist in Deutschland bisher nur in Verbindung mit eingeführten Douglasien aufgetreten.

Seiridium cardinale (Amphisphaeriaceae): Der Zypressenkrebs stammt aus den südwestlichen USA. Die transkontinentale Verschleppung erfolgte vermutlich mit infizierten Pflanzen oder Saatgut durch den Gartenbau bzw. Zierpflanzenhandel (Urbasch 1994). Die ersten Nachweise in Europa erfolgten in den 1940er- und 1950er-Jahren in Frankreich und Italien (Graniti 1998, CABI 2019). Urbasch (1993) berichtet ohne nähere Angaben von natürlichen Infektionen durch den Pilz in den Jahren 1989-1991 in Norddeutschland (Hamburg und Schleswig-Holstein) an alten, einzeln stehenden Thuja occidentalis Bäumen. Der Pilz wurde in Deutschland wild lebend bislang nur an Ziergehölzen in botanischen Gärten, öffentlichen Grünanlagen und Privatgärten, und in Baumschulen nachgewiesen (Urbasch 1994). Von Urbasch (1993, 1994) in Ahrensburg/Großhansdorf (bei Hamburg), Hamburg, Darmstadt und München nachgewiesen. Aktuelle Daten liegen nicht vor. In Europa im Mittelmeerraum sowie in Großbritannien und Irland verbreitet (Desprez-Lousteau 2006).

Taphrina farlowii (Taphrinaceae): Die aus Nordamerika stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. Frühere Angaben zu Nachweisen der Art in Deutschland (insbesondere: am 6.8.1891 im Schlossgarten Charlottenburg in Berlin, vgl. Mix 1949, GBIF 2020) haben sich als Fehlbestimmung herausgestellt (Kummer 2007, Butin 2018). Offenbar wurde die Art erst kürzlich eingeschleppt (Butin & Regin 2008). In Deutschland etabliert und zerstreut nördlich der Mittelgebirge verbreitet, regional häufiger (DGfM 2020). In Europa relativ häufig (Butin 2018). Der Pilz lebt am Neophyten *Prunus serotina* in Trockenrasen, Dünen und an Waldrändern.

Trochila laurocerasi (Dermateaceae): Das Kirschlorbeer-Deckelbecherchen stammt wahrscheinlich aus der Heimat der Wirtspflanze (*Prunus laurocerasus*, Kirschlorbeer), aus dem Kaukasus und Westasien (Nehring et al. 2013) und wurde vermutlich mit der Einführung des Wirtes nach 1588 in Deutschland eingeschleppt. Herbarbelege liegen ab Mitte des 19. Jh. aus Italien und Frankreich vor (GBIF 2020). Ein Herbarbeleg für Deutschland liegt aus dem August 1909 aus „Brandenburg“ vor (GBIF 2020). Ob es sich dabei um den ersten Nachweis für Deutschland handelt, kann nicht sicher gesagt werden. Die etablierte Art ist in Deutschland aus fast allen Bundesländern gemeldet (DGfM 2020). Von Dämmrich et al. (2016) nicht bewertet. In Europa ist der Pilz zerstreut verbreitet, besonders häufig in Großbritannien, auch aus Belgien, Dänemark, Frankreich, Irland, Niederlande und Österreich gemeldet (GBIF 2020). Die Art ist offenbar streng wirtsspezifisch und an *Prunus laurocerasus* gebunden.

Venturia inaequalis (Venturiaceae): Der Apfelschorf stammt aus Zentralasien. Die Römer führten Apfelbäume ca. 100 v.Chr. nach Mitteleuropa ein (Pflanzenlexikon 2015). Ob der Apfelschorf bereits damals auftrat, lässt sich nach der vorliegenden Literatur nicht beurteilen. Bereits von Wallroth (1833) für Deutschland erwähnt. Heute in ganz Deutschland verbreitet.

Xenoramularia arxii (Mycosphaerellaceae): Die aus Zentralasien stammende Art wurde durch den Gartenbau eingeschleppt. Der genaue Zeitpunkt der Ersteinbringung nach Deutschland ist unbekannt. In Europa seit Ende des 19. Jh. bekannt (GBIF 2020). In Deutschland von Lindau (1907) für Hamburg, Bamberg und Freising angeführt. In Deutschland etabliert und zerstreut, regional häufig; aus Mecklenburg-Vorpommern, Sachsen-Anhalt und Thüringen gemeldet (DGfM 2020). In Europa zerstreut verbreitet und z.B. aus Estland, Finnland, Großbritannien, Italien, Lettland, Österreich, Rumänien und Schweden gemeldet (GBIF 2020). Der Pilz lebt an dem in Deutschland weit verbreiteten Neophyten *Acorus calamus* (Acoraceae).

4 LITERATUR

- BfN (2005): Gebietsfremde Arten - Positionspapier des Bundesamtes für Naturschutz. BfN-Skripten 128: 30 S.
- Geiter, O., Homma, S. & Kinzelbach, R. (2002): Bestandsaufnahme und Bewertung von Neozoen in Deutschland. UBA Texte 25/02: 173 S.
- Kowarik, I. (2010): Biologische Invasionen - Neophyten und Neozoen in Mitteleuropa, 2. Aufl. Stuttgart, Ulmer: 492 S.
- Nehring, S., Essl, F. & Rabitsch, W. (2015): Methodik der naturschutzfachlichen Invasivitätsbewertung für gebietsfremde Arten, Version 1.3. BfN-Skripten 401: 48 S.

Oomyceten

- Allescher, A. (1889): Verzeichnis der bisher in Südbayern beobachteten Peronosporaceen. Ber. Bot. Ver. Landshut 11: 67-83.
- Brandenburger, W. & Hagedorn, G. (2006a): Zur Verbreitung von Peronosporales (inkl. Albugo, ohne Phytophthora) in Deutschland. Mitt. biol. BA Land- und Forstwirt. Berlin-Dahlem 405: 1-174.
- Brümmer, K. (1990): Die Falschen Mehltäupilze (Peronosporales) der DDR. Diplom-Arbeit der Pädagogischen Hochschule Köthen. 1-145.
- Choi, Y.J., Hong, S.B. & Shin, H.D. (2005): A re-consideration of *Pseudoperonospora cubensis* and *P. humuli* based on molecular and morphological data. Mycol. Res. 109: 841-848.
- DGFm (2020): Pilze Deutschlands. Deutsche Gesellschaft für Mykologie. <http://www.pilze-deutschland.de/>
- Doppelbaur, H. & Doppelbaur, H. (1972): Nachträge zur Peronosporaceenflora Bayerns. Ber. Bayer. Bot. Ges. 43: 145-148.
- GBIF (2020): <https://www.gbif.org>
- Götz, M., Ulrich, R. & Werres, S. (2017): First detection of *Phytophthora chrysanthemi* on *Chrysanthemum indicum* in Germany. New Disease Reports 35, 6.
- Jung, T., Orlikowski, L., Henricot, B. et al. (2016): Widespread *Phytophthora* infestations in European nurseries put forest, semi-natural and horticultural ecosystems at high risk of *Phytophthora* diseases. For. Path. 46: 134-163.
- Köhler, E. (1928): Chytridiinae. In: Appel, O.: Handbuch der Pflanzenkrankheiten II, Parey, Berlin: 324-349.
- Lagerheim, G. (1888): Neue Beiträge zur Pilzflora von Freiburg und Umgebung. Mitt. Bad. Botan. Ver. (Freiburg) 2: (55 & 56): 33-48.
- Laubert, R. (1936): Notizen über Schmarotzerpilze und Gallen der Bredower Forst-Brieselang. Verh. Bot. Ver. Brandenburg (Berlin) 76: 1-5.
- Mrázková, M., Černý, K., Tomšovský, M. & Strnadová, V. (2011): *Phytophthora plurivora* T. Jung & T. I. Burgess and other *Phytophthora* species causing important diseases of ericaceous plants in the Czech Republic. Plant Protect. Sci. 47: 13-19.
- Mitchell, M.N., Ocamb, C.M., Grünwald, N.J., Mancino, L.E. & Gent, D.H. (2011): Genetic and pathogenic relatedness of *Pseudoperonospora cubensis* and *P. humuli*. Phytopathology 101: 805-818.
- Naher, M., Motohashi, K., Watanabe, H., Chikuo, Y., Senda, M., Suga, H., Brasier, C. & Kageyama, K. (2011): *Phytophthora chrysanthemi* sp. nov., a new species causing root rot of chrysanthemum in Japan. Mycol. Progress 10: 21-31.
- Nechwatal, J. & Oßwald, W. (2001): Comparative studies on the fine root status of healthy and declining spruce and beech trees in the Bavarian Alps and occurrence of *Phytophthora* and *Pythium* species. For. Path. 31: 257-273.
- Przetakiewicz, J. (2014): First report of *Synchytrium endobioticum* (Potato Wart Disease) Pathotype 18(T1) in Poland. Plant Disease 98: 688.
- Randall-Schadel, B. (2016): NPAG Report - *Phytophthora chrysanthemi* Naher, Hi. Watan., Chikuo Kageyama: Crown and root rot of chrysanthemum. United States Department of Agriculture: 7 S.
- Riehm, E. (1928): Peronosporinae. In: Appel, O.: Handbuch der Pflanzenkrankheiten II, Parey, Berlin: 368-448.
- Rizzo, D.M., Garbelotto, M., Davidson, J.M., Slaughter, G.W. & Koike, S.T. (2002): *Phytophthora ramorum* as the cause of extensive mortality of *Quercus* spp. and *Lithocarpus densiflorus* in California. Pl. Dis. 86: 205-214.
- Runge, F., Choi, Y.J. & Thines, M. (2011): Phylogenetic investigations in the genus *Pseudoperonospora* reveal overlooked species and cryptic diversity in the *P. cubensis* species cluster. Eur. J. Plant Pathol. 129: 135-146.
- Sanchez, M.E., Caetano, P., Ferraz, J. & Trapero, A. (2002): *Phytophthora* disease of *Quercus ilex* in south-western Spain. For. Pathol. 32: 5-18.
- Sansford, C.E., Inman, A.J., Baker, R., et al. (2009): Report on the risk of entry, establishment, spread and socio-economic loss and environmental impact and the appropriate level of management for *Phytophthora ramorum* for the EU. Deliverable Report 28. EU Sixth Framework Project RAPRA: 311 S.
- Sauthoff, W., Kröber, H. & Maatsch, R. (1961): *Phytophthora cinnamomi* Rands als Krankheitserreger an *Erica gracilis* Salisb. Ein Beitrag zur Ätiologie und Bekämpfung des „Erika-Sterbens“. Phytopath. Z. 42: 73-99.
- Scanu, B., Linaldeddu, B.T., Franceschini, A., Anselmi, N., Vannini, A. & Vettriano, A.M. (2013): Occurrence of *Phytophthora cinnamomi* in cork oak forests in Italy. For. Path. 43: 340-343.
- Schuhmacher, J., Leonhard, S., Grundmann, B.M. & Roloff, A. (2006): New alder disease in Spreewald biosphere reserve – causes and incidental factors of an epidemic. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 58: 141-147.

- Sieber, T.N. (2014): Neomyzeten – eine anhaltende Bedrohung für den Schweizer Wald. *Schweiz. Z. Forstwes.* 165: 173-182.
- Štochlová, P., Novotná, K. & Černý, K. (2016): Variation in *Alnus glutinosa* susceptibility to *Phytophthora xalni* infection and its geographic pattern in the Czech Republic. *For. Path.* 46: 3-10.
- Tomić, Z. & Ivić, D. (2015): *Phytophthora chrysanthemi* Naher, Motohash, Watanabe, Chikuo, Senda, Suga, Brasier & Kageyama - new cause of chrysanthemum disease in Croatia. *Glasilo Biljne Zaštite* 15: 291-300.
- Vannini, A. & Vettrano, A. (2001): Ink disease in chestnuts: impact on the European chestnut. *For. Snow Landsc. Res.* 76: 345-350.
- Vettrano, A., Barzanti, G., Bianco, M., et al. (2002): Occurrence of *Phytophthora* species in oak stands in Italy and their association with declining oak trees. *For. Path.* 32: 19-28.
- Vettrano, A., Natili, G., Anselmi, N. & Vannini, A. (2001): Recovery and pathogenicity of *Phytophthora* species associated with a resurgence of ink disease in *Castanea sativa* in Italy. *Plant Pathol.* 50: 90-96.
- Webber, J., Gibbs, J. & Hendry, S. (2004): *Phytophthora* disease of alder. Forestry Commission, Edinburgh: 6 S.
- Weiland, J.E., Nelson, A.H. & Hudler, G.W. (2010): Aggressiveness of *Phytophthora cactorum*, *P. citricola* I, and *P. plurivora* from European beech. *Plant Disease* 94: 1009-1014.
- Werres, S., Marwitz, R., Man In't Veld, W., De Cook, A. Bonants, P., De Weerd, M., Themann, K., Ilieva, E. & Baayen, R. (2001): *Phytophthora ramorum* sp. nov., a new pathogen on *Rhododendron* and *Viburnum*. *Mycol. Res.* 105: 1155-1165.
- Zentmyer, G.A. (1988): Origin and distribution of four species of *Phytophthora*. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 91: 367-378.

Basidiomyceten

- Antonín, V. & Herink, J. (1999): Notes on the variability of *Gymnopus luxurians* (Tricholomataceae). *Czech Mykol.* 52: 41-49.
- Amandeep, K., Atri, N. & Munruchi, K. (2013): Diversity of species of the genus *Bolbitius* (Bolbitiaceae, Agaricales) collected on dung from Punjab, India. *Mycosphere* 1053-1064, doi 10.5943/mycosphere/4/6/3.
- Aronsen, A. (2015): *Mycena alphetophora* (Berk.) Sacc. <https://mycena.no/alphetophora.htm>
- Assyov, B. (2019): *Boletellus projectellus* (Murrill) Singer. <http://boletales.com/genera/boletellus/b-projectellus/>
- Bas, C. (1972/73): *Boletinus pictus*, ein amerikanischer Röhrling im Nordwesten Deutschlands gefunden. *Westfälische Pilzbriefe* 9: 45-50.
- Beenken, L. & Senn-Irlet, B. (2016): Neomyzeten in der Schweiz. *WSL Berichte* 50: 1-92.
- Benedix, E.H. (1959): Zur Verbreitung des Riesenträuschlings (*Stropharia ferrii* Bres.) in Deutschland. *Westfälische Pilzbriefe* 2(4): 49-54.
- Benkert, D. (1970): Floristische Neufunde aus Brandenburg und der Altmark. *Gleditschia* 1: 51-61.
- Benkert, D. (1971): *Inonotus nidus-pici* Pilát und *Conocybe intrusa* (Peck) Sing., zwei für die Mykoflora der DDR neue Arten. *Feddes Repertorium* 81: 645-648.
- Benkert, D. (1973): Über Neufunde seltener Gasteromyceten in Brandenburg. *Gleditschia* 1: 113-121.
- Benkert, D. (2005): Die Pilzflora des Spath-Arboretums in Berlin-Baumschulenweg. *Verh. Bot. Ver. Berlin-Brandenburg* 138: 47-82.
- Breitenbach, J. & Kränzlin, F. (1986): Pilze der Schweiz (Vol. 2). *Mykologia*, Luzern: 415 S.
- Bresinsky, A. & Einhellinger, A. (1987): Pilze, Flechten und andere Pflanzen aus Flugsandgebieten Südbayerns. *Hoppea* 45: 413-460.
- Bresinsky, A., Düring, C. & Ahlmer, W. (2007): Datenbank PILZOEK im Internet. 2. Update. <http://www.pilzoek.de>
- Bridge, P.D., Spooner, B.M., Beever, R.E. & Park, D.-C. (2008): Taxonomy of the fungus commonly known as *Stropharia aurantiaca*, with new combinations in *Leratiomyces*. *Mycotaxon* 103: 109-121.
- Brockmüller, H. (1863): Beiträge zur Kryptogamen-Flora Mecklenburgs. *Arch. Ver. FreundeNaturgesch. Meklenburg* 17: 162-256.
- Bubriski, R. & Kennedy, P. (2014): A molecular and morphological analysis of the genus *Rhizopogon* subgenus *Villosuli* section *Villosuli* as a preface to ecological monitoring. *Mycologia* 106: 353-361.
- Buchner, O. (1863): *Geaster coliformis*. *Oberhessische Gesellschaft für Natur- und Heilkunde* 10: 65.
- Brunner, H.P. (1967): Vergleichende Untersuchungen zur Soziologie der Großpilze in einigen Waldgesellschaften der Umgebung Leipzigs. Diplomarbeit, Universität Leipzig.
- BUND (2018): Das Naturschutzgebiet „Neuendorfer Wiek und Insel Beuchel“ und ein geplanter industrieller Kiesabbau – Chronologie einer Rettung. 15 S.
- Chang, S.-T. (1977): The origin and early development of straw mushroom cultivation. *Econ. Bot.* 31: 374-376.
- Christan, J. (1994): *Ramaria subdecurrens* (Coker) Corner 1950, neu für Deutschland. *Z. Mykol.* 60: 117-122.
- Dämmrich, F., Lotz-Winter, H., Schmidt, M. et al. (2016): Rote Liste der Großpilze und vorläufige Gesamtartenliste der Ständer- und Schlauchpilze (Basidiomycota und Ascomycota) Deutschlands. *Naturschutz Biol. Vielfalt* 70(8): 31-433.
- Dämon, W. & Krisai-Greilhuber, I. (2016): Die Pilze Österreichs. Verzeichnis und Rote Liste. *Österr. Myko. Ges.*, Wien: 609 S.
- Dennis, R. (1955): The status of *Clathrus* in England. *Kew Bull.* 10: 101-106.
- DGfM (2020): Pilze Deutschlands. Deutsche Gesellschaft für Mykologie. <http://www.pilze-deutschland.de/>

- Dörfelt, H. (1988): Die Erdsterne. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg: 120 S.
- Dörfelt, H. & Braun, U. (1977): Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Pilze in der DDR. I. Hercynia N.F. 14: 11-20.
- Dörfelt, H. & Bresinsky, A. (2003): Die Verbreitung und Ökologie ausgewählter Makromyceten Deutschlands. Z. Mykol. 69: 177-286.
- Eberle, G. (1956): Der gewölbte Erdstern (*Geaster fornicatus* Fries). Hessische Floristische Briefe 5 (59. Brief).
- Engel, M. & Engel, H. (1970): *Stropharia aurantiaca* (Cooke) Orton erstmalig in Westdeutschland gefunden. Westfälische Pilzbriefe 8: 17-23.
- Engel, H., Dermek, A., Klofac, W. & Ludwig, E. (1996): Schmier- und Filzröhrlinge s.l. in Europa - Die Gattungen: *Boletellus*, *Boletinus*, *Phylloporus*, *Suillus*, *Xerocomus*. Verlag H. Engel, Weidhausen b. Coburg: 268 S. + 56 Tafeln
- Farr, D.F. & Rossman, A.Y. (2019): Fungal Databases, U.S. National Fungus Collections, ARS, USDA. <https://nt.ars-grin.gov/fungalatabases>
- Fuckel, L. (1869/70): Symbolae Mycologicae. Beiträge zur Kenntnis der Rheinischen Pilze. Jahrbücher des Nassauischen Vereins für Naturkunde (Wiesbaden) 23/24: 1-459.
- Gärtner, G., Meyer, B. & Scherbius, J. (1802): Ökonomisch-Technische Flora der Wetterau. Bd.III. 2.Abt. Frankfurt a.M.: 388 S.
- GBIF (2020): <https://www.gbif.org>
- Gleditsch, J.G. (1753): Methodus fungorum: exhibens genera, species et varietates cum caractere, differentia specifica, synonymis, solo, loco et observationibus. Sumtibus Scholae Realis, Berolini (Berlin).
- Gminder, A., Krieglsteiner, G.J. & Winterhoff, W. (2000): Die Großpilze Baden-Württembergs. 2. Leisten-, Keulen-, Korallen- und Stoppelpilze, Bauchpilze, Röhrlings- und Täublingsartige. Ulmer, Stuttgart: 620 S.
- Gminder, A. & Krieglsteiner, G.J. (2001): Die Großpilze Baden-Württembergs. 3. Ständerpilze: Blätterpilze. Ulmer: 634 S.
- Gminder, A. & Krieglsteiner, G.J. (2003): Die Großpilze Baden-Württembergs. 4. Ständerpilze: Blätterpilze II. Ulmer: 467 S.
- Grosse-Brauckmann, H. (1987): Über einige seltene resupinate Basidiomyceten. Z. Mykol. 53: 81-92.
- Groß, G. (1968): Drei Funde nordamerikanischer Rhizopogonarten im Saarland. Z. Pilzk. 34: 33-39.
- Groß, G. (1978): Über einige neuere Funde von *Phallogaster saccatus* Morgan (mit Beiträgen von G.J. Krieglsteiner). Z. Mykol. 44: 251-256.
- Groß, G., Runge, A. & Winterhoff, W. (1980): Bauchpilze (Gastromycetes s.l.) in der Bundesrepublik Deutschland und Westberlin. Beih. Z. Mykol. 2: 1-220.
- Gubitz, C. (2015): Pilze aus den Gewächshäusern des Ökologisch-Botanischen Gartens der Universität Bayreuth. Eine mykofloristische Bestandsaufnahme. Universität Bayreuth: 261 S.
- Hahn, C. & Karasch, P. (2002): *Dacrymyces paraphysatus*, bislang nur aus Tahiti und Neuseeland bekannt, erstmals in Europa nachgewiesen. Z. Mykol. 68: 31-39.
- Hausknecht, A. & Krisai-Greilhuber, I. (2003): Pilzbeobachtungen in einem neu geschaffenen Weidegebiet. Österr. Z. Pilzk. 12: 101-122.
- Hennings, P. (1901): Über märkische Gasteromyceten. Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg 43: V-VIII.
- Henrici, A. (2013): Squamanita in Britain and Europe. Field Mycology 14(2): 56-63.
- Hesse, R. (1891): Die Hypogaeen Deutschlands. 1. Die Hymenogastreen. Hofstetter, Halle a.S.: 133 S.
- Hollós, L. (1913): Die Pilze in der Umgegend von Kecskemet. Math. term. Közl. 32: 1-179.
- Honcsek, W. (1968): *Stereum insignitum* Quél. im Saarland gefunden. Westfälische Pilzbriefe 7(1): 56-62.
- Huckfeldt, T. & Hechler, J. (2004): *Cerinomyces pallidus* Martin: Erstfund für Deutschland. Z. Mykol. 70: 97-106.
- Huckfeldt, T. & Schmidt, O. (2013): *Coniophora prasinoidea* (Bourdot & Galzin) Bourdot & Galzin - Erstfund für Deutschland. Z. Mykol. 79: 443-454.
- Jaap, O. (1918): Aches Verzeichnis zu meinem Exsiccatenwerk „Fungi selecti exsiccati“, SerienXXIX–XXXII (Nummern 701–800), nebst Beschreibungen neuer Arten und Bemerkungen. Verh. Bot. Ver. Prov. Brandenburg 59 (1917): 24-40.
- Jarosch, M. & Bresinsky, A. (1999): Speciation and phylogenetic distances within *Paxillus* s. str. (Basidiomycetes, Boletales). Pl. Biol. 1(6): 701-705.
- Jeppson, M., Altés, A., Moreno, G., et al. (2017): Unexpected high species diversity among European stalked puffballs – a contribution to the phylogeny and taxonomy of the genus *Tulostoma* (Agaricales). MycoKeys 21: 33-88.
- Kasperek, F. (2015): Agaricales Blätterpilze Hellsporer. <http://www.fredis-pilzseite.de/leucocoprinus-cretaceus/>
- Kirchmair, M., Morandell, S., Stolz, D., Pöder, R. & Sturmbauer, C. (2004): Phylogeny of the genus *Omphalotus* based on nuclear ribosomal DNA-sequences. Mycologia 96: 1253-1260.
- Kirchner, O. & Eichler, J. (1894): Beiträge zur Pilzflora von Württemberg I. Jahreshefte des Vereins für vaterländische Naturkunde in Württemberg 50: 291-490.
- Kirisits, T. (2007): Der Stroben-Blasenrost. Forstzeitung 118: 15.
- Klebahn, H. (1914): Uredineae. In: Lindau, G.: Kryptogamenflora der Mark Brandenburg. Pilze III Bd. 5a. Leipzig: 69-904.

- Klebahn, H. (1935): Einige Beobachtungen und Versuche über den Mahonia-Rost. Z. Pflanzenkrankh. 45: 529-537.
- Klotzsch, F. (1839): *Hymenangium album* Kl. Weisser Fruchthautbehälter. Nr. 466. In: Dietrich, A. (Ed.), Flora des Königreichs Preussen. Verlag von Ludwig Oehmigke, Berlin.
- Kreisel, H. (1963): *Geastrum smardae* in Leipzig gefunden. Mykol. Mitteilungsbl. 7: 83-85.
- Kreisel, H. (1987): Pilzflora der Deutschen Demokratischen Republik: Basidiomycetes (Gallert-, Hut- und Bauchpilze). G. Fischer, Jena: 281 S.
- Kreisel, H. (2000): Ephemere und eingebürgerte Pilze in Deutschland. In: NABU (Hrsg.), Conference paper: Was macht der Halsbandsittich in der Thujahecke? NABU, Bonn: 73-76.
- Kreisel, H. (2001): Checklist of the gasteral and secotioid Basidiomycetes of Europe, Africa, and the Middle East. Österr. Z. Pilzk. 10: 213-313.
- Kreisel H. (2004): Globalisierung der Pilzflora. Verhandl. Bot. Ver. Berlin-Brandenburg 137: 43-52.
- Kreisel, H. (2004): *Tulostoma pulchellum* in Brandenburg — neu für Deutschland. Z. Mykol. 70: 107-110.
- Kreisel, H. (2006): Global warming and mycoflora in the Baltic Region. Acta Mycol. 41: 79-93.
- Kreisel, H. & Lindequist, U. (1988): *Gymnopilus purpuratus*, ein psilocybinhaltiger Pilz adventiv im Bezirk Rostock. Z. Mykol. 54: 73-76.
- Krieglsteiner, G.J. et al. (1983): Über neue, seltene, kritische Makromyzeten in der Bundesrepublik Deutschland IV. Z. Mykol. 49: 73-106.
- Krieglsteiner, G.J. (1992): Das neue europäische Areal des Tintenfischpilzes - *Clathrus archeri* (Berk.) Dring. Beiträge zur Kenntnis der Pilze Mitteleuropas IX: 29-63.
- Krieglsteiner, G.J. (1994): Über neue, seltene und kritische Makromyzeten in Deutschland, Folge XV: Basidiomyceten, Nichtblätterpilze. Beiträge zur Kenntnis der Pilze Mitteleuropas IX: 97-119.
- Krieglsteiner, G.J. (1999): *Squamanita contortipes* neu für Deutschland. Beiträge zur Kenntnis der Pilze Mitteleuropas XIII: 15-17.
- Krieglsteiner, G.J. (2000): Neues über Großpilze in Baden-Württemberg und Deutschland. Beiträge zur Kenntnis der Pilze Mitteleuropas XIII: 25-38.
- Krieglsteiner, G. J. & Kaiser, A. (2000): Die Großpilze Baden-Württembergs. 1. Ständerpilze: Gallert-, Rinden-, Stachel- und Porenpilze. Ulmer, Stuttgart: 629 S.
- Krisai-Greilhuber, I. (2019): *Picipes rhizophilus* - (Pat.) J.L. Zhou & B.K. Cui. IUCN Red List, in Druck.
- Kruse, J., Kummer, V. & Thiel, H. (2014): Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze (2). Z. Mykol. 80: 227-255.
- Ludwig, E. (2001): Pilzkompodium. Bd. 1. IHW-Verlag: 758 S.
- Ludwig, E. (2007): Pilzkompodium Bd. 2. Fungicon-Verlag, Berlin: 723 S.
- Ludwig, E. (2012): Pilzkompodium Bd. 3. Fungicon-Verlag, Berlin: 881 S.
- Markovskaja, S. (2013): *Melampsorium hiratsukanum* – invasive rust species in Lithuania, and its co-occurrence with eriophylid mite. Acta Mycol. 48: 197-205.
- May, T.W., Milne, J., Shingles, S. & Jones, R.H. (2008): Fungi of Australia. CSIRO Publ., Canberra: 121.
- Meier, W. (1930): Der Zwiebelbovist, *Scleroderma cepa* (Vaill.) Pers. Z. Pilzk. 9: 71.
- Mez, C. (1898): Ueber neue und beachtenswerthe Hymenomyceten aus Schlesien. In: Anonymus (Hrsg.), 76. Jb. Schles. Ges. Vaterländ. Cultur II. Abt. Naturw. Zool.-bot. Sect., Breslau: 11-23.
- Molina, R. & Trappe, J.M. (1994): Biology of the Ectomycorrhizal Genus, *Rhizopogon*. I. Host Associations, Host-Specificity and Pure Culture Syntheses. New Phytol. 126: 653-675.
- Montag, K. (2015): Büscheliger Egerlingsschirmpilz *Leucoagaricus americanus*. http://tintling.com/pilzbuch/arten/l/Leucoagaricus_americanus.html
- Montag, K., Münzmay, T. & Saar, G. (1999): Der Üppige Rübbling *Gymnopus (Collybia) luxurians* (Peck) Murrill ist gut in Deutschland angekommen. Der Tintling 5: 8-15.
- Moser, M. (1977): *Mycena osmundicola* Lge. in der Schweiz. Schweiz. Zeitschr. Pilzk. 55: 157-158.
- Motiejūnaitė, J., Kasparavičius, J. & Kačergius, A. (2011): *Boletellus projectellus* – an alien mycorrhizal bolete new to Europe. Sydowia 63: 203-213.
- Murrill, W.A. (1917): North American Flora, Vol. 10 Part 3, (Agaricales) Agaricaceae (pars) Agariceae (pars). The New York Botanical Garden: 228 S.
- Nehring, S., Kowarik, I., Rabitsch, W. & Essl, F. (2013): Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde Gefäßpflanzen. BfN-Skripten 352: 202 S.
- Noordeloos, M.E. (2011): Strophariaceae s.l. Edizioni Candusso: 638 S.
- Noordeloos, M., Kuijper, T. & Vellinga, E. (2001): Flora Agaricina Neerlandica. Vol. 5. Agaricaceae. CRC Press, Boca Raton: 220 S.
- Olive, L.S. (1958): The Lower Basidiomycetes of Tahiti. Bulletin of the Torrey Botanical Club 85: 89-110.
- Örtel, G. (1886): Beiträge zur Flora der Rost- und Brandpilze (Uredineen u. Ustilagineen) Thüringens. Dtsch. Bot. Monatsschrift 4: 40-42, 85-89
- Petri, L. (1904): *Naucoria nana*. Botanisches Centralblatt XCV (22): 593.
- Phillips, R., Kibby, G. & Foy, N. (2010): Mushrooms and other fungi of North America. Firefly Books: 384 S.

- Pidlich-Aigner, H., Hausknecht, A. & Scheuer, C. (2001): Annotated list of macromycetes found in the greenhouses of the Botanic Garden of the Institute of Botany in Graz (Austria), 1998-2001. *Fritschiana* 32: 49-61.
- Poeverlein, H. (1925): Die Rostpilze Badens. Mitt. Badisch. Landesver. Naturkde. Naturschutz, NF 1: 389-416.
- Poeverlein, H. (1930): Die Gesamtverbreitung von *Uropyxis sanguinea* in Europa. *Ann. Mycol.* 28: 421-426.
- Poeverlein, H. & Schönau, K. (1929): Weitere Vorarbeiten zu einer Rostpilzflora Bayerns. *Kryptogam. Forsch.* 2: 48-118.
- Rauschert, S. (1962): *Polyporus rhizophilus* Pat., ein für Deutschland neuer Steppenpilz. *Westfälische Pilzbriefe* 3(4): 53-59.
- Richter, T. & Melzer, A. (2009): *Psathyrella ephemera* - neu für Europa. *Z. Mykol.* 75: 75-78.
- Rigling, D., Schütz-Bryner, S., Heiniger, U. & Prospero, S. (2014): Der Kastanienrindenkrebs. Schadsymptome, Biologie und Gegenmaßnahmen. *Merkbl. Prax.* 54: 8 S.
- Runge, A. (1987): Zum Vorkommen von *Scleroderma cepa* in der Bundesrepublik Deutschland. *Z. Mykol.* 53: 39-42.
- Runge, A. (1991): Zur Chronologie, Chorologie und Ökologie der bisherigen Funde des Orangeroten Träuschlings, *Stropharia (Hypholoma) aurantiaca* in der Bundesrepublik Deutschland. *Beiträge zur Kenntnis der Pilze Mitteleuropas VII*: 33-38.
- Schmidt, M. & Helbig, L. (2018): Weitere Vorkommen von *Aureoboletus projectellus* im östlichen Deutschland. *Boletus* 38: 67-70.
- Scholler, M. (1992): *Puccinia cribrata* und *Tranzschelia discolor* in Mecklenburg-Vorpommern gefunden. *Z. Mykol.* 58: 129-134.
- Scholler, M. (1993): Ein aus Australien stammender Rostpilz. *Puccinia lagenophorae*, jetzt auch in Mecklenburg-Vorpommern nachgewiesen. *Zentralbl. Mikrobiol.* 148: 223-228.
- Scholler, M., Bresinsky, A., Besl, H. (2010): Ergänzungen zur Rostpilzflora Bayerns. *Zeitschrift für Mykologie* 76: 171-176.
- Scholler, M., Lutz, M., Wood, A.R., Hagedorn, G. & Mennicken, M. (2011): Taxonomy and phylogeny of *Puccinia lagenophorae*: a study using rDNA sequence data, morphological and host range features. *Mycol. Progress* 10: 175-187.
- Scholz, H. (1959): *Melanopsichium pennsylvanicum* Hirschhorn (Ustilaginaceae) erstmalig in Mitteleuropa. *Willdenowia* 2: 163-165.
- Scholz, H. & Scholz, I. (1988): Die Brandpilze Deutschlands (Ustilaginales). *Englera* 8: 1-691.
- Scholz, H. & Scholz, I. (2004): Die Brandpilze Deutschlands (Ustilaginales). 2. Nachtrag. *Verh. Bot. Ver. Berlin Brandenburg* 137: 441-487.
- Scholz, H. & Scholz, I. (2012): Die Brandpilze Deutschlands, 3. Nachtrag. *Verh. Bot. Ver. Berlin Brandenburg* 145: 161-217.
- Scholz, H. & Scholz, I. (2013): Die Brandpilze Deutschlands (Ustilaginales). 3. Nachtrag. *Verh. Bot. Ver. Berlin Brandenburg* 145: 161-217.
- Schreiner, J. (2015): *Boletellus projectellus* neu für Deutschland. *Boletus* 36: 67-74.
- Seemann, D. & Unger, J.-G. (1993): Rindenkrebs der Esskastanie in der Bundesrepublik Deutschland. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 45: 120-122.
- Seemann, D., Bouffier, V., Kehr, R., Wulf, A., Schröder, T. & Unger, J. (2001): Die Esskastanie (*Castanea sativa* Mill.) in Deutschland und ihre Gefährdung durch den Kastanienrindenkrebs (*Cryphonectria parasitica* [Murr.] Barr). *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 53: 49-60.
- Senn-Irlet, B., Ayer, F., Maradan, E., & Ruiz-Badanelli, V. (2010): Der Holzspäne-Täuschling (*Leratiomyces percevalli*) eine sich ausbreitende Art auf Holzschnitzeln, mit Bemerkungen zu dieser neuen Gattung. *Schweiz. Z. Pilzkde.* 88: 178-183.
- Siepe, K. (1985): *Typhula spathula* (Corner) Berthier – erster Fund in der BR Deutschland. In: Krieglsteiner, G.J. (Hrsg.), *Verbreitung und Ökologie ausgewählter Nichtblätterpilze in der Bundesrepublik Deutschland (Mitteleuropa)*. Beihefte zur *Z. Mykol.* 6: 161-226.
- Siepe, K. (1999): Beiträge zur Kenntnis der Gattung *Typhula* Fr.: *Typhula spathulata*. *Z. Mykol.* 65: 187-198.
- Singer, R. (1955): "Asiatische" und "Amerikanische" Pilze in Europa. *Z. Pilzk.* 21(19): 1-4.
- Singer, R. (1977): Amerikanische und asiatische Agaricales, die in Europa und Nordafrika vorkommen. *Z. Pilzkde.* 43: 119-130.
- Smith, A. & Singer, R. (1964): A monograph on the genus *Galerina* Earle. Hafner Pub. Co., New York: 384 S.
- Specht, P. & Schubert, H. (2012): Seltene Gasteromyceten in Deutschland I - *Disciseda verrucosa*. *Z. Mykol.* 78: 169-178.
- Specht, P. & Schubert, H. (2012): Seltene Gasteromyceten in Deutschland II - *Tulostoma pulchellum* var. *pulchellum*. *Z. Mykol.* 78: 179-202.
- Stomps, T.J. (1931): Über das Auftreten von *Mutinus elegans* in Europa sowie von *Clathrus treubii* auf Sumatra. *Ber. Deutsch. Bot. Ges.* 49: 52-60.
- Stricker, P. (1942) *Anthurus aseroeformis* (McAlpine), ein für Deutschland neuer australischer Pilz im Oberrheingebiet. *Beitr. Naturk. Forsch. Oberrheingeb.* 7: 287-300.
- Sydow, H. (1929): Weitere Mitteilungen über das Vorkommen der *Uropyxis mirabilissima* in Deutschland. *Ann. Mycol.* 27: 411-412.

- Sydow, H. (1930): Über einige interessante Deutsche, auf Kompositen vorkommende Puccinien. *Ann. Mycol.* 28: 427-431.
- Sydow, H. (1935): Einzug einer Asiatischen Uredinee (*Puccinia komarowi* Tranzsch.) in Deutschland. *Ann. Mycol.* 33: 363-366.
- Szczepkowski, A., Gierczyk, B. & Kujawa, A. (2014): Greenhouses of botanical gardens as a habitat of alien and native macrofungi: a case study in Poland. *Cent. Eur. J. Biol.* 9: 777-795.
- Terrier, C. (1961): Confirmation biologique de la présence d'*Uromyces silphii* (Burr.) Arthur en Europe. *Ber. Schweiz. Bot. Ges.* 71: 332-338.
- Tomaszewska, A., Łuszczynski, J. & Moreno, G. (2017): *Disciseda verrucosa* (Agaricomycetes, Basidiomycota) – a species new to Poland. *Acta Mycol.* 52(1101): 1-7.
- Triebel, D. (2009): Microfungi Exsiccati Fasc. 27-28 (no. 651-700). *Arnoldia*, München 27: 1-23.
- Ulbrich, E. (1937): *Mutinus inopinatus* Ulbrich n. sp., eine neue Phalloidee aus Deutschland. *Ber. Deutsch. Bot. Ges.* 55: 493-504.
- Ulbrich, E. (1943): *Mutinus ravenelii* (Berk. et Curt.) Ed. Fischer, eine für Europa neue Phallacee. *Notizblatt des Botanischen Gartens und Museums Berlin-Dahlem* 15: 820-824.
- Urban, Z. (1956): *Uromyces silphii* (Burr.) Arth. - ein neuer Rostpilz für Europa. *Preslia* 28: 151-157.
- Vellinga, E.C., Wolfe, B.E. & Pringle, A. (2009): Global patterns of ectomycorrhizal introductions. *New Phytol.* 181: 960-973.
- Voglmayr, H. & Krisai-Greilhuber, I. (2002): Pilze. In: Essl, F. & Rabitsch, W. (Hrsg.), *Neobiota in Österreich*. Umweltbundesamt, Wien: 181-195.
- Winch, N.J. (1838): Flora of Northumberland and Durham. *Trans. Nat. Hist. Soc. Northumberland, Durham, and Newcastle-upon-Tyne* 2: 1-149. https://en.wikisource.org/wiki/Flora_of_Northumberland_and_Durham
- Winterhoff, W. (1991): Zur Pilzflora zweier Robinien-Gehölze bei Battenberg/Pfalz. *Boletus* 15: 103-110.
- Winterhoff, W. & Wöldecke, K. (1982): *Bovista limosa* und *Geastrum smardae*, zwei für die Bundesrepublik Deutschland neue Gasteromyzeten. *Z. Mykol.* 48: 111-116.
- Wohlfarth, F. (1970): Water Colours of Fungi. http://www.botanischestaatssammlung.de/DatabaseClients/BSMwohlfcoll/DiversityCollection_BSMwohlfcoll_Details.cfm?CollectionSpecimenID=6805
- Wrzosek, M., Motiejūnaitė, J., Kasparavičius, J., et al. (2017): The progressive spread of *Aureoboletus projectellus* (Fungi, Basidiomycota) in Europe. *Fungal Ecol.* 27: 134-136.
- Zhou, J.-L., Zhu, L., Chen, H. & Cui, B.-K. (2016): Taxonomy and phylogeny of Polyporus group *Melanopus* (Polyporales, Basidiomycota) from China. *PLoS ONE* 11(8): e0159495, 1-23.
- Ziebarth, R. (2015): *Geastrum smardae* – Erstnachweis eines seltenen Erdsterns für Rheinland-Pfalz. *Pollichia Kurier* 31: 21-23.

Ascomyceten

- Anonymus (1843): Sammlungen - [Klotz'sches Herbar cura R. Rabenhorst]. *Botanische Zeitung* 1(30): 515-517.
- Ale-Agha, N., Braun, U., Feige, G.B. & Jage, H. (2000): A new powdery mildew disease on *Aesculus* spp. introduced in Europe. *Cryptogamic Mycol.* 21: 89-92.
- Ale-Agha, N., Bolay, A., Braun, U., Feige, G.B., Jage, H., Kummer, V., Lebeda, A., Piątek, M., Shin, H.-D. & Zimmermannová-Pastirčáková, K. (2004): *Erysiphe catalpae* and *Erysiphe elevata* in Europe. *Mycol. Progr.* 3: 291-296.
- Ale-Agha, N., Boyle, H., Braun, U., Butin, H., Jage, H., Kummer, V. & Shin, H.-D. (2008): Taxonomy, host range and distribution of some powdery mildew fungi (Erysiphales). *Schlechtendalia* 17: 39-54.
- Amelang (2004): Drei Pyrenomyceten sensu lato auf Robinia pseudoacacia. http://www.ascofrance.com/uploads/forum_file/Amelang-2004-Pyrenos-Robinia--0001.pdf
- Apine, I., Bankina, B., Nikolajeva, V. & Tomsone, S. (2013): Powdery mildew on Rhododendron caused by *Erysiphe azaleae* in Latvia. *Czech Mycol.* 65: 113-123.
- Bacigálová, K. & Marková, J. (2006): *Erysiphe azaleae* (Erysiphales) – a new species of powdery mildew for Slovakia and further records from the Czech Republic. *Czech Mycol.* 58: 189-199.
- Becker, J. (1828): Flora der Gegend um Frankfurt - Zweite Abtheilung Cryptogamie - Cryptogamie zweiter Theil. Kernschwämme. Verlagsbuchhandlung von L. Reinherz, Frankfurt a.M.: 111 S.
- Benkert, D. (2010): Die Gattung *Geopora* Harkn. (Pezizales) in Deutschland - Erfahrungen und offene Fragen. *Z. Mykol.* 76: 129-152.
- Blumer, S. (1933): Die Erysiphaceen Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz. *Beitr. Kryptog.-Flora Schweiz* 7: 483 S.
- Boyle, H., Braun, U., Jage, H., Kummer, V. & Zimmermann, H. (2008): *Podosphaera* cf. *pruinosa* on *Rhus hirta* in Germany. *Schlechtendalia* 17: 33-38.
- Brandenburger, W. & Hagedorn, G. (2006b): Zur Verbreitung von Erysiphales (Echten Mehltäupilzen) in Deutschland. *Mitt. biol. BA Land- und Forstwirt. Berlin-Dahlem* 406: 1-191.
- Brandt, R. (1960): The Rhabdocline needle cast on Douglas fir. *Syracuse Univ., NY State Coll. For. Tech. Bull. No.* 84: 1-66.

- Braun, U. (1978): Beitrag zur Kenntnis phytoparasitischer Pilze (I). *Boletus* 1(2): 3-6.
- Braun, U. (1982): Die Rostpilze der DDR. *Feddes Repertorium* 93: 213-331.
- Braun, U. (1998): Neufunde echter Mehltapilze (Erysiphales) aus der BR Deutschland. *Schlechtendalia* 1: 31-40.
- Braun, U., Kummer, V. & Xu, B. (2009): Taxonomy and nomenclature of powdery mildew fungi: *Erysiphe asclepiadis*, *E. robiniae* and *Golovinomyces caulicola*. *Mycotaxon* 107: 285-295.
- Buhr, H. (1958): Erysiphaceen aus Mecklenburg und anderen Gebieten. *Archiv der Freunde der Naturgeschichte Mecklenburgs* 4: 9-88.
- Burmeister, P. (1966): Beobachtungen über einige wichtige Pilzkrankheiten an Zierkoniferen im oldenburgischen Baumschulgebiet. *Die Gartenbauwissenschaft* 31: 469-506.
- Butin, H. (2018): Parasitische Pilze auf Blättern der Spätblühenden Traubenkirsche: Ein Beitrag zum biologischen Pflanzenschutz. *J. Kulturpfl.* 70: 342-347.
- Butin, H. & Regin, H. (2008): *Taphrina farlowii* – die Wiederentdeckung einer verschollenen Pilzart. *Tintling* 13: 40-42.
- CABI (2019): *Didymascella thujina* (cedar leaf blight). <http://www.cabi.org/isc/datasheet/18896>
- Chlebická, M. (2012): A European find of *Hymenoscyphus dearnessii* (Ascomycota, Helotiales) on *Reynoutria sachalinensis* with notes on taxonomy and distribution. *Czech Mycol.* 64: 127-134.
- DAISIE (2009): Handbook of alien species in Europe. *Invading nature: springer series in invasion ecology* 3: 399 S.
- Dämmrich, F., Lotz-Winter, H., Schmidt, M. et al. (2016): Rote Liste der Großpilze und vorläufige Gesamtartenliste der Ständer- und Schlauchpilze (Basidiomycota und Ascomycota) Deutschlands. *Naturschutz Biol. Vielfalt* 70(8): 31-433.
- Derbsch, H. & Schmitt, J.A. (1987): Atlas der Pilze des Saarlandes. Teil 2: Vorkommen und Beschreibung. *Natur und Landschaft im Saarland, Sonderband* 3: 816 S.
- DGfM (2020): Pilze Deutschlands. Deutsche Gesellschaft für Mykologie. <http://www.pilze-deutschland.de/>
- Dörfelt, H. & Ali, N. (1986): *Microsphaera vanbruntiana* in der DDR. *Boletus* 10: 43-46.
- EFSA (2017): Scientific Opinion on the pest categorisation of *Entoleuca mammata*. *EFSA Journal* 15(7):4925: 25 S.
- EPPO (2015): *Phaeocryptopus gaeumannii* (PHARGA). <https://gd.eppo.int/taxon/PHARGA/distribution/DE>
- EPPO (2019): First report of *Dothistroma pini* in Germany. *EPPO Reporting Service* 2019-02. <https://gd.eppo.int/reporting/article-6472>
- Friedrichsen, I. & Engel, H. (1966): *Ascotremella faginea* (Peck) Seaver, erstmalig in Deutschland gefunden. *Westfälische Pilzbriefe* 4(1): 1-5.
- GBIF (2020): <https://www.gbif.org>
- Ghesquière, B., Crouch, J., Marra, R., Van Poucke, K., Rys, F., Maes, M., Gobin, B., Höfte, M. & Heungens, K. (2016): Characterization and taxonomic re-assessment of the box blight pathogen *Calonectria pseudonavicularata*, introducing *Calonectria henricotiae* sp. nov. *Pl. Pathol.* 65: 37-52.
- Gessner, E. (1984): *Pseudonectria pachysandricola* Dodge, ein häufiger Ascomycet? *Z. Mykol.* 50: 161.
- Gessner, E. & Beyer, M. (1981): Erstes Auftreten von *Pseudonectria pachysandricola* Dodge, die Hauptfruchtform von *Volutella pachysandricola* Dodge, an *Pachysandra* im Münsterland. *Gesunde Pflanzen* 33: 70.
- Hartmann, G. (1995): Wurzelhalsfäule der Schwarzerle (*Alnus glutinosa*) – eine bisher unbekannt Pilzkrankheit durch *Phytophthora cambivora*. *Forst und Holz* 50: 555–557.
- Heydeck, P., Dahms, C., Götz, B., Hänisch, A. & Schuhmacher, J. (2015): Erster Nachweis der *Dothistroma*-Nadelbräune (*Dothistroma septosporum*) im Nordostdeutschen Tiefland. *J. Kulturpfl.* 69: 10-15.
- Jage, H., Klenke, F. & Kummer, V. (2010): Neufunde und bemerkenswerte Bestätigungen von phytoparasitischen Kleinpilzen in Deutschland - Erysiphales (Echte Mehltapilze). *Schlechtendalia* 21: 1-140.
- Janoušek, J., Wingfield, M., Monsivais, J., Jankovský, L., Stauffer, C., Konečný, A. & Barnes, I. (2016): Genetic analyses suggest separate introductions of the pine pathogen *L. acicola* into Europe. *Phytopathol.* 106: 1413-1425.
- Kasanen, R., Hantula, J., Ostry, M., Pinon, J. & Kurkela, T. (2004): North American populations of *Entoleuca mammata* are genetically more variable than populations in Europe. *Mycol. Res.* 108: 766-774.
- Kehr, R., Pehl, L., Wulf, A., Schröder, T. & Kammski, K. (2004): Zur Gefährdung von Bäumen und Waldökosystemen durch eingeschleppte Krankheiten und Schädlinge. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 56: 217-238.
- Kimberley, M., Hood, I. & Knowles, R. (2011): Impact of Swiss needle-cast on growth of Douglas-fir. *Phytopathology* 101: 583-593.
- Kreisel, H. (2000): Ephemere und eingebürgerte Pilze in Deutschland. In: NABU (Ed.), *Conference paper: Was macht der Halsbandsittich in der Thujahecke?* NABU, Bonn: 73-76.
- Kummer, V. (2007): Bemerkenswerte Pilzfunde auf der 37. Brandenburgischen Botanikertagung in Neuendorf bei Oranienburg. *Verh. Bot. Ver. Berlin Brandenburg* 140: 141-155.
- Lehtijärvi, A., Doğmuş-Lehtijärvi, H.T. & Oskay, F. (2014): *Cylindrocladium buxicola* is threatening the native *Buxus sempervirens* populations in Turkey. *Plant Prot. Sci.* 50: 227-229.
- Lehtijärvi, A., Doğmuş-Lehtijärvi, H.T. & Oskay, F. (2017): Boxwood blight in Turkey: impact on natural boxwood populations and management challenges. *Balt. For.* 23: 274-278.
- Lindau, G. (1907): Dr. L. Rabenhorsts Kryptogamenflora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. 2. Auflage. Erster Band. Pilze. Die Pilze Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. VIII: Abteilung: Fungi Imperfecti: Hyphomycetes (erste Hälfte), Mucedinaceae, Dermatiaceae (Phaeospora und Phaeodidymae). Leipzig.

- Loron, C.C., François, C., Rainbird, R.H., Turner, E.C., Borensztajn, S. & Javaux, E.J. (2019): Early fungi from the Proterozoic era in arctic Canada. *Nature* 570: 232-235.
- Maschning, E. (1974): Das Ulmensterben, neue Gefahren durch eine alte Krankheit. *Allgemeine Forstzeitschrift München* 29: 306-308.
- Mauer, B. & Häffner, J. (1991): *Geopora sumneriana* (Cke) de la Torre - Ein für die Bundesrepublik Deutschland seltener Ascomycet. *Rheinland-Pfälzisches Pilzjournal* 1: 32-41.
- Mayer, H. & Reimoser, F. (1978): Die Auswirkungen des Ulmensterbens im Buchen-Naturwaldreservat Dobra (Niederösterreichisches Waldviertel). *Forstwissenschaftliches Centralblatt* 97: 314-321.
- Metzler, B. (2006): *Cryptostroma corticale* an Bergahorn nach dem Trockenjahr 2003. *Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtsch.* 400: 161-162.
- Minter, D., Staley, J. & Millar, C. (1978): Four species of *Lophodermium* on *Pinus sylvestris*. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 71: 295-301.
- Mix, A. J. (1949): A monograph of the genus *Taphrina*. *University of Kansas Science Bulletin* 33(1): 3-167. *Mycopathologia* 115: 151-161.
- Mougou, A., Dutech, C. & Desprez-Loustau, M.-L. (2008): New insights into the identity and origin of the causal agent of oak powdery mildew in Europe. *For. Path.* 38: 275-287.
- Neger, F.W. (1905): Erysiphaceae (Erysibaceae) Lév. *Kryptogamenflora der Mark Brandenburg VII*, 1: 96-135.
- Nehring, S., Kowarik, I., Rabitsch, W. & Essl, F. (2013): Naturschutzfachliche Invasivitätsbewertungen für in Deutschland wild lebende gebietsfremde Gefäßpflanzen. *BfN-Skripten* 352: 202 S.
- NW-FVA (2015): http://www.nw-fva.de/fileadmin/user_upload/Abteilung/Waldschutz/Waldschutz-Infos_2013/Waldschutzinfo_03-2013_Eichenschaeden_16-08-2013.pdf
- Pastirčáková, K., Takamatsu, S., Shiroya, Y. & Pastirčák, M. (2008): European Hornbeam Powdery Mildew *Erysiphe arcuata* in Slovakia. *J. Phytopathol.* 156: 597-601.
- Pastirčáková, K., Pastirčák, M., Celar, F. & Shin, H.-D. (2009): *Guignardia aesculi* on species of *Aesculus*: new records from Europe and Asia. *Mycotaxon* 108: 287-296.
- Pehl, L. (1995): *Lecanosticta*-Nadelbräune. Eine neue Kiefernkrankheit in der Bundesrepublik Deutschland. *Nachrichtenbl. Deutsch. Pflanzenschutzd.* 47: 305-309.
- Pehl, L. & Kehr, R. (2002): Blattschaden und -krankheiten der Rosskastanie (*Aesculus hippocastanum* L.) - Schadsymptome und Differentialdiagnose. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 54: 49-55.
- Piątek, M. (2003): *Erysiphe azaleae* and *E. syringae-japonicae* introduced in Poland. *Mycotaxon* 87: 121-126.
- Rieux, A., Soubeyrand, S., Bonnot, F., Klein, E. K., Ngando, J. E., Mehl, A., Ravigne, V., Carlier, J. & de Bellaire, L. d. L. (2014): Long-distance wind-dispersal of spores in a fungal plant pathogen: estimation of anisotropic dispersal kernels from an extensive field experiment. *PLOS* 1 9 (8): e103225.
- Rinke, F., Hinrichs-Berger, J. & Mühleisen, J. (2018): *Lecanosticta*-Nadelbräune an Kiefer. *LTZ, Karlsruhe*: 4 S.
- Robeck, P., Heinrich, R., Schuhmacher, J., Feindt, R. Kehr, R. (2008): Status der Rußrindenkrankheit des Ahorns in Deutschland. *Jahrbuch der Baumpflege* 2008: 238-244.
- Rohde, T. (1934a): Das weitere Vordringen der *Rhabdoclineschütte* in Deutschland. *Forstarchiv* 10: 68-69.
- Rohde, T. (1934b): Kann man *Rhabdocline pseudotsugae* durch Aushieb vertilgen? *Forstarchiv* 10: 121-123.
- Santini, A. & Faccoli, M. (2015): Dutch elm disease and elm bark beetles: a century of association. *iForest* 8: 126-134.
- Scheffer, R., Voeten, J. & Guries, R. (2008): Biological control of Dutch elm disease. *Plant Disease* 92: 192-200.
- Schmidt, A. & Scholler, M. (2006): Studies in Erysiphales anamorphs (III): Conidiophore variability in *Oidium carpini*. *Carolina* 64: 119-122.
- Schneider, R. (1961). Untersuchungen über das Auftreten der *Guignardia*-Blattbräune der Rosskastanie (*Aesculus hippocastanum*) in Westdeutschland und ihren Erreger. *Phytopathol. Z.* 42: 272-278.
- Scholler, M. (1996): Die Erysiphales, Pucciniales und Ustilaginales der Vorpommerschen Boddenlandschaft.- *Regensburger Mykologische Schriften* 6: 1-325.
- Scholler, M. (1999): Obligate phytoparasitic neomycetes in Germany: diversity, distribution, introduction patterns, and consequences. *Texte Umweltbundesamt* 18: 64-75.
- Schumacher, J. (2011): The general situation regarding ash dieback in Germany and investigations concerning the invasion and distribution strategies of *Chalara fraxinea* in woody tissue. *EPPO Bull.* 41: 7-10.
- Schumacher, J. & Delb, H. (2016) Kahlfraß und Triebsterben: Buchsbäume in Not. https://www.waldwissen.net/waldwirtschaft/schaden/invasive/fva_buchsbaumsterben/index_DE
- Schumacher, J., Wulf, A. & Leonhard, S. (2007): Erster Nachweis von *Chalara fraxinea* T. Kowalski sp. nov. in Deutschland – ein Verursacher neuartiger Schäden an Eschen. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 59: 121-123.
- Shin, H.-D. & Mullenko, W. (2004): The record of *Erysiphe azaleae* (Erysiphales) from Poland and its anamorph. *Mycobiol.* 32: 105-109.
- Solla, A., Bohnens, J., Collin, E., Diamandis, S., Franke, A., Gil, L., Burón, M., Santini, A., Mittempergher, L., Pinon, J. & Broeck, A.V. (2005): Screening European elms for resistance to *Ophiostoma novo-ulmi*. *For. Sci.* 51: 134-141.
- Spiers, A.G. & Hopcroft, D.H. (1998): Morphology of *Drepanopeziza* species pathogenic to poplars. *Mycol. Res.* 102: 1025-1037.
- Straßer, L., Hausknecht, B. & Nanning, A. (2016): *Lecanosticta*-Nadelbräune – Quarantäne-Schädling in Bayern. *AFZ-DerWald* 12: 44-45.
- Sullivan, M. (2015): CPHST Pest Datasheet for *Chalara fraxinea*. *USDA-APHIS-PPQ-CPHST*: 16 S.

- Takamatsu, S., Braun, U., Limkaisang, S., Kom-Un, S., Sato, Y. & Cunnington, J.H. (2007): Phylogeny and taxonomy of the oak powdery mildew *Erysiphe alphitoides* sensu lato. *Mycol. Res.* 111: 809-826.
- Taylor, D. L., Hollingsworth, T.N., McFarland, J.W., Lennon, N.J., Nusbaum, C. & Ruess, R.W. (2014): A first comprehensive census of fungi in soil reveals both hyperdiversity and fine-scale niche partitioning. *Ecol. Monographs* 84: 3-20.
- Timmermann, V., Børja, I., Hietaka, A.M., Kirisits, T. & Solheim, H. (2011): Ash dieback: pathogen spread and diurnal patterns of ascospore dispersal, with special emphasis on Norway. *EPPO Bull.* 41: 14-20.
- Triebel, D. (2003): *Microfungi exsiccati*. Fasc. 19-22 (no. 451-550). *Arnoldia*, München 22: 1-42.
- Vajna, L., Fischl, G. & Kiss, L. (2004): *Erysiphe elevata* (syn. *Microsphaera elevata*), a new North American powdery mildew fungus in Europe infecting *Catalpa bignonioides* trees. *Pl. Pathol.* 53: 244.
- Voglmayr, H. & Jaklitsch, W.M. (2011): Molecular data reveal high host specificity in the phylogenetically isolated genus *Massaria* (Ascomycota, Massariaceae). *Fungal Diversity* 46: 133–170.
- Wilson, M. & Wilson, M.J. (1926): *Rhabdocline pseudotsugae* Syd.: A new disease of the Douglas fir in Scotland. *Trans. R. Scot. Arbor. Soc.* 40: 37-40.
- Wolf, M., & Petercord, R. (2012): Eichenschäden in Nordbayern. *LWF Aktuell* 88: 4-8.
- Woods, A., Coates, D. & Haman, A. (2005): Is an unprecedented *Dothistroma* needle blight epidemic related to climate change? *BioScience* 55: 761-769.
- Zimmermannová-Pastirčáková, K., Adamska, I., Blaszkowski, J., Bolay, A. & Braun, U. (2002): Epidemic spread of *Erysiphe flexuosa* (North American powdery mildew of horse-chestnut) in Europe. *Schlechtendalia* 8: 39-45.