MYCOLOGIA BAVARICA

Bayerische mykologische Zeitschrift

Bavarian Journal of Mycology

Podosphaera helianthemi (L. Junell) U. Braun & S. Takam., Anam. Foto: Julia Kruse

Band 23 **2023**

Mycologia Bavarica

Herausgeber
Verein für Pilzkunde München e.V.
c/o Matthias Dondl, Lipowskystraße 12a
D-81373 München

Bayerische Mykologische Gesellschaft e.V.
c/o Dr. Christoph Hahn, Hobelwirtstr. 3
D-86911 Dießen-Dettenschwang

Schriftleitung
Dr. Christoph Hahn
Hobelwirtstr. 3
D-86911 Dießen-Dettenschwang

Dr. Thomas Sendor
Oetztaler Str. 3
D-81373 München

Redaktion
Josef Christan
Wiesbachhornstraße 8
D-81825 München

Dr. Ditte Bandini
Panoramastr. 47
D-69257 Wiesenbach

Dr. Julia Kruse
Pfalzmuseum für Naturkunde
Hermann-Schäfer-Straße 17
D-67098 Bad Dürkheim

Titelbild: *Podosphaera helianthemi* (L. Junell) U. Braun & S. Takam., Anam. Foto: JULIA KRUSE

Computersatz und Layout: Verlag-Josef-Maria-Christan, Wiesbachhornstr. 8, D-81825 München

ISSN 2940-8342 (Online)
www.mycologia-bavarica.de

© 2023

Alle Rechte, incl. Übersetzung, auszugsweiser Nachdruck, digitale Verbreitung, Herstellung von Mikrofilmen und fotomechanische Wiedergabe, vorbehalten.

Mycologia Bavarica
Band 23: A-B

ISSN 1431 – 2042
www.Mycologia Bavarica.de

Das Zeitalter der Digitalisierung

Christoph Hahn

Online publiziert am 19.12.2023

Digitalisierung. Ein Schlagwort. Aktuell in aller Munde. Doch was hat der Begriff mit der Mycologia Bavarica zu tun? Nun, in erster Linie damit, dass die aktuelle Ausgabe nicht mehr in die Hand genommen werden kann, sondern nur als digitale Datei im pdf-Format erhältlich ist. Und das, obwohl digitus das lateinische Wort für Finger ist und computare digitis wortwörtlich „Berechnen mit den Fingern" also „an den Fingern abzählen" bedeutet. Und jetzt kann man die Mycologia Bavarica nicht mehr mit den Fingern festhalten? Vermutlich tritt die Redaktion damit manchen treuen Leserinnen und Lesern auf die Zehen (insistere digitis – jemandem auf die Zehen treten). Doch diese zweite Bedeutung des Wortes digitus möchte ich doch lieber außen vor lassen und stattdessen versuchen, zu erklären, wie es dazu kommen konnte.

Natürlich ist heutzutage mit Digitalisierung keine Aktion mit oder an Fingern gemeint. Informationen digital zu speichern bedeutet, diese in diskrete Werte umzuwandeln. Bei Festplatten, USB-Sticks und anderen „digitalen Speichermedien" sind diese diskreten Werte einfach Nullen und Einsen. Und damit sind wir wieder beim Computer. Auch der Server, der unsere Website speichert, stellt die Mycologia Bavarica in digitaler Form zum Download bereit.

Wir sind wohl fast alle von der Digitalisierung betroffen. Mir geht es im Beruf so. Die Schulen werden von analog (Kreidetafeln) auf digital (Flachbildschirme, Whiteboards etc. mit angeschlossenem oder integriertem Computer) umgestellt. Und ich habe sie geliebt, meine Kreidetafeln. Doch es gibt sie nicht mehr.

Ein Handy ist kein Mobiltelefon mehr, auch wenn es noch so heißt, denn mittlerweile ist das ein Multifunktionsgerät, mit dem man fotografiert, ins Internet geht, TikToks scrollt, bis der Daumen müde wird, es ist ein Wecker, ein Musikabspielgerät und sogar Fußballspiele kann man gestreamt anschauen, wenn man ein entsprechendes Abo beim PayTV hat. Und nebenbei kann man damit auch noch telefonieren.

Digitalisierung: Fluch und Segen zugleich? Wie viele Bäume wurden unnötigerweise abgeholzt, um dann als Zeitungspapier zu enden? Und die Tageszeitungen waren teils sehr dick und das meiste wurde nicht gelesen, sondern kam direkt ins Altpapier. Oder diente in den seltensten Fällen als Grundlage für einen Amanitinnachweis. Heute geht das online, papierlos – also nicht der Amanitinnachweis, aber das Lesen der Tageszeitung.

Nochmal zurück zur Mycologia Bavarica. Ein gedrucktes Heft kann man auch ohne digitales Lesegerät überall aufschlagen und darin schmökern. Man kann einfach darin blättern, man fühlt haptisch das Papier und muss nicht vor einem Bildschirm sitzen. Einfach so sind wir also nicht auf die Idee gekommen, den Sprung zu einer reinen Onlinepublikation zu wagen. Das Hauptproblem waren die gestiegenen Druckkosten. Alles wurde auf einen Schlag deutlich teurer, sowohl das reine Papier als auch der Druck an sich. Und unsere ehemalige Druckerei konnte nicht einmal einen Preis für die nächsten, wenigen Jahre garantieren.

Es gab also drei Alternativen:

1.) Den Abopreis erhöhen und möglicherweise im Jahresturnus zu weiteren Erhöhungen gezwungen sein.

2.) Die Zeitschrift einstellen, da die Kosten von den beiden Trägervereinen nicht mehr kalkulierbar waren.

3.) Die Produktionskosten senken, indem nicht mehr physisch gedruckt wird.

Bei Alternative eins besteht das Risiko, Abonnenten entweder zu verärgern oder sogar zu verlieren. Schließlich wird alles teurer und ein Abo ist dann erstmal Luxus. Und ein Verlust an Abos bedeutet, dass diejenigen, die weiterhin ein Heft haben wollen, wiederum mehr dafür zahlen müssten.

Alternative zwei stellte sich gar nicht erst. Das wäre ja noch schöner. Also Alternative drei. Das Layout muss dennoch erstellt werden und das ist auch ein Kostenfaktor. Aber der ist, da es hier um keine Rohstoffe geht, kalkulierbar. Die Mycologia Bavarica war immer schon ein Minusgeschäft, denn die Trägervereine haben ja keine Gewinnabsicht. Die Förderung der Pilzkunde ist Vereinszweck, also wird gefördert. Und damit ist klar, dass eine Zeitschrift bezahlbar sein muss, damit jeder, der sie lesen will, sie sich auch leisten kann. Und wenn nun die Produktionskosten geringer sind, dann sinkt auch der Abopreis. So kam die Idee, die Mycologia Bavarica gleich ganz kostenfrei anzubieten. So dürfen die Autorinnen und Autoren ohne schlechtes Gewissen ihre eigenen Artikel als pdf verschicken, auf ihren Websites zum Download anbieten oder auf anderen Seiten offen zur Verfügung stellen. Auch wer sich bisher kein Abo leisten wollte, kann jetzt ohne dieses alles frei lesen. Die Reichweite erhöht sich, die Artikel werden mehr gelesen und nicht so oft übersehen. Hier ist die Digitalisierung ein Segen.

Noch ein Aspekt ist nicht zu unterschätzen. Im Falle von Neubeschreibungen von Taxa kann es wichtig sein, dass ein Artikel zeitnah erscheint. Durch das Sequenzieren der DNA werden neu zu beschreibende Taxa oftmals schneller als solche erkannt und es besteht eher die Gefahr, dass man mit einer eigenen Beschreibung zu spät dran ist. Jetzt muss man nicht warten, bis das gesamte Heft fertig gestellt ist, denn jeder Artikel kann bereits vorab offiziell online publiziert werden.

Ich selber trauere dem guten alten gedruckten Heft etwas hinterher, denn ich habe gern etwas in der Hand. Ich nutze aber auch sehr gerne pdf-Dateien, denn die Fahrt zu einer Exkursionstagung heißt dann nur, den Laptop einzupacken und nicht das halbe Bücherregal und Zeitschriftenjahrgänge mitzunehmen.

Das ganze Team, die Redaktion und die Vereinsvorstände der beiden Trägervereine, danken allen bisherigen Abonnenten für ihre Unterstützung und Treue. Uns allen tut es auch Leid, dass die Ära der gedruckten Mycologia Bavarica erstmal vorbei ist. Wir hoffen, dass das Verständnis für die Vorteile der Digitalisierung überwiegt. Diese sind deutlich greifbar. Um die Vorzüge einer gesteigerten Reichweite vollständig auszunutzen, haben wir auch alle früheren Artikel im Internet verfügbar gemacht: sie sind in der Online-Datenbank „ZoBoDat“ hinterlegt – www.zobodat.at. Alle aktuellen Artikel (auch die vorab publizierten) sind natürlich auf unserer eigenen Website www.mycologia-bavarica.de abrufbar.

Natürlich kann man das Gesamtheft auch selber drucken und binden lassen, wenn man weiterhin ein echtes Heft in der Hand halten möchte. Aufgrund der geringeren Druckauflage (im Minimum genau ein Heft), wird dies natürlich aufwändiger und teurer. Vielleicht wollen aber mehrere Leserinnen und Leser einen Sammeldruck in Auftrag geben. Falls Interesse daran besteht, gibt es die Möglichkeit, die Redaktion zu kontaktieren, die dann hilft, dies zu koordinieren. Um den Druck zu ermöglichen, wird auch ein Gesamt-pdf des Hefts in Druckqualität erstellt. Aufgrund der Dateigröße wird im Moment im Hintergrund überlegt, ob es sinnvoll ist, dieses auch online zu stellen oder ob es bei Bedarf Interessierten als Datentransfer zur Verfügung gestellt wird. Wir stehen ja noch am Anfang. Und aller Anfang ist schwer. Umso wichtiger ist, dass die Inhalte der Mycologia Bavarica interessant sind und bleiben. Insofern hoffe ich persönlich, dass die Mischung der Themen in Band 23 für jeden interessante und anregende mykologische Themen bereithält.

In diesem Sinne mit besten, diesmal digitalen Grüßen,

Mycologia Bavarica
Band 23: 1–50

ISSN 2940-8342 (Online)
www.mycologia-bavarica.de

Noch mehr Risspilze (4): Vierzehn neue Arten der Familie Inocybaceae

Ditte Bandini[1], Bernd Oertel[2], Ursula Eberhardt[3]

Online publiziert am 29.05.2023

Bandini D, Oertel B, Eberhardt U (2023) – Even more fibre-caps (4): Fourteen new species of the family Inocybaceae. Mycologia Bavarica **23**: 1–50.

Keywords: Agaricales, Inocybaceae, *Inocybe*, *Pseudosperma*, Taxonomy, ITS

Summary: We here present fourteen new species of the family Inocybaceae: two species of the genus *Pseudosperma*, *P. minervae* and *P. musilii*, as well as twelve species of the genus *Inocybe*, *I. ardua*, *I. avia*, *I. crepusculi*, *I. enteluri*, *I. juturnae*, *I. phari*, *I. telluris*, *I. thrudiae*, *I. trochili*, *I. ukkoi*, *I. urdiae* and *I. vidarii*. Nine of these are smooth-spored and three, *Inocybe avia*, *I. urdiae* and *I. vidarii*, have nodulose spores. All new species are described in detail; macro- and microphotographs as well as micro-drawings are presented. The new species are compared to 80 types of molecularly (ITS) or morphologically similar species. Sequences (ITS and LSU) of the holotypes of the new species are available in GenBank. The infrageneric placement of the new species is discussed. Detailed descriptions of the new species in English are available in Mycobank.

Zusammenfassung: Vierzehn neue Arten der Familie Inocybaceae werden vorgestellt: zwei Arten der Gattung *Pseudosperma*, *P. minervae* und *P. musilii,* sowie zwölf Arten der Gattung *Inocybe, I. ardua*, *I. avia*, *I. crepusculi*, *I. enteluri*, *I. juturnae*, *I. phari*, *I. telluris*, *I. thrudiae*, *I. trochili*, *I. ukkoi*, *I. urdiae* und *I. vidarii*. Neun von diesen sind glattsporig, drei, *Inocybe avia*, *I. urdiae* und *I. vidarii*, haben höckerige Sporen. Alle neuen Arten werden detailliert beschrieben, Makro- und Mikrofotos sowie mikroskopische Zeichnungen werden präsentiert. Sie werden mit 80 Typen morphologisch oder molekular (ITS) ähnlicher Arten verglichen. Die Holotypsequenzen (ITS und LSU) der neu beschriebenen Arten sind in GenBank abzurufen. Die infragenerische Klassifikation der neuen Arten wird diskutiert. In Mycobank sind detaillierte Beschreibungen der Arten auf Englisch eingestellt.

Einleitung

Im vierten Beitrag unserer Reihe „Noch mehr Risspilze“ (vgl. Bandini et al. 2020a, 2021a und 2022c) beschreiben wir Arten aus zwei der sieben Gattungen der Familie der Inocybaceae Jülich (vgl. Matheny et al. 2020): *Pseudosperma* Matheny & Esteve-Rav. (abgekürzt *P.*) und *Inocybe* (Fr.) Fr. (abgekürzt *I.)*. Die Gattung *Pseudosperma* ist zumindest in Europa – und nach jetzigem Stand der Untersuchungen auch weltweit (siehe Matheny et al. 2020) – deutlich weniger artenreich als die Gattung *Inocybe*. Sie lässt sich u.a. durch dünnwandige Cheilozystiden, fehlende Pleurozystiden und Sporen mit zumeist stumpfem Apex von den meisten Arten der Gattung *Inocybe* unterscheiden, die in der Regel dickwandige Zystiden sowie Pleurozystiden besitzen und deren Sporen mehrheitlich eher einen spitzeren Apex aufweisen (vgl. auch die Gattungsdefinitionen bei Matheny et al. 2020). Aber auch hier bestätigen Ausnahmen die Regel. So haben etliche Arten der Gruppe um *I. leiocephala* D.E. Stuntz meist ebenfalls Sporen mit stumpfem Apex (vgl. Larsson et al. 2014), zumindest *I. leptophylla* G.F. Atk. hat keine Pleurozystiden und dünnwandige Cheilozystiden (Atkinson 1918), und auch einige weitere Arten, wie etwa die unten neu beschriebene *I. urdiae,* haben dünnwandige oder fast dünnwandige Zystiden.

Die hier beschriebenen vierzehn neuen Arten wurden größtenteils in Deutschland und/oder Österreich und etliche davon, wie *P. musilii*, *I. enteluri*, *I. juturnae, I. telluris* oder *I. trochili,* in Bayern gefunden. Drei Spezies, *I. ukkoi*, *I. urdiae* und *I. vidarii,* sind offensichtlich Arten nördlicherer Gefilde, und eine Art, *I. phari*, wurde zwar von uns nur in den Niederlanden in den weißen Dünen der Insel Ameland gefunden, doch ist sie offenbar weiter verbreitet, wie Sequenzen in den Datenbanken zeigen (siehe unten).

Die hier getroffene Auswahl umfasst Arten, bei denen wir, ausgehend von unserem heutigen Wissen, ausschließen können, dass sie bereits beschrieben worden sind. Wir verzichten auch in diesem Beitrag auf phylogenetische Analysen. Die Sequenzen der neu beschriebenen Arten wurden aber in GenBank hochgeladen, wodurch sich unsere Aussagen zu ITS-Unterschieden zu anderen Arten leicht über-

Anschrift der Autoren: [1]Ditte Bandini, Panoramastr. 47, D-69257 Wiesenbach, ditte.bandini@gmx.de; [2]Bernd Oertel, Höhenweg 15, D-53347 Alfter, bernhard.oertel@posteo.de; [3]Ursula Eberhardt, Staatliches Museum f. Naturkunde Stuttgart, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart, ursula.eberhardt@smns-bw.de

prüfen lassen. Die ITS der hier neu beschriebenen Arten gleicht der ITS (soweit bekannt) bestehender Taxa höchstens zu 96 %, in den übrigen Fällen ist der Sequenzunterschied zu der Art mit der jeweils ähnlichsten ITS größer, zumeist sogar weit größer. Zudem unterscheiden sich die neuen Arten morphologisch von bestehenden Spezies. Wir verzichten auch hier wieder auf einen Schlüssel, weil wir in vielen Fällen nicht sicher sind, ob wir die jeweils nächsten Verwandten tatsächlich schon alle kennen und sie richtig benennen können, bzw. weil sie unter Umständen noch nicht beschrieben sind. Oft sind morphologisch ähnliche Arten nicht ähnlich in der ITS (siehe hierzu auch unten die Diskussion). Auch sind die als Sequenz-ähnlichsten aufgezählten Arten nicht unbedingt die nächsten Verwandten der neuen Taxa.

Um einen besseren Überblick über Habitat und Verbreitung der beschriebenen Arten zu geben, haben wir Metadaten (soweit bekannt) von gleichen oder sehr ähnlichen Sequenzen aus dem öffentlichen Raum berücksichtigt. Dies geschieht unter der Annahme, dass gleiche oder sehr ähnliche Sequenzen zur selben Art gehören. Überprüfen lässt sich diese Mutmaßung in den meisten Fällen nicht, da in der Regel morphologische Details der sequenzierten Fruchtkörper nicht veröffentlicht, oder, wie im Fall von Boden- oder Mykorrhizasequenzen, nicht feststellbar sind.

Material und Methoden

Alle Artbeschreibungen basieren auf der Untersuchung frischer, zumeist eigener Kollektionen. Auch von den allermeisten der zum Vergleich herangezogenen Arten wurden mehrere eigene Kollektionen untersucht. Von jeder der neu beschriebenen Arten wurde die ITS und auch stets ein Teil der LSU des Typus amplifiziert, sequenziert und in GenBank hochgeladen.

Untersuchte Kollektionen der neu beschriebenen Arten sind bei den jeweiligen Artbeschreibungen gelistet. Kollektionen aus dem persönlichen Herbar von Ditte Bandini tragen das Kürzel DB. Holotypen wurden im Herbar des Staatlichen Museums für Naturkunde Stuttgart (STU) hinterlegt. In den allermeisten Fällen handelt es sich bei dem untersuchten Material um Aufsammlungen von D. Bandini. Typen, die zu Vergleichszwecken studiert wurden oder deren Sequenzen bereits in GenBank vorhanden sind, sind in Tabelle 1 zusammengefasst.

Die Urheber von Makrofotos, die *nicht* von D. Bandini stammen, sind in der Bildlegende angegeben. Sämtliche Mikrofotos sowie die Mikrozeichnungen stammen von D. Bandini. Es wurden, falls vorhanden, von jeweils mindestens drei Kollektionen einer Art jeweils 40 Sporen und 15 Pleurozystiden – bzw. bei *Pseudosperma* 15 Cheilozystiden – gemessen. Zu weiteren Angaben hierzu, ebenso wie zu Messmethoden, siehe Bandini et al. (2017).

Bei den Listen der untersuchten Kollektionen wurden Länder und Bundesländer in alphabetischer Reihenfolge und die Funde selbst in chronologischer Reihenfolge angeordnet. Bei der zu den Vergleichsarten genannten Literatur haben wir uns im Wesentlichen auf die Erstbeschreibungen sowie v.a. die Standardwerke Stangl (1989) und Kuyper (1986) konzentriert, sofern sie unserer Ansicht nach auch wirklich die entsprechende Art beschreiben.

Da wir von fast allen unten erwähnten Vergleichsarten zudem eigene Aufsammlungen haben, deren Bestimmung durch DNA-Analysen abgesichert ist, basieren die angeführten Unterscheidungsmerkmale in den allermeisten Fällen im Wesentlichen auf eigenen morphologischen Untersuchungen.

Die im Folgenden beschriebenen Arten wurden nach Gattungen geordnet: Zuerst *Pseudosperma*, dann *Inocybe*. Innerhalb der Gattungen wurde alphabetisch gelistet.

Die molekularen Arbeiten an den hier vorgestellten Arten wurden durch U. Eberhardt nach Eberhardt et al. (2016) durchgeführt. Die Sequenzierungen (aus beiden Richtungen, ITS und das 5'-Ende der LSU der ribosomalen Gene des Zellkerns) wurden bei LGC Genomics (Berlin) vorgenommen. Die Editierung der Rohdaten erfolgte in Sequencher (Version 4.9, Gene Codes Corporation, Ann Arbor, Michigan, USA). Die Sequenz von *Pseudosperma musilii* wurde durch P. Alvarado (ALVALAB) hergestellt, und die UDB-Sequenz von *I. avia* durch Irja Saar (University of Tartu).

Die vergleichende Auswertung der Sequenzen wurde von B. Oertel mit Hilfe von BLAST-Suchen (Altschul et al. 1990) vorgenommen. Als Referenz diente eine Datei (unveröffentlicht), die für jede sequenzierte und von uns akzeptierte Art eine ITS-Sequenz enthält. In weiteren BLAST-Suchen in GenBank und UNITE (Nilsson et al. 2018), zusammengefasst als INS-(Internationale Nukleotidsequenz-)Datenbanken, wurden die Sequenzen der neu beschriebenen Arten mit allen dort veröffentlichten Daten (Stand Dezember 2022) verglichen, um das Ergebnis der ersten Suche zu verifizieren und weitere Daten zur wahrscheinlichen Verbreitung der Art zu gewinnen. Es wurden jeweils die Standardeinstellungen für die BLAST-Suche verwendet. Die Prozentangaben (gerundet) entsprechen den BLAST-Ergebnissen.

In den Beschreibungen werden folgende Abkürzungen verwendet: Mu = Munsell (Munsell 2009), SD = Standardabweichung sowie bei den Abbildungslegenden: Ca = Caulozystiden, Cpa = Cauloparazystiden, Ch = Cheilozystiden, Pa = Parazystiden, Pl = Pleuro-

zystiden, Sp = Sporen; Maßstab für Sporen = 10 µm, Maßstab für Zystiden = 50 µm, Maßstab für Makrofotos = 1 cm.

Ergebnisse

Die Ergebnisse dieser Arbeit sind im taxonomischen Teil des Artikels dargestellt. Die neu beschriebenen Arten unterscheiden sich morphologisch-anatomisch von allen bekannten Arten. Basierend auf allen von uns erhobenen oder in internationalen Datenbanken vorhandenen Daten, unterscheiden sich die neuen Arten auch in Ihrer ITS von bestehenden Arten. Die Sequenzen zu diesem Artikel wurden mit den Akzessionsnummern OQ324780-OQ324787, OQ324789-OQ324792, OQ324794, OQ324795, OQ355040 und OQ407478 in GenBank, bzw. UDB07672952 in UNITE veröffentlicht.

Tabelle 1: Typus-, authentisches oder eigenes Material, das für Vergleiche herangezogen wurde. Bei veröffentlichten Sequenzen wurden die GenBank-Akzessionsnummern angegeben. Weitere Typusstudien mit Sequenzdaten, soweit genehmigt und machbar, sind in Vorbereitung.
Abkürzungen: Et - Epitypus, Ht - Holotypus, It - Isotypus, Lt - Lectotypus, Nt – Neotypus, St – Syntypus. ! = Kollektionsnummern gefolgt von einem Ausrufezeichen kennzeichnen Material, das wir untersuchen konnten. Die Herbariumabkürzungen folgen dem Index Herbariorum (Holmgren et al. 1990). * Sequenz in BOLD (https://www.boldsystems.org/, Ratnasingham & Hebert 2007).

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
Inocybe abdita Bandini & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901691 !	OP164062	Bandini et al. 2022a
Inocybe alberichiana Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901514 !	MW845855	Bandini et al. 2021b
Inocybe alcis Bandini, Vauras & B. Oertel	It	STU	SMNS-STU-F-0901712 !	OP164083	Bandini et al. 2022a
Inocybe amelandica Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901241 !	MN512322	Bandini et al. 2020a
Inocybe amethystina Kuyper	Ht	L	L-0053531 !	KJ432285, MW845932	Crous et al. 2014
Inocybe assimilata (Britzelm.) Sacc.	Et	M	M-0020105 !	KM873366 (= NR_153148)	Marchetti et al. 2014
Inocybe astraiana Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901240 !	MN512321	Bandini et al. 2020a
Inocybe athenana Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901238 !	MN512320	Bandini et al. 2020a
Inocybe audens Bandini, Christan & Dondl	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901251 !	MW647616	Bandini et al. 2021a
Inocybe beatifica Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901261 !	MW845857	Bandini et al. 2021b
Inocybe carissima Bandini, Hussong & Brandrud	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901701 !	OP164058	Bandini et al. 2022a
Inocybe cincinnata (Fr.) Quél.	Nt	IB	IB-19800323 !	–	Bandini et al. 2021b
Inocybe clandestina Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901267 !	MW845865	Bandini et al. 2021b

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
Inocybe culicis Bandini, Vauras & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F- 0901258 !	OP164108	Bandini et al. 2022a
Inocybe curtispora E. Ludw.	Ht	M	M-0216690 !	–	Ludwig 2017
Inocybe derbschii Schwöbel & Stangl	Ht	KR	KR-M-0005011 !	MG012466	Bandini et al. 2019
Inocybe digitula Bandini, Christan & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901243 !	MN512324	Bandini et al. 2020a
Inocybe drenthensis Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F- 0901477 !	MW845869	Bandini et al. 2021b
Inocybe gaiana Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901482 !	MW845876	Bandini et al. 2021b
Inocybe gandalfiana Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901562 !	MW647626	Bandini et al. 2021b
Inocybe ghibliana Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901256 !	MW845878	Bandini et al. 2021b
Inocybe glabrodisca *P.D. Orton*	Ht	K	K(M)34204	MK584751	Eberhardt (direkte Deposition, 2019)
Inocybe goniopusio Stangl	Ht	M	M-0020800 !	MK584747	Bandini et al. 2020a
Inocybe gracillima Carteret & Reumaux	It	Priv. Herb. X. Carteret	XC-99103003 !	–	Bandini et al. 2021b
Inocybe heterosemen Carteret & Reumaux	It	Priv. Herb. X. Carteret	XC98091209 !	OK057119	Bandini et al. 2022b
Inocybe involuta Kuyper	Ht	L	L-0017086 !	MN319696	Bandini et al. 2020b
Inocybe iseranensis E. Ferrari	Ht	TR	TR gmb 00981 !	OK057141	Bandini et al. 2022b
Inocybe jucunda Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901246 !	MW647621	Bandini et al. 2021a
Inocybe lampetiana Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901494 !	MW845891	Bandini et al. 2021b
Inocybe laurina Bandini, B. Oertel & C. Hahn	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901247 !	MN512325	Bandini et al. 2020a
Inocybe leochroma Bandini, Vauras & B. Oertel	Ht	KR	KR-M-0042372 !	MH366611.2	Bandini et al. 2019
Inocybe metrodii Stangl & J. Veselský	Ht	PRM	PRM756354 !	MN319692	Bandini et al. 2021b

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
Inocybe morganae Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901459 !	OK057143	Bandini et al. 2022b
Inocybe mystica Stangl & Glowinski	Ht	M	M-0280610	KY349131	Rodriguez Campo & Esteve-Raventós (direkte Deposition, 2016, unpubliziert)
Inocybe nitidiuscula (Britzelm.) Lapl.	Et	M	M-0229745	KM873364	Marchetti et al. 2014
Inocybe obscuroides P.D. Orton	It	K	K(M)-97307 !	–	–
Inocybe oetziana Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901526 !	MW845897	Bandini et al. 2021b
Inocybe orioli Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901703 !	OP164074	Bandini et al. 2022a
Inocybe pallidolutea Carteret & Reumaux	It	Priv. Herb. X. Carteret	XC-2000-52 !	–	–
Inocybe parcecoacta Grund & D.E. Stuntz	It	ACAD	ACAD 11598	KY923031/ KY923045	Matheny & Swenie 2017
Inocybe perchtana Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901245 !	MN512326	Bandini et al. 2020a
Inocybe pholiotinoides Romagn.	Ht	PC	PC Herb. Romagnesi Nr. 58.298 !	–	–
Inocybe pintureaui Duchemin	authentisches Material	Priv. Herb. T. Duchemin	Duchemin priv. herb. no 73.212, no 78.1467, no 0710307968 !	–	–
Inocybe pipilikae Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901539 !	MW647629	Bandini et al. 2021a
Inocybe plurabellae Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901260 !	MW845901	Bandini et al. 2021b
Inocybe prisca Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901558 !	MW647623	Bandini et al. 2021a
Inocybe proximella P. Karst.	Ht	H	K27	JN580840	Kokkonen & Vauras 2012
Inocybe pseudohaemacta Bon & Courtec.	Ht	LIP	LIP-84072203 !	–	–
Inocybe pseudorubens Carteret & Reumaux	It	Priv. Herb. X. Carteret	XC2000-103 !	MW845952	Bandini et al. 2021b
Inocybe rufuloides Bon	Ht	LIP	LIP-MB83038 !	–	Bandini et al. 2020b

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
Inocybe scolopacis Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901527 !	MW845913	Bandini et al. 2021b
Inocybe semifulva Grund & D.E. Stuntz	It	WTU	WTU-ACAD11651/ F 043791	HQ222006 (= NR_119905)	Matheny & Wolfenbarger (direkte Deposition, 2010)
Inocybe silvae-herbaceae Kokkonen & Vauras	Ht	TUR-A	TURA175344	JN580852	Kokkonen & Vauras 2012
Inocybe sitibunda Bandini, B. Oertel & Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F- 0901504 !	MW845918	Bandini et al. 2021b
Inocybe soliana Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901664 !	ON003425	Bandini et al. 2022c
Inocybe soluta Velen.	Et	STU	SMNS-STU-F-0901727 !	OP164093	Bandini et al. 2022a
Inocybe sphagnophila Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901003 !	MG136881	Bandini et al. 2017
Inocybe subbrunnea Kühner	Lt	G	G388231	KJ399934	Larsson et al. 2014
Inocybe subcarpta Kühner & Boursier	Et	STU	SMNS-STU-F-0901736 !	OP164086	Bandini et al. 2022a
Inocybe tarda Kühner	Et	STU	SMNS-STU-F-0901730 !	OP164094	Bandini et al. 2022a
Inocybe tenuicystidiata E. Horak & Stangl	Ht	M	M-0281792 !	MW856454	Bandini et al. 2021b
Inocybe tiburtina Bandini & G. Bandini	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901565 !	MW845939	Bandini et al. 2021b
Inocybe transitoria (Britzelm.) Sacc.	Et	O	O-F-304850 !	NOBAS 4147-17 *	NorBol (norbol.org)
Inocybe trollii Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-0901674 !	ON003430	Bandini et al. 2022c
Inocybe virgatula Kühner	Lt	G	G00058741 !	MW845923	Bandini et al. 2021b
Pseudosperma amoris Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901462 !	MW010038	Bandini & Oertel 2020
Pseudosperma arenicola (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.	Et	L	L-3988126 !	ON033865	Bandini et al. 2022c
Pseudosperma conviviale Cervini, Bizio & P. Alvarado	Ht	AMB (TR)	AMB18243	MT095091	Cervini et al. 2020
Pseudosperma fascinosum Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901666 !	ON003426	Bandini et al. 2022c

Art	Taxonomischer Status	Herbar	Sammlungsnummer	GenBank Nr. (ITS)	Sequenz publiziert in
Pseudosperma flavellum (P. Karst.) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	H	H6050800 !	AM882782.2	Ryberg et al. 2008
Pseudosperma huginii Bandini & U. Eberh.	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901564 !	MW647628	Bandini et al. 2021a
Pseudosperma hygrophorus (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.	Lt	G	G00126467 !	–	–
Pseudosperma mediterraneum (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh.	Ht	L	L-0054120 !	MZ700321	Bandini et al. 2022a
Pseudosperma melleum Cervini, Bizio & P. Alvarado	Ht	MCVE	MCVE 30145	MT095090	Cervini et al. 2020
Pseudosperma pseudocookei (Métrod ex Bon) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	LIP	M.B. 70189 !	–	–
Pseudosperma pseudoorbatum (Esteve-Rav. & García Blanco) Matheny & Esteve-Rav.	It	STU	SMNS-STU-F-0001818 !	–	–
Pseudosperma spectrale Bandini & B. Oertel	Ht	STU	SMNS-STU-F-0901669 !	ON003429	Bandini et al. 2022c
Pseudosperma umbrinellum (Bres.) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	S	F14488	HM209796	Larsson & Vauras (direkte Deposition, 2010)
Pseudosperma xanthocephalum (P.D. Orton) Matheny & Esteve-Rav.	Ht	K	K(M)68623 !	–	–

Taxonomie

Pseudosperma minervae Bandini & G. Bandini spec. nov. **Abb. 1**

MycoBank-Nummer: MB 847503

Etymologie: aufgrund der olivlichen Note der Hutfarbe nach der römischen Göttin Minerva benannt, unter deren Schutz der Olivenbaum steht.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Schönbrunn, TK25 6519/4, 390 m ü. NN, sehr nasses Terrain am Ufer eines kleinen Baches mit *Salix caprea*, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 25. Aug. 2014, leg. D. & G. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901772; Isotypen priv. Herb. D.B. DB25-8-14-1, TUR-A 215737). Genbank OQ324785.

Diagnosis: *Pseudosperma minervae* has a yellow(ish) to ochraceous pileus colour mostly with olivaceous tinge, up to rimulose pileus surface, smooth spores measuring 8.7–12.6 µm (av. 10.4 µm) × 5.3–7.2 µm (av. 6.0 µm), and mostly (sub)clavate cheilocystidia measuring 28–61 µm (av. 41 µm) × 10–21 µm (av. 15 µm), and it grows mostly on rather moist acidic soil. This combination of characters distinguishes *P. minervae* from *P. fascinosum* and *P. hygrophorus*. ITS sequence data distinguish *P. minervae* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20-50 mm breit, anfangs eichelförmig, (sub)konisch oder (fast) glockig, später konisch-konvex oder ausgebreitet, mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen, später nach unten gebogen bis eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; ganz junge Fruchtkörper mit dünnen und flüchtigen Resten einer weißlichen Velipellis zumindest im Zentrum; Hutrand oft stark wellig; Farbe anfangs gelblich bis gelb, bald gelb bis ockerlich, zumeist mit mehr oder weniger intensiver olivlicher Note (Mu 10YR 7/4–7/8, 6/6–6/8; 7.5YR 6/6–6/8), manchmal im Zentrum auch mit orangelicher Note oder mit feinen graulichen Fasern; Oberfläche anfangs gänzlich glatt, später fein rimulos zum Rand hin und zuweilen mit sehr kleinen angedrückten, radial verteilten etwas dunkleren Schüppchen; mit dem Alter subhygrophan; junge Fruchtkörper mit Resten einer blassen Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 40–60, l = 1–3), ausgebuchtet angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs weißlich oder graulich-weißlich, später mit gelblichem Hauch; Schneide ungleichmäßig, gezähnelt, weißlich. **Stiel** 25–100 × 2–5 mm, zylindrisch oder gebogen, sich manchmal zur Basis hin verdickend, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs weißlich, später bis strohfarben; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, aber bei Verletzung teilweise gilbend, weißlich im Stiel. **Geruch** unauffällig bis schwach aromatisch, keinen spermatischen Geruch festgestellt. **Farbe des Exsikkats** Hut braun mit blass rötlicher Note (Mu 7.5YR 5/4–5/6, 4/4–4/6), Lamellen und Stiel gleichfarben oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,7–<u>10,4</u>–12,6 µm (SD 0,6 µm) × 5,3–<u>6,0</u>–7,2 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,4–<u>1,7</u>–2,0 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, auch (sub)ellipsoid, (sub)zylindrisch oder subovoid, oft mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 25–34 × 8–13 µm, im Allgemeinen 4–sporig, oft mit grünlichem, amorphem Inhalt. **Cheilozystiden** 28–<u>41</u>–61 µm (SD 8 µm) × 10–<u>15</u>–21 µm (SD 3 µm); Q = 1,9–<u>2,9</u>–4,9 (SD 0,6) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)clavat, selten subglobos, zuweilen kettig (1–3), wobei das letzte (hier gemessene) Element das längste ist. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4–8 µm breiten, mit gelblichem bis ockerlichem parietalem Pigment inkrustierten und zuweilen mit dunklerem amorphem Inhalt gefüllten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, längliche (sub)zylindrische bis (sub)clavate hyphoide Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Pseudosperma minervae wurde von uns stets auf feuchtem bis richtig nassem Terrain mit eher saurem Boden gefunden. Stets war *Salix* einer der Begleitbäume, doch auch *Alnus* ist bei zwei Funden belegt. In den Datenbanken gibt es nur aus Schweden einige Sequenzen, die als „*P. flavellum*“ bezeichnet wurden (u.a. FJ904131, AM882776.2, mit *Alnus*) (SH0564224.09FU, 2.0 %), aber mutmaßlich (siehe Einleitung) zu *P. minervae* gehören.

Weitere untersuchte Kollektionen

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Schönbrunn, TK25 6519/4, 370 m ü. NN, sehr nasses Gelände mit *Salix caprea, Picea abies*, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 23. Jul. 2017, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB23-7-17-5). – Nordrhein-Westfalen, Soest, Möhnesee, Hevesee, TK25 4514/2, 220 m ü. NN, sehr nasser Boden mit *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, 7. Okt. 2018, leg. D. Bandini & J. Christan; det. D. Bandini & B. Oertel (DB7-10-18-13). – Ibidem, in einiger Entfernung, 220 m

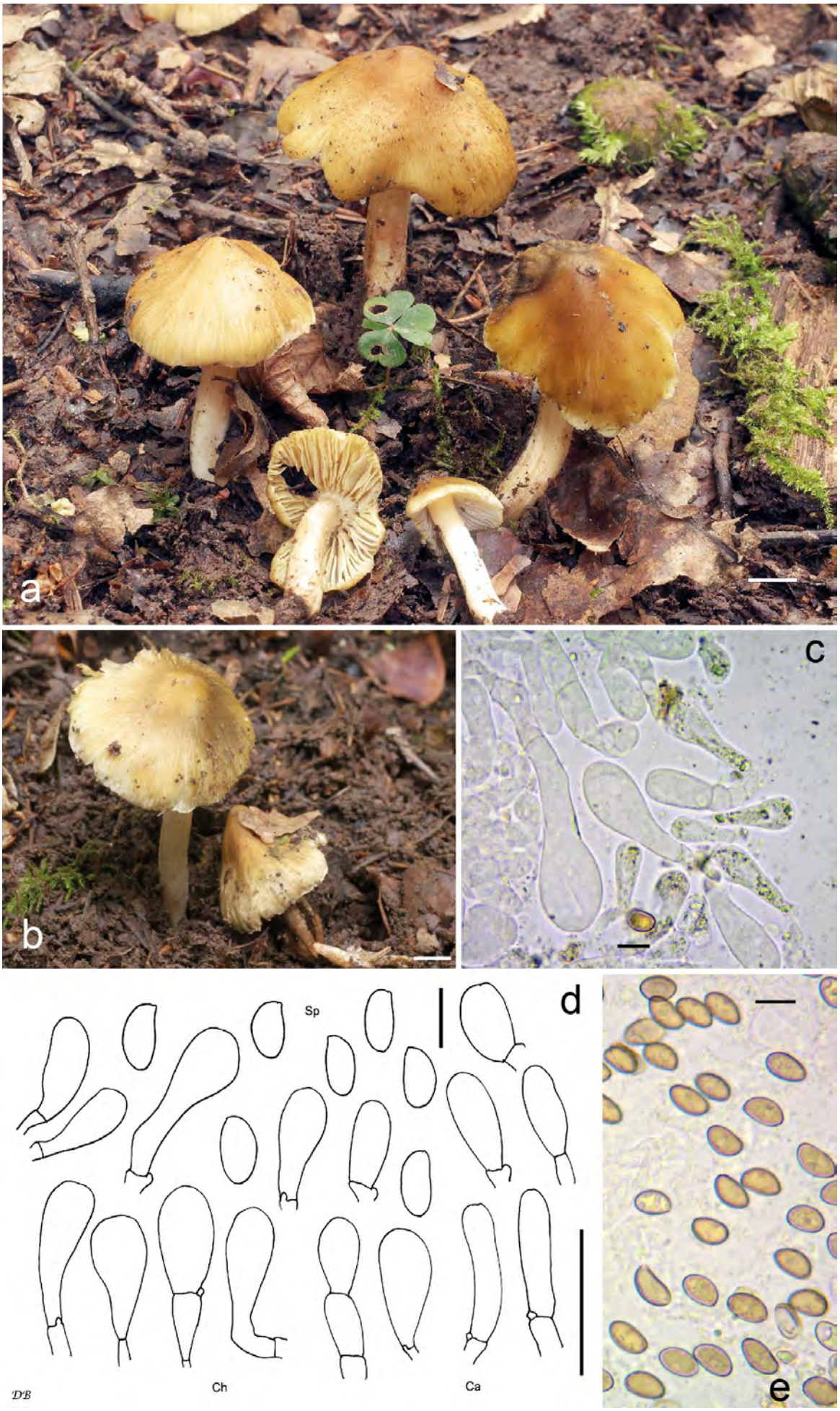

Abb. 1a-e – *Pseudosperma minervae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901772); b DB23-7-17-5; c Cheilozystiden vom Holotyp; d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen vom Holotyp.

ü. NN, *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, *Quercus robur*, 8. Okt. 2018, leg./det. D. Bandini (DB8-10-18-3).

Wesentliche Charakteristika: ● gelb(lich)e bis ockerliche Hutfarbe, meist mit olivlicher Note; ● glatte bis fein rimulose Hutoberfläche; ● flüchtige weißliche Velipellis; ● Sporengröße im Durchschnitt 10,4 × 6,0 µm; ● meist (sub)clavate Cheilozystiden; ● Standort auf eher saurem und oft sehr nassem Boden, möglicherweise stets mit *Salix*.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *P. minervae*:

- ***Pseudosperma amoris*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weniger leuchtende Hutfarbe ohne olivliche Note, im Durchschnitt kürzere Cheilozystiden sowie Standort auf trockenerem Boden und in der Regel nicht bei *Salix* – vgl. Bandini & Oertel (2020).
- ***Pseudosperma arenicola*** (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch reichliche Reste einer weißlichen Velipellis, weniger leuchtende, ockerliche bis nussbraune Hutfarbe ohne olivliche Note, größere Sporen und längere Cheilozystiden sowie trockeneren Standort – vgl. Heim (1931), Bon & Van Haluwyn (1982), Kuyper (1986) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma aureocitrinum*** (Esteve-Rav.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch Hutfarbe ohne olivliche Note, reichliche weißliche Velipellis und trockeneren Standort auf basischem Boden und nicht mit *Salix* – vgl. Esteve-Raventós (2014) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma conviviale*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch Hutfarbe ohne olivliche Note, stärker rimose oder eingewachsen faserige Hutoberfläche, größere Sporen und Standort nicht mit *Salix* – vgl. Cervini et al. (2020).
- ***Pseudosperma fascinosum*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch Hutfarbe ohne olivlichen Ton, zuweilen subkopfige Caulozystiden sowie Standort auf kalkhaltigem Boden – vgl. Bandini et al. (2022c).
- ***Pseudosperma flavellum*** (P. Karst.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch Hutfarbe ohne olivliche Note, schmalere Sporen mit höherem Q-Wert und zuweilen subkopfige Cheilozystiden mit welligen Wänden – vgl. Karsten (1889a) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma hygrophorus*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch makroskopischen Aspekt einer Art aus der Gattung *Hygrocybe*, fehlende olivliche Note in der Hutfarbe und schmalere Sporen mit höherem Q-Wert – vgl. Kühner (1955) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma melleum*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, im Durchschnitt längere Sporen und mediterranen Standort mit *Quercus* – vgl. Cervini et al. (2020).
- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch trübere, oft falbe Hutfarbe, stark eingewachsen faserige Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und trockeneren Standort nicht mit *Salix* – vgl. Bulliard (1789) und siehe Kommentar.
- ***Pseudosperma squamatum*** (J.E. Lange) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch fehlende olivliche Note in der Hutfarbe, im Durchschnitt etwas kleinere Sporen, zum Apex hin oft bogig ausbauchende bis sich gabelnde Caulozystiden und trockeneren Standort auf mehr basischem Boden – vgl. Lange (1917) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma xanthocephalum*** (P.D. Orton) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch fehlende olivliche Note in der Hutfarbe, glattere Hutoberfläche und längere Sporen mit höherem Q-Wert – vgl. Orton (1960) und eigene Beobachtung.

DNA-Sequenz: Die größte Ähnlichkeit hinsichtlich der ITS weisen *P. flavellum*, mit einer Übereinstimmung von 96 % sowie *P. fascinosum* mit 95 % Übereinstimmung auf.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Pseudosperma amoris*, *P. aureocitrinum*, *P. conviviale*, *P. flavellum*, *P. hygrophorus*, *P. melleum* und *P. xanthocephalum*.

Kommentar: *Pseudosperma rimosum* wird vor allem von vielen niederländischen und deutschen Mykologen als Sammelart aufgefasst, insbesondere seit Kuyper (1986) viele Arten mit *P. rimosum* synonymisiert hatte, während französische und italienische Autoren (z.B. Bon 1997a, Alessio 1987) diesem Trend nicht gefolgt sind. Veröffentlichte Sequenzdaten und -analysen sprechen für ein deutlich engeres Konzept von *P. rimosum* (z. B. Larsson et al. 2009; Kropp et al. 2013). Wir folgen mit unserem Konzept von *P. rimosum* der Tafel von Bulliard (1789: Tafel 388), die zwei Merkmale zeigt, die eine in Mitteleuropa häufig beobachtete Art gegenüber allen anderen Arten der Gruppe auszeichnet: eine trübfalbe Hutfarbe und eine eingewachsen faserige Hutoberfläche mit breiten Fasern. Dies entspricht auch dem Konzept von *P. rimosum*, dem Larsson et al. (2009) gefolgt sind.

Pseudosperma musilii Bandini, B. Oertel & Schmidt-Stohn spec. nov. **Abb. 2**

MycoBank-Nummer: MB 847504

Etymologie: nach Robert Musils Roman „Mann ohne Eigenschaften", da die Art (auf den ersten Blick) keine unterscheidenden Merkmale zu haben scheint.

Holotyp: Schweden, Kalmar län, Öland, nahe Naturschutzgebiet „Halltorps Hage", südwestlich von Halltorp, *Carpinus betulus*, *Corylus avellana* und *Betula* spec., 25. Sep. 2020, leg. B. Oertel & G. Schmidt-Stohn (STU SMNS-STU-F-0901765; Isotyp priv. Herb. D.B. DB25-9-20-3b). GenBank OQ355040.

Diagnosis: *Pseudosperma musilii* has a dingy straw-coloured to dark brown pileus colour, with age strongly rimose pileus surface, dingy whitish velipellis, smooth spores, measuring 9.6–14.5 µm (av. 11.3 µm) × 5.9–8.2 µm (av. 6.7 µm), and (sub)utriform, subcylindrical, subfusiform or subclavate cheilocystidia often with (sub)capitate or papilliform apex, measuring 35–97 µm (av. 48 µm) × 7–17 µm (av. 12 µm), and it grows on calcareous soil with frondose trees. This combination of characters distinguishes *P. musilii* from *P. rimosum* and *P. umbrinellum*. ITS sequence data distinguish *P. musilii* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 30–50 mm breit, anfangs (sub)konisch, bald ausgebreitet, mit niedrigem breitem bis ausgeprägtem Buckel, Rand schwach eingebogen bis eben oder auch ein wenig nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge und ältere Fruchtkörper ohne oder mit Resten einer schmutzig weißlichen Velipellis, die zumeist im Zentrum sichtbar ist; Farbe zuweilen beinahe schmutzig strohfarben bis blass ockerlich, dann bald blassbraune bis dunkelbraune Fasern auf strohfarbener Trama (Mu 10YR 7/3–7/6, 5/6–5/8, 4/4–4/6, 3/4–3/6; 7.5YR 4/4–4/6), daher oft zweifarbig wirkend, im Zentrum blasser aufgrund der Velipellis; Oberfläche anfangs fein, dann bis zu stark rimos mit stark divergierenden Fasern; keine Reste einer Cortina beobachtet. **Lamellen** gedrängt stehend (ca. 50–85, l = 1–3), ausgebuchtet angewachsen bis breit angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs blass ockerlich, dann ockerlich mit olivlicher oder bräunlicher Note, bis hin zu braun oder dunkelbraun mit mehr oder weniger rötlichem Stich; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 30–50 × 4–9 mm, stämmig, zylindrisch oder leicht gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder flockig, sehr blass bräunlich bis bräunlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** aromatisch bis spermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut braun mit rötlicher Note bis dunkelbraun (Mu 10YR 6/8, 5/6–5/8; 7.5YR 4/4–4/6), Lamellen gleichfarben oder etwas heller, Stiel heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 9,6–<u>11,3</u>–14,5 µm (SD 1,0 µm) × 5,9–<u>6,7</u>–8,2 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,5–<u>1,7</u>–1,9 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, (sub)zylindrisch oder (sub)elliptisch, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus, mit recht dicken Wänden (bis ca. 0,7 µm). **Basidien** 26–31 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4–sporig, zuweilen mit amorphen farblosen oder blass bräunlichen Guttulen gefüllt. **Cheilozystiden** 35–<u>48</u>–97 µm (SD 12 µm) × 7–<u>12</u>–17 µm (SD 2 µm); Q = 2,9–<u>4,1</u>–7,0 (SD 0,9) (n = 30 von 2 Koll.), (sub)utriform, subzylindrisch, subfusiform oder subclavat, oft mit (sub)kopfigem oder papillenartigem Apex, dünnwandig, farblos. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4–10 µm breiten, mit gelblichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 35–80 × 10–15 µm, (sub)utriform oder (sub)zylindrisch, oft mit (sub)kopfigem oder papillenartigem Apex, dünnwandig, farblos. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Unsere beiden Kollektionen wurden auf kalkhaltigem Boden bei Laubbäumen gefunden. Außer aus Schweden und Deutschland ist die Art mutmaßlich durch Sequenzen von Fruchtkörpern oder EcM auch aus Frankreich (HQ204681, mit *Quercus ilex*) und Österreich (MK627198) sowie aus dem Iran belegt (MF278770, als „*I. rimosa*"). Auch eine weitere Sequenz aus Schweden (AM882768.2), die als „*I. rimosa*" bezeichnet wurde, gehört vermutlich hierher.

Weitere untersuchte Kollektion

Deutschland, Bayern, Bad Tölz-Wolfratshausen, Schlehdorf, TK25 8333/4, ca. 700 m ü. NN, relativ feuchter Boden mit *Fagus sylvatica*, *Fraxinus excelsior*, 10. Sep. 2016, leg. D. Bandini & J. Christan; det. D. Bandini & B. Oertel (DB10-9-16-18).

Wesentliche Charakteristika: ● schmutzig strohfarbene bis dunkelbraune Hutfarbe; ● mit der Zeit stark rimose, daher zweifarbige Hutoberfläche; ● zuweilen schmutzig weißliche Velipellis; ● Sporengröße im Durchschnitt 11,3 × 6,7 µm; ● (sub)utriforme, subzylindrische, subfusiforme oder subclavate Cheilozystiden, oft mit (sub)kopfigem oder papillenartigem Apex; ● Standort auf kalkhaltigem Boden bei Laubbäumen.

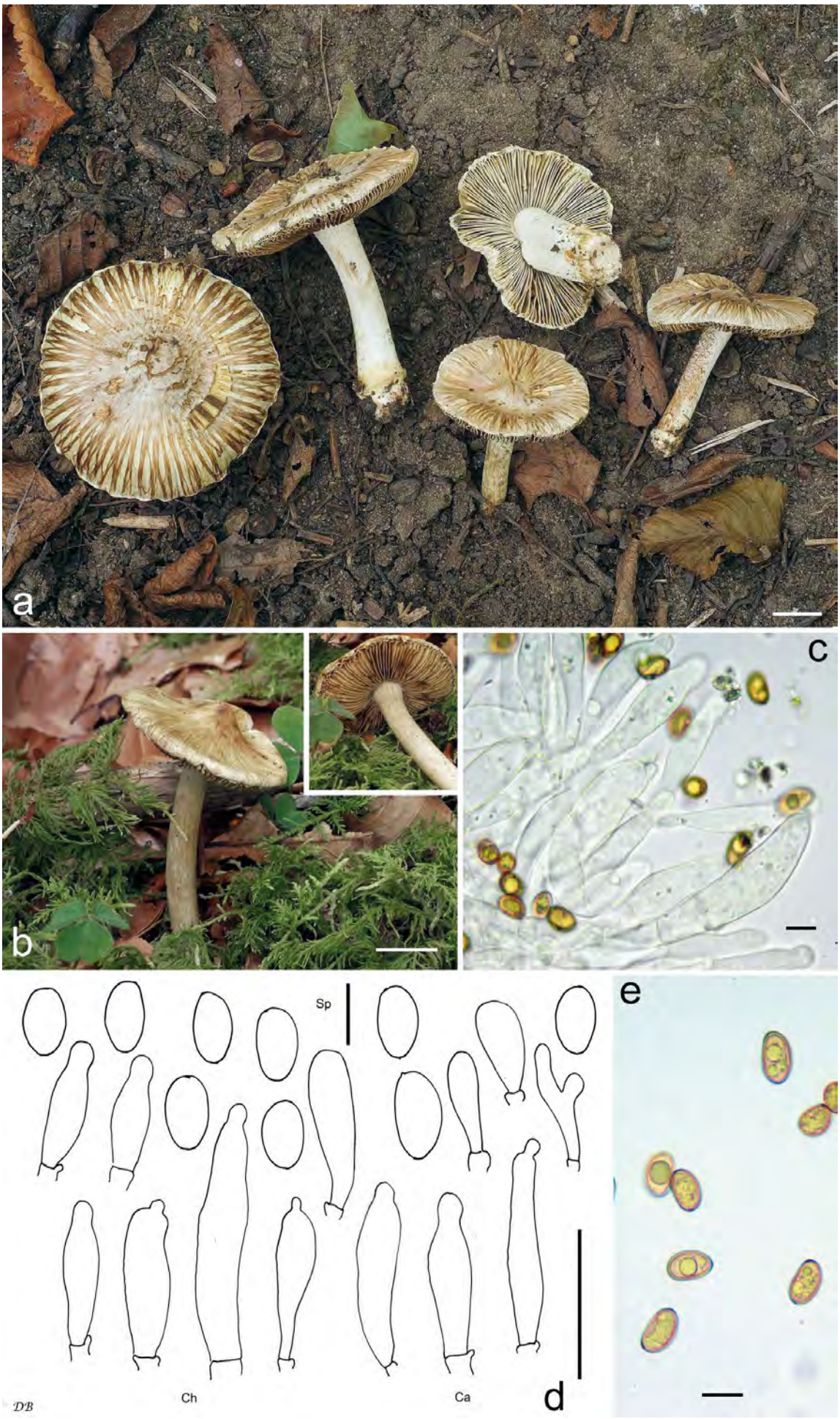

Abb. 2a-e – *Pseudosperma musilii*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901765); Foto: B. Oertel; b DB10-9-16-18; c Cheilozystiden vom Holotyp; d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen vom Holotyp.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *P. musilii*:

- ***Pseudosperma arenicola*** (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch weniger stark rimose Hutoberfläche, größere Sporen und längere Cheilozystiden, in der Regel ohne papilliformen oder (sub)-kopfigen Apex – vgl. Heim (1931), Bon & Van Haluwyn (1982), Kuyper (1986) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma huginii*** Bandini & U. Eberh.: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, gewöhnlich intensive Kupfernote in der Hutfarbe, bis zu mehr oder weniger stark aufschuppende Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und kürzere Cheilozystiden – vgl. Bandini et al. (2021a).
- ***Pseudosperma mediterraneum*** (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch größere Fruchtkörper, anfangs eine dicke Schicht von weißlicher Velipellis, im Durchschnitt schmalere Sporen und kürzere Cheilozystiden – vgl. Kuyper (1986), Bandini et al. (2022c).
- ***Pseudosperma mimicum*** (Massée) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch kompaktere Fruchtkörper, in der Regel nicht oder nur schwach rimose Hutoberfläche, im Durchschnitt längere Sporen und Cheilozystiden in der Regel ohne papilliformen oder (sub)kopfigen Apex – vgl. Massee (1904).
- ***Pseudosperma orbatum*** (Malençon) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch in der Regel helleren Hut, bis eingewachsen faserige, aber nicht stark rimose Hutoberfläche und kürzere Cheilozystiden in der Regel ohne papilliformen Apex – vgl. Malençon & Bertault (1970).
- ***Pseudosperma permelliolens*** (Carteret & Reumaux) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch nie braune, sondern höchstens bräunlich ockerliche Hutfarbe, weniger stark rimose Hutoberfläche, reichliche weißliche Velipellis, kleinere Sporen und im Durchschnitt längere Cheilozystiden, in der Regel ohne papilliformen Apex – vgl. Carteret & Reumaux (2017) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma pseudoorbatum*** (Esteve-Rav. & García Blanco) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch eine dichte Auflage von Velipellis auf Hüten junger Fruchtkörper, glattere Hutoberfläche auch bei älteren Fruchtkörpern, im Durchschnitt größere Sporen und Cheilozystiden in der Regel ohne papilliformen Apex – vgl. Esteve-Raventós et al. (2003) und eigene Beobachtung.
- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch blassere Hutfarbe auch bei älteren Fruchtkörpern, eingewachsen faserige Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere Sporen und Cheilozystiden in der Regel ohne papilliformen Apex – vgl. Bulliard (1789) und eigene Beobachtung; siehe auch Kommentar zu *P. minervae*.
- ***Pseudosperma spectrale*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch stets weißliche bis stroh-gelbliche (also nicht braune) Hutfarbe, im Durchschnitt größere Sporen und Cheilozystiden in der Regel ohne papilliformen Apex – vgl. Bandini et al. (2022c).
- ***Pseudosperma umbrinellum*** (Bres.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch oft eingewachsen faserige Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und kürzere Cheilozystiden in der Regel ohne papilliformen Apex – vgl. Bresadola (1905), Cervini et al. (2020) und eigene Beobachtung.

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *P. musilii* in der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Pseudosperma arenicola, P. huginii, P. mediterraneum, P. pseudoorbatum, P. rimosum, P. spectrale* und *P. umbrinellum.*

Kommentar: Die Art wurde bislang vermutlich zumeist mit *P. rimosum* verwechselt.

Inocybe ardua Bandini, B. Oertel & Schmidt-Stohn spec. nov. **Abb. 3**

MycoBank-Nummer: MB 847505

Etymologie: Lateinisch „ardua“, „schwierig“, da die Art sehr schwer von *I. cincinnata* zu unterscheiden ist.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Neckar-Odenwald-Kreis, Waldbrunn, Katzenbuckel, TK25 6520/1, ca. 495 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Carpinus betulus*, *Corylus avellana*, 14. Aug. 2017, leg. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901781; Isotyp priv. Herb. D. B., DB14-8-17-10). GenBank OQ324795.

Diagnosis: *Inocybe ardua* has a brown to chestnut-brown pileus colour, a pileus surface minutely verrucose at the centre and outwards with age rimose, faint greyish velipellis, a stipe at least when young pale violet and only near the apex pruinose, smooth spores measuring 7.5–10.7 µm (av. 9.0 µm) × 4.6–6.3 µm (av. 5.3 µm), mostly (sub)fusiform hymenial cystidia with walls strongly reacting with KOH, pleurocystidia measuring 53–91 µm (av. 70 µm) × 10–21 µm (av. 15 µm), and it grows on calcareous soil with frondose trees. This combination of characters distinguishes *I. ardua* from, e.g., *I. cincinnata* and *I. enteluri*. ITS sequence data distinguish *I. ardua* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 10-30 mm breit, anfangs (sub)konisch, später konisch-konvex bis breit konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, später weiterhin nach unten gebogen oder eben; junge Fruchtkörper in der Mitte mit dünnen Resten einer graulichen Velipellis; Farbe braun mit graulicher Note, braun mit rötlicher Note bis kastanienbraun (Mu 10YR 4/3–4/6; 7.5YR 4/4–4/6; 5YR 4/3–4/6); Oberfläche anfangs filzig, später im Zentrum feinwarzig und zum Rand hin rimos bis stark rimos mit divergierenden Fasern, so dass die hellere Trama sichtbar ist; junge Fruchtkörper mit Resten einer bräunlichen Cortina. **Lamellen** beinahe entfernt stehend (ca. 25–40, l = 1–3), dicklich, angewachsen, wenig bauchig, anfangs schmutzig weißlich, später graulich-bräunlich bis nussbraun; Schneide teilweise ungleichmäßig, gezähnelt, weißlich bis gleichfarben. **Stiel** 25–45 × 1–4 mm, zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich dicht weißlich überfasert, später längsstreifig, netzig oder glatt, anfangs blassviolett, später an der Spitze immer noch violett oder blassrötlich und unterhalb davon bräunlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich im oberen Hutteil, wässrig violett oberhalb der Lamellen, Stiel violett in der Rinde, ansonsten weißlich. **Geruch** (sub)spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut graulich braun (Mu 10YR 5/3–5/4, 4/3–4/6), Lamellen gleichfarben oder ein wenig heller, Stiel mit blassrötlicher Note; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,5–<u>9,0</u>–10,7 µm (SD 0,8 µm) × 4,6–<u>5,3</u>–6,3 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5–<u>1,7</u>–2,0 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, in der Regel ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)akut, oft mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 24–28 × 7–9 µm, im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 53–<u>70</u>–91 µm (SD 9 µm) × 10–<u>15</u>–21 µm (SD 3 µm); Q = 3,3–<u>4,9</u>–7,0 (SD 1,0) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)fusiform, auch (sub)lageniform, mit kurzem oder längerem Hals, manchmal mit leicht welligen Wänden und ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (2,0) µm dick am Apex, aber recht gleichmäßig dick an Bauch und Apex, gelb-grün mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen (sub)clavaten, dünnwandigen, teilweise bräunlichen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5–10 µm breiten, mit braunem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 50–85 × 10–20 µm, (sub)fusiform oder (sub)lageniform, im Allgemeinen mit eher kurzem Hals und kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 µm dick am Apex, gelb-grün mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen (sub)clavaten bis subglobosen, farblosen, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung Unsere eigenen Kollektionen wurden auf kalkhaltigem Boden einerseits bei Laubbäumen, andererseits bei Nadelbäumen gefunden. Uns ist aus den Datenbanken nur eine einzige Sequenz, eines Fundes aus Österreich (UDB0802037), bekannt, der vermutlich *P. musilii* darstellt.

Weitere untersuchte Kollektionen

Deutschland, Baden-Württemberg, Neckar-Odenwald-Kreis, Waldbrunn, Katzenbuckel, TK25 6520/1, ca. 480 m ü. NN, *Carpinus betulus*, *Salix* spec., *Populus* spec., 14. Aug. 2017, leg./det. D. Bandini (DB14-8-17-18). – Schleswig-Holstein, Stadt Lübeck, Lübeck-Kücknitz, Waldhusener Friedhof, TK25 2030/4, 18 m ü. NN, *Picea abies*, *Larix decidua*, *Pseudotsuga menziesii*, 24. Sep. 2017, leg. G. Schmidt-Stohn & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB24-9-17-9b).

Wesentliche Charakteristika: ● braune bis kastanienbraune Hutfarbe; ● im Zentrum feinwarzige, außen erst filzige, mit zunehmendem Alter bis stark rimose Hutoberfläche; ● dünne grauliche Velipellis; ● Stiel zumindest bei jungen Fruchtkörpern violett; ● Stiel nur oben bereift; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 9,0 × 5,3 µm; ● meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden, Größe im Durchschnitt 70 × 15 µm, Wände mit starker Reaktion auf KOH; ● Standort auf kalkhaltigem Boden bei Laub- und Nadelbäumen.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. ardua*:

- ***Inocybe cincinnata*** (Fr.) Quél.: u.a. durch mehr fibrillose Hutoberfläche und schollig aufgerissene Hutmitte sowie im Durchschnitt längere Hymenialzystiden – vgl. Karsten (1889b, als „*I. conformata*“), Kuyper (1986, als „*I. phaeocomis* var. *phaeocomis*“), Kuyper (1989), Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe drenthensis*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch oft orange getönte Hutmitte, mehr gesprenkelte, fein rimose bis eingewachsen faserige Hutoberfläche und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden oft mit trunkater oder abgerundeter Basis – vgl. Bandini et al. (2021b).

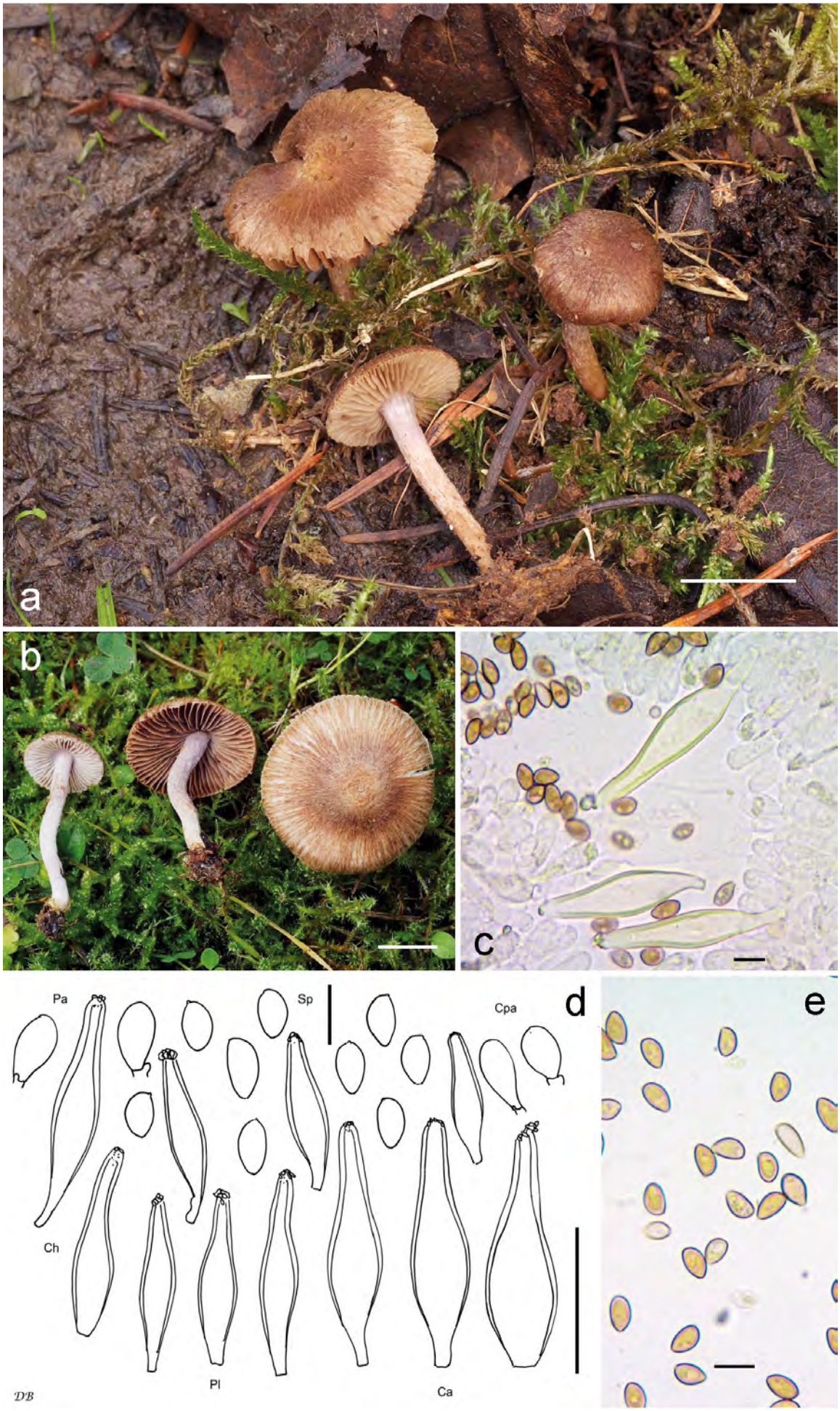

Abb. 3a-e – *Inocybe ardua*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901781); b DB24-9-17-9b; Foto: B. Oertel; c Cheilozystiden vom Holotyp; d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen vom Holotyp.

- ***Inocybe enteluri*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch filzige bis fein aufschuppende Hutoberfläche, längere, aber im Durchschnitt schmalere Sporen und im Durchschnitt längere, meist (sub)-lanzettliche Hymenialzystiden – siehe unten.
- ***Inocybe gaiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch matt lehmfarbene Hutfarbe, eingewachsen faserige bis wollige, bzw. fast aufschuppende Hutoberfläche und im Durchschnitt kleinere Sporen – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe gracillima*** Carteret & Reumaux: u.a. durch in der Regel sehr kleinen Hut, stark sparrig aufgeschuppte Hutoberfläche, viel kleinere Sporen und Standort oft bei *Salix* – vgl. Carteret & Reumaux (2012) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe lampetiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch größere Sporen, oft schlank (sub)zylindrische Hymenialzystiden und Standort auf sehr nassem saurem Boden bei *Alnus* – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe minima*** Peck: u.a. durch filzige bis wollige oder fibrillose Hutoberfläche und Hymenialzystiden mit längerem Hals und oft subkopfigem Apex – vgl. Peck (1913) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe obscuroides*** P.D. Orton: u.a. durch in der Regel größere und stämmigere Fruchtkörper mit (sparrig) aufschuppender Hutoberfläche, braune Lamellenschneiden und braun überfaserten Stiel – vgl. Orton (1960), Kuyper (1986, als „*I. phaeocomis* var. *major*“), Stangl (1989, als „*I. phaeocomis* var. *major*“), Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe sitibunda*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch in der Regel dunklere Hutfarbe, filzige bis filzig-wollige Hutoberfläche, zottige weißliche Stielfasern und oft deformierte lange Caulozystiden – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe tiburtina*** Bandini & G. Bandini: u.a. durch oft mehr gesprenkelte Hutfarbe, filzig-wollige bis aufschuppende Hutoberfläche, beigefarbene Velipellis, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden und Standort oft bei *Salix* – vgl. Bandini et al. (2021b).

DNA-Sequenz: Die größte Ähnlichkeit hinsichtlich der ITS weist *I. lampetiana* mit nur 92 % Identität auf.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe cincinnata, I. drenthensis, I. gaiana, I. gracillima, I. lampetiana, I. obscuroides, I. sitibunda* und *I. tiburtina.*

Inocybe avia Bandini & B. Oertel spec. nov.
Abb. 4

MycoBank-Nummer: MB 847506

Etymologie: lateinisch „avia“, „abgelegen“, da die Art an einem sehr abgelegenen Ort gefunden wurde.

Holotyp: Österreich, Salzburg, Tamsweg, ÖK25V 3230-Ost, 1520 m ü. NN, recht nasses Gelände mit *Picea abies*, *Alnus incana*, 21. Sep. 2020, leg. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901766; Isotyp priv. Herb. D.B. DB21-9-20-19). UNITE UDB07672952, GenBank OQ407478.

Diagnosis: *Inocybe avia* has a brown to dark brown pileus colour, with age rim(ul)ose pileus surface, greyish velipellis, a stipe pruinose only near the apex, nodulose spores measuring 6.0–9.2 µm (av. 7.9 µm) × 4.4–6.8 µm (av. 5.8 µm), and mostly (sub)utriform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 47–72 µm (av. 60 µm) × 9–21 µm (av. 15 µm), and it grows on acidic soil. This combination of characters distinguishes *I.* avia from, e.g., *I. proximella*, *I. assimilata* and *I. goniopusio*. ITS sequence data distinguish *I. avia* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung
Hut 5–30 mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, anfangs ohne, später mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen, später nach unten gebogen, dann eben bis leicht nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit Resten einer graulichen Velipellis; Farbe braun bis dunkelbraun mit oder ohne rötliche Note (Mu 10YR 3/4–3/6, 4/4–4/6); Oberfläche im Zentrum glatt, zum Rand hin glänzend rimulos bis rimos mit divergierenden Fasern, so dass die hellere Trama darunter sichtbar ist; keine Reste einer Cortina beobachtet. **Lamellen** normal bis recht entfernt stehend (ca. 35–45, l = 1–3), mit herablaufendem Zahn angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich, später blass kaffeebräunlich; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 30–70 × 2–4 mm, zylindrisch oder gebogen, Basis verdickt bis beinahe knollig, anfangs gänzlich grob weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, blassbräunlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** angenehm aromatisch, keine spermatische Komponente festgestellt. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun (Mu 10YR 3/4–3/6), Lamellen und Stiel gleichfarben oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.
Sporen 6,0–<u>7,9</u>–9,2 µm (SD 0,6 µm) × 4,4–<u>5,8</u>–6,8 µm (SD 0,5 µm); Q = 1,1–<u>1,4</u>–1,7 (SD 0,1) (n = 80 von

2 Koll.), höckerig, recht uneinheitlich in der Form, mit 7–12 unterschiedlich vorragenden stumpfen Höckern. **Basidien** 23–32 × 7–12 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 10,6 µm. **Pleurozystiden** 47–60–72 µm (SD 7 µm) × 9–15–21 µm (SD 2 µm); Q = 3,1–4,2–5,6 (SD 0,7) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)utriform, selten (sub)-fusiform, oft Übergang von Bauch zu Hals deutlich markiert, in der Regel mit kurzem Hals und manchmal subkopfig und oft mit abgerundetem kappenartig verdicktem Apex, im Allgemeinen mit kurzem Fuß, selten mit abgerundeter Basis, Apex mit oder ohne Kristalle(n), Wände bis zu 1,5 (2,0) µm dick am Apex, aber meist recht gleichmäßig breit an Bauch und Apex, zuweilen mit blass gelblich-grünlichem amorphem Inhalt, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-12 µm breiten, mit dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 45–80 × 10–15 µm, (sub)zylindrisch, (sub)-fusiform oder (sub)utriform, ohne oder mit nur kurzem Hals, mit kurzem Fuß oder mit trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 µm (1,5 µm) dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen (sub)clavaten, dünnwandigen, farblosen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Unsere Kollektionen von *I. avia* wurden in subalpiner Höhe auf steilen Berghängen mit zahlreichen Quellbächen, auf daher feuchtem Grund bei *Picea abies* und *Alnus incana* gefunden. Die Art ist mutmaßlich aus den Datenbanken durch Sequenzen von Fruchtkörpern, bzw. EcM auch aus Estland (UDB0667120), Italien (UDB0783943, mit *Fagus sylvatica*), Kanada (MK131489) aus den USA (OQ023917) und Polen (MZ410666) bekannt.

Weitere untersuchte Kollektion

Österreich, Salzburg, Tamsweg, ÖK25V 3230-Ost, 1470 m ü. NN, feuchtes Terrain mit *Picea abies*, 17. Sep. 2020, *Alnus incana*, leg./det. D. Bandini (DB17-9-20-16).

Wesentliche Charakteristika: ● braune bis dunkelbraune Hutfarbe; ● mit zunehmendem Alter rim(ul)ose Hutoberfläche; ● grauliche Velipellis; ● aromatischer Geruch; ● nur oben bereifter Stiel; ● höckerige Sporen, Größe im Durchschnitt 7,9 × 5,8 µm; ● meist (sub)utriforme Hymenialzystiden; ● Standort subalpin auf feuchtem sauren Boden.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. avia*:

- ***Inocybe abdita*** Bandini & U. Eberh.: u.a. durch weißliche Velipellis, glattere Hutoberfläche und deutlich kürzere Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2022a).
- ***Inocybe assimilata*** Britzelm.: u.a. durch subhygrophane Hutoberfläche, meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden und hyphoide Caulozystiden mit (sub)konischem Endelement – vgl. Britzelmayr (1881), Saccardo (1887), Stangl (1989), Bandini et al. (2017).
- ***Inocybe digitula*** Bandini, Christan & B. Oertel: u.a. durch größere Sporen oft mit einem fingerartig vorragenden Höcker und kürzere, meist recht bauchig subclavate bis beinahe ovoide oder (sub)utriforme Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2020a).
- ***Inocybe gandalfiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch hygrophane Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und oft (sub)fusiforme Hymenialzystiden mit dickeren Wänden – vgl. Bandini et al. (2021a).
- ***Inocybe glabrodisca*** P.D. Orton: u.a. durch größere Sporen und im Durchschnitt längere, meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden – vgl. Orton (1960) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe goniopusio*** Stangl: u.a. durch oft mehr fibrillose Hutoberfläche, zumindest am Apex fleischfarbenen, bräunlichen, in manchen Kollektionen auch violetten Stiel, und im Durchschnitt größere Sporen – vgl. Stangl (1989), Bandini et al. (2020a).
- ***Inocybe proximella*** P. Karst.: u.a. durch meist eingewachsen faserige bis faserige Hutoberfläche, mit der Zeit oft braunen bis beinahe schwärzlich braunen Stiel und größere Sporen – vgl. Karsten (1883), Stangl (1989), Kokkonen & Vauras (2012), Ferrari et al. (2014), Ludwig (2017).
- ***Inocybe silvae-herbaceae*** Kokkonen & Vauras**:** u.a. durch oft eingewachsen faserige Hutoberfläche, größere Sporen und hyphoide, oft sich gabelnde Caulozystiden, vermischt mit (sub)clavaten Elementen – Kokkonen & Vauras (2012) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe sphagnophila*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch oft beinahe schwärzliche, warzige Hutmitte, kürzere Hymenialzystiden und hyphoide sich gabelnde Caulozystiden – vgl. Bandini et al. (2017).
- ***Inocybe transitoria*** (Britzelm.) Sacc.: u.a. durch im Durchschnitt kürzere Sporen und deutlich kürzere, meist (sub)fusiforme bis subclavate

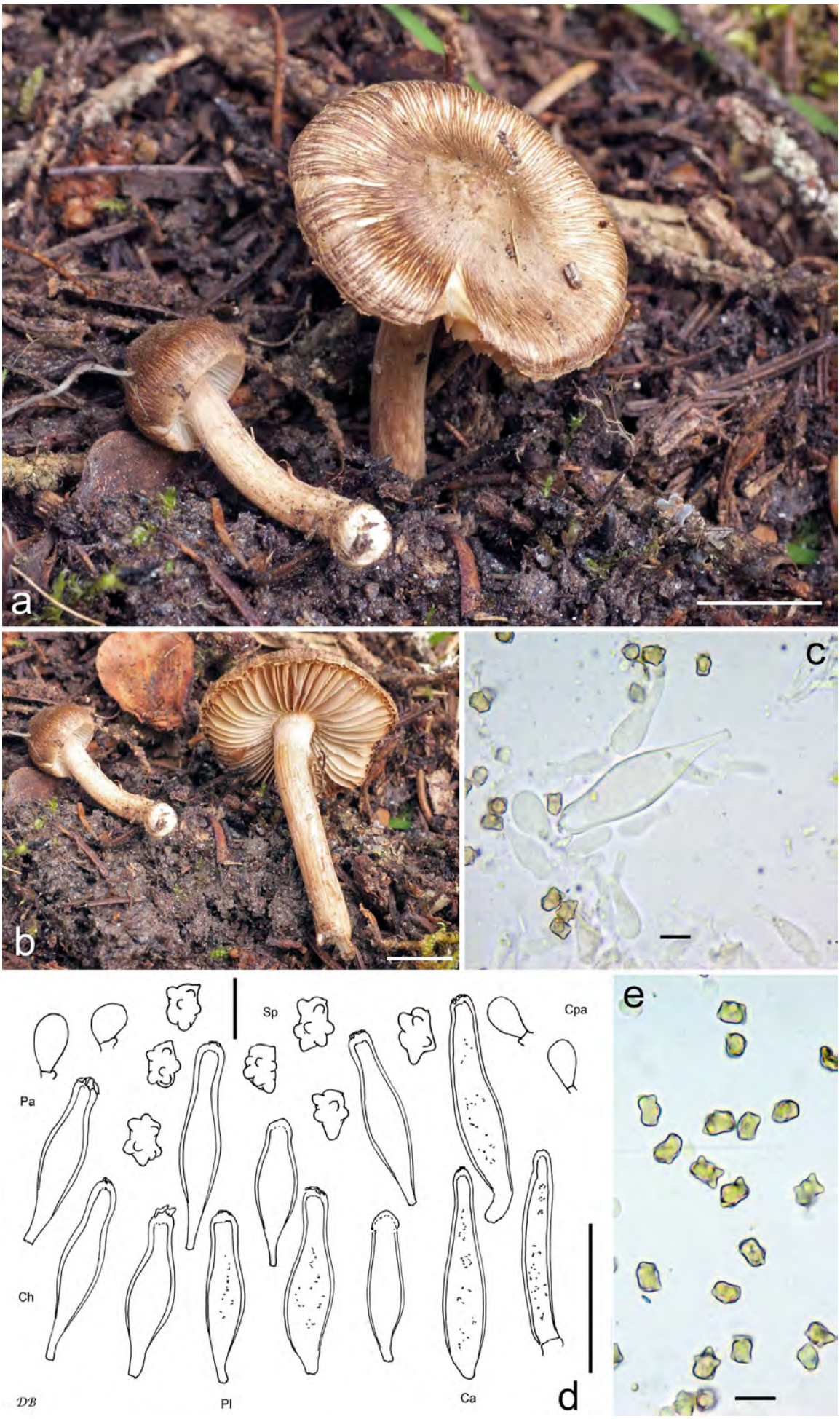

Abb. 4a-e – *Inocybe avia*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901766); b Holotyp; c Cheilozystide vom Holotyp; d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen (DB17-9-20-16).

Hymenialzystiden – vgl. Britzelmayr (1881), Saccardo (1887), Stangl & Kuyper (1985), Stangl (1989), Bandini et al. (2022a).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. avia* hinsichtlich der ITS ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe abdita, I. assimilata, I. digitula, I. gandalfiana, I. glabrodisca, I. goniopusio, I. proximella, I. silvae-herbaceae, I. sphagnophila* und *I. transitoria.*

Inocybe crepusculi Bandini & Dondl spec. nov. **Abb. 5**

MycoBank-Nummer: MB 847507

Etymologie: nach „crepusculum" (Lateinisch, „Abenddämmerung"), weil der Hutrand ausblasst wie das Licht am Abend.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Garmisch-Partenkirchen, Krün, Klais, Kranzbach, TK25 8533/1, 1040 m ü. NN, auf kalkhaltigem Boden bei *Picea abies*, 25. Sep. 2021, leg. M. Dondl (STU SMNS-STU-F-0901773; Isotyp priv. Herb. D.B. DB25-9-21-Dondl-N° 9). GenBank OQ324786.

Diagnosis: *Inocybe crepusculi* has a pileus with a brown to blackish brown centre and often much paler margin, smooth to rim(ul)ose pileus surface, pale greyish velipellis, at first strikingly white lamellae, entirely but below the middle mostly sparely pruinose stipe, smooth spores measuring 7.7–10.1 µm (av. 9.1 µm) × 4.8–5.8 µm (av. 5.3 µm), and mostly (sub)utriform or (sub)lageniform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 41–81 µm (av. 60 µm) × 10–21 µm (av. 15 µm), and it grows on calcareous soil with conifers. This combination of characters distinguishes *I. crepusculi* from, e.g., *I. virgatula* and *I. alberichiana*. ITS sequence data distinguish *I. crepusculi* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5–30 mm breit, anfangs und lange Zeit konisch, später subkonisch, konisch-konvex oder ausgebreitet, anfangs ohne Buckel, später manchmal mit breitem und mehr oder weniger ausgeprägtem Buckel, Rand zunächst schwach ein- oder leicht nach unten gebogen, bald eben; junge Fruchtkörper mit Resten einer blassgraulichen Velipellis; Farbe meist etwas gesprenkelt oder zweifarbig, d.h. braun, kastanienbraun, dunkelbraun oder beinahe schwärzlich braun im Zentrum und oft viel blasser, blassbräunlich oder nussbraun am Rand (Mu 7.5YR 5/6–5/8, 4/4–4/6; 10YR 5/6–5/8, 4/3–4/6, 3/4–3/6); Oberfläche glatt bis feinfilzig, mit zunehmendem Alter leicht rim(ul)os zum Rand hin, mit nur leicht divergierenden Fasern, im Zentrum später feinschollig aufgerissen; junge Fruchtkörper mit Resten einer feinen weißlichen Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 50–70, l = 1–3), angeheftet bis angewachsen, bauchig, anfangs strahlend weiß, später graulich-weißlich, creme-graugrünlich bis graulich-bräunlich mit olivlicher Note, zuweilen mit rostigen Flecken; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 20–65 × 2–7 mm, zylindrisch oder sich zur Basis hin etwas verdickend, glatt, blassbeige bis blass fleischfarben, besonders an der Stielspitze; auf ganzer Länge bereift, aber in der unteren Hälfte meist spärlich. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel, mit zunehmendem Alter blassbräunlich in der Stielrinde. **Geruch** unauffällig bis subspermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkel graubraun oder braun mit rötlicher Note (Mu 7.5YR 4/4–4/6; 10YR 3/3–3/6), Lamellen und Stiel etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,7–<u>9,1</u>–10,1 µm (SD 0,4 µm) × 4,8–<u>5,3</u>–5,8 µm (SD 0,2 µm); Q = 1,4–<u>1,7</u>–2,0 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, oft länglich (sub)amygdaloid, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex meist (sub)akut bis zuweilen beinahe ausgezogen. **Basidien** 25–30 × 7–9 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 41–<u>60</u>–81 µm (SD 8 µm) × 10–<u>15</u>–21 µm (SD 2 µm); Q = 2,8–<u>4,1</u>–5,1 (SD 0,6) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)utriform oder (sub)lageniform, manchmal auch (sub)fusiform, oft mit deutlich markiertem Übergang von Bauch zu Hals, mit kurzem oder recht langem und oft welligem Hals, manchmal mit subkopfigem Apex, mit kürzerem oder längerem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,5 (3,0) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** variabler in der Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen Parazystiden, oft in Zwischenstadien, teilweise mit leicht verdickten Wänden und sehr variabel in der Form. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4.5–11 µm breiten, oft, aber nicht immer, mit bräunlichem bis braunem parietalem Pigment fein inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, aber meist spärlich in der unteren Hälfte, 35–70 × 10–20 (22) µm, oft deformiert (sub)utriform, (sub)lageniform oder subfusiform, in der Regel mit kurzem Hals und kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 µm (2,5 µm) dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit unterschiedlich geformten, zuweilen

Abb. 5a-e – *Inocybe crepusculi*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901773); Foto: M. Dondl; b DB15-9-21-12; c Cheilozystide (DB18-9-16-21); d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen vom Holotyp.

kettigen, aber oft großen und beinahe runden dünn- bis dickwandigen, mit KOH gelblich-grünlichen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung
Inocybe crepusculi haben wir in Höhen von über 1000 bis 1800 m auf kalkhaltigem Boden gefunden. Bei allen drei Kollektionen war *Picea abies* einer der Begleitbäume, bei der Typuskollektion gab es außer Fichten keine anderen Bäume. Außer unseren eigenen Funden gibt es in GenBank eine Sequenz einer Bodenprobe aus Österreich (MK627301) und in UNITE zwei Sequenzen von Bodenproben aus Estland (UDB0165309, UDB0665504), die zu dieser Art gehören könnten.

Weitere untersuchte Kollektionen
Deutschland, Bayern, Garmisch-Partenkirchen, Krün, Elmauer Alm, TK25 8533/1, 1100 m ü. NN, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 15. Sep. 2021, leg./det. D. Bandini (DB15-9-21-12). – **Österreich**, Tirol, Reutte, Hahnenkamm, ÖK25V 2214-Ost, alt. 1800 m ü. NN, *Pinus mugo*, *Salix* spec., *Picea abies*, 18. Sep. 2021, leg./det. D. Bandini (DB18-9-21-16).

Wesentliche Charakteristika: ● in unterschiedlichen Nuancen braune, zum Rand hin ausblassende, daher oft zweifarbig wirkende Hutfarbe; ● glatte bis rim(ul)ose Hutoberfläche; ● blassgrauliche Velipellis; ● anfangs deutlicher Farbkontrast zwischen weißen Lamellen und Stielfarbe; • Caulozystiden auf ganzer Stiellänge, aber meist spärlich in der unteren Hälfte; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 9,1 × 5,3 µm; ● (sub)utriforme oder (sub)lageniforme Hymenialzystiden; ● Standort auf kalkhaltigem Boden mit Nadelbäumen, in montaner bis subalpiner Höhe.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. crepusculi*:

- ***Inocybe alberichiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch im Allgemeinen mehr rötlich getönte Hutfarbe, oft subhygrophane Hutoberfläche und nur oben bereiften Stiel – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe astraiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch gewöhnlich zum Rand hin stark ausblassende Hutoberfläche, mit der Zeit weniger glatte Hutoberfläche, nur oben bereiften Stiel sowie Standort in niedrigerer Höhe bei *Pinus* – vgl. Bandini et al. (2020a).
- ***Inocybe beatifica*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch nicht gesprenkelten oder zweifarbigen Hut, keinen deutlichen Farbkontrast zwischen Lamellen und Stiel, längere Sporen, in der Regel (sub)zylindrische Caulozystiden sowie Standort in niedrigerer Höhe – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe involuta*** Kuyper: u.a. durch meist mehr rötlich getönte Hutfarbe, im Allgemeinen zur Mitte hin weniger bereiften Stiel und größere Sporen – vgl. Kuyper (1989), Bandini et al. (2020a, b).
- ***Inocybe jucunda*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch mehr rötlich getönte Hutfarbe, oft apfelkernförmige, im Durchschnitt kürzere Sporen sowie eher planaren Standort bei Laubbäumen – vgl. Bandini et al. (2021a).
- ***Inocybe perchtana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch mehr rötlich getönte Hutfarbe, bei Berührung oder Verletzung oft rötendes Stielfleisch und meist längere und schmalere (sub)zylindrische Caulozystiden – vgl. Bandini et al. (2020a).
- ***Inocybe pipilikae*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch einheitliche, nicht stark ausblassende Hutfarbe, mehr Velipellis und im Durchschnitt größere Sporen – Bandini et al. (2021a).
- ***Inocybe scolopacis*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch einheitliche Hutfarbe, mehr Velipellis, nur oben bereiften Stiel und im Durchschnitt längere Sporen – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe subbrunnea*** Kühner: u.a. durch mehr rötlich getönte und einheitliche Hutfarbe, im Durchschnitt größere Sporen und Hymenialzystiden mit typisch „sandigem" i.e. fein granulosem Apex – vgl. Kühner (1955), Larsson et al. (2014) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe virgatula*** Kühner: u.a. durch einheitlichere Hutfarbe, nur oben bereiften Stiel und im Durchschnitt längere Sporen – vgl. Kühner (1955), Bandini et al. (2021b).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. crepusculi* hinsichtlich der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe alberichiana, I. astraiana, I. beatifica, I. involuta, I. jucunda, I. perchtana, I. pipilikae, I. scolopacis, I. subbrunnea* und *I. virgatula.*

Inocybe enteluri Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. **Abb. 6**

MycoBank-Nummer: MB 847508

Etymologie: nach dem Gattungsnamen der „Großen Schlangennadel" (*Entelurus aequoreus*), wegen der langen, schmalen Form der Zystiden.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, Achtal, TK25 8429/1, 900 m ü. NN, *Alnus incana*, *Picea abies*, *Corylus avellana*, *Fagus sylvatica*, 12. Sep. 2021, leg. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901769; Isotyp priv. Herb. D.B. DB12-9-21-2). GenBank OQ324782.

Diagnosis: *Inocybe enteluri* has a pale brown to brown pileus colour, tomentose to minutely (sub)squamulose pileus surface, stipe when young lilac-violet and pruinose at the apex, smooth spores measuring 8.9–11.8 µm (av. 10.1 µm) × 4.4–5.8 µm (av. 5.0 µm), mostly (sub)lanceolate (sub)fusiform often (sub)capitate hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 69–93 µm (av. 79 µm) × 9–15 µm (av. 11 µm), and it grows on basic soil. This combination of characters distinguishes *I. enteluri* from, e.g., *I. cincinnata*, *I. minima* and *I. tiburtina*. ITS sequence data distinguish *I. enteluri* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5–20 mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, anfangs ohne, dann mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst schwach ein- bis nach unten gebogen, später eben; junge Fruchtkörper mit wenigen und flüchtigen Resten einer graulichen Velipellis; Farbe blassbraun bis braun, mit oder ohne rötliche(r) Note (Mu10YR 5/6–5/8, 4/4–4/6; 7.5YR 5/6–5/8, 4/4–4/6); Oberfläche filzig bis feinwollig oder fein aufgeschuppt; junge Fruchtkörper mit wenigen Resten einer Cortina. **Lamellen** recht entfernt stehend (ca. 20–25, l = 1–3), dicklich, breit angewachsen, anfangs blassgraulich, später braun bis rostig braun; Schneide gezähnelt, weißlich bis gleichfarben. **Stiel** 40–60 × 1–2 mm, zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig, etwas zottig oder glatt, anfangs schmutzig weißlich oder blassbräunlich, später dunkler bräunlich, aber ganz oben anfangs mehr oder weniger intensiv violett-lila, später mehr rötlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, anfangs oben im Stiel violett-lila, vor allem in der Rinde, später blassbräunlich. **Geruch** keinen spermatischen und auch keinen sonstigen Geruch festgestellt. **Farbe des Exsikkats** Hut braun mit oder ohne rötliche(r) Note (Mu 7.5YR 4/4–4/6; 10YR 4/4–4/6), Lamellen und Stiel gleichfarben oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,9–10,1–11,8 µm (SD 0,7 µm) × 4,4–5,0–5,8 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,7–2,0–2,4 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, selten sublaceroid, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)akut, manchmal beinahe ausgezogen, mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 23–29 × 7–9 µm, im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 69–79–93 µm (SD 6 µm) × 9–11–15 µm (SD 2 µm); Q = 5,5–7,0–9,2 (SD 0,9) (n = 30 von 2 Koll.), meist beinahe lanzettlich, auch länglich (sub)lageniform oder (sub)zylindrisch, oft mit leicht welligen Wänden und oft mit kleinem (sub)kopfigem Apex, mit kurzem Fuß oder mit trunkater Basis, ohne oder mit nur kleinen Kristallen, Wände bis zu 1,0 (1,5) µm dick am Apex, aber meist recht dünnwandig, gelb(lich)-grün(lich) mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4–14 µm breiten, mit bräunlichem bis braunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 65–90 × 10–15 µm, meist beinahe lanzettlich (sub)fusiform, auch länglich (sub)lageniform, oft mit leicht welligen Wänden, mit kurzem Fuß oder mit trunkater Basis, Apex ohne oder mit nur kleinen Kristallen, Wände bis zu 1,0 µm dick am Apex, gelb(lich)-grün(lich) mit 3 % KOH; vermischt mit einigen (sub)zylindrischen bis (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Die beiden eigenen Kollektionen von *I. enteluri* wuchsen auf basischem Boden am Rand von schattigen, auch im Sommer recht feuchten Wegen. Außer diesen Funden ist die Art mutmaßlich nur durch eine EcM-Sequenz aus dem Iran in GenBank belegt (HE687064) sowie durch Bodenprobensequenzen aus Estland (u.a. UDB0316931).

Weitere untersuchte Kollektion

Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, TK25 8429/1, 920 m ü. NN, *Alnus incana*, *Picea abies*, *Corylus avellana*, 14. Aug. 2021, leg./det. D. Bandini (DB14-8-21-10).

Wesentliche Charakteristika: ● blassbraune bis braune Hutfarbe; ● filzige bis aufgeschuppte Hutoberfläche; ● flüchtige grauliche Velipellis; ● Stiel oben

Abb. 6a-e – *Inocybe enteluri*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901769); b Holotyp; c Cheilozystide (DB14-8-21-10); d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen vom Holotyp.

bereift und, wenn jung, weißlich überfasert und oben violett-lila; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 10,1 × 5,0 µm; ● meist beinahe lanzettliche und oft (sub)kopfige Hymenialzystiden, Größe im Durchschnitt 79 × 11 µm; ● Standort auf basischem Boden.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. enteluri*:

- ***Inocybe amethystina*** Kuyper: u.a. durch breitere Sporen und kürzere, nicht beinahe lanzettliche Hymenialzystiden – vgl. Kuyper (1986), Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe cincinnata*** (Fr.) Quél.: u.a. durch in der Mitte oft warzige bis schollig aufgerissene und zum Rand hin fibrillose Hutoberfläche, bräunlich überfaserten Stiel, kleinere Sporen und im Durchschnitt breitere, im Allgemeinen nicht (sub)kopfige Hymenialzystiden – Karsten (1889b, als „*I. conformata*"), Kuyper (1986, als „*I. phaeocomis* var. *phaeocomis*"), Kuyper (1989), Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe curtispora*** E. Ludw.: u.a. durch viel kürzere Sporen und kürzere, in der Regel nicht (sub)kopfige Hymenialzystiden – vgl. Ludwig (2017) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe drenthensis*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch oft orange getönte Hutmitte, viel kürzere Sporen und kürzere, im Allgemeinen nicht (sub)kopfige Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe gaiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch reichliche grauliche Velipellis, kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe gracillima*** Carteret & Reumaux: u.a. durch in der Regel sehr kleinen Hut, stark sparrig aufgeschuppte Hutoberfläche, viel kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Carteret & Reumaux (2012) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe lampetiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch im Durchschnitt breitere Sporen, kürzere, nicht (sub)lanzettliche Hymenialzystiden und Standort auf sehr nassem saurem Boden – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe minima*** Peck: u.a. durch kürzere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Peck (1913) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe obscuroides*** P.D. Orton: u.a. durch in der Regel größere und stämmigere Fruchtkörper mit (sparrig) aufschuppender Hutoberfläche, braun überfaserten Stiel, kürzere Sporen und im Durchschnitt kürzere, aber breitere Hymenialzystiden – Orton (1960), Kuyper (1986, als „*I. phaeocomis* var. *major*"), Stangl (1989, als „*I. phaeocomis* var. *major*"), Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe sitibunda*** Bandini, B. Oertel & Eberh.: u.a. durch in der Regel dunklere Hutfarbe, kürzere Sporen und kürzere, gewöhnlich nicht beinahe lanzettliche Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2021b).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. enteluri* hinsichtlich der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe amethystina, I. cincinnata, I. curtispora, I. drenthensis, I. gaiana, I. gracillima, I. lampetiana, I. obscuroides* und *I. sitibunda.*

Inocybe juturnae Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. **Abb. 7**

MycoBank-Nummer: MB 847509

Etymologie: nach der gleichnamigen latinischen Quellnymphe, da die Art in sehr feuchtem Quellgebiet gefunden wurde.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, TK25 8429/1, 900 m ü. NN, sehr feuchtes Gelände mit *Alnus incana*, *Picea abies*, *Corylus avellana*, *Salix* spec., *Fagus sylvatica*, 12. Sep. 2021, leg. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901767; Isotyp priv. Herb. D.B. DB12-9-21-8). GenBank OQ324780.

Diagnosis: *Inocybe juturnae* has a warm yellow pileus colour, smooth to minutely rimulose pileus surface, whitish velipellis, a stipe pruinose only near the apex, smooth spores measuring 7.9–10.1 µm (av. 9.0 µm) × 4.2–5.3 µm (av. 4.8 µm), and mostly (sub)fusiform, usually rather short hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 38–66 µm (av. 50 µm) × 10–19 µm (av. 13 µm), and it grows on moist locations with *Alnus*/*Salix*. This combination of characters distinguishes *I. juturnae* from, e.g., *I. mystica*, *I. iseranensis* and *I. trollii*. ITS sequence data distinguish *I. juturnae* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 2–10 mm breit, anfangs (sub)konisch, später konisch-konvex oder beinahe ausgebreitet, ohne Buckel, Rand erst nach unten gebogen, dann eben; junge Fruchtkörper mit wenigen Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe warm gelb mit leicht ockerlicher Note (Mu 10YR 7/6–7/8, 8/8); Oberfläche glatt bis feinfilzig, später fein rimulos zum Rand hin; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Cortina.

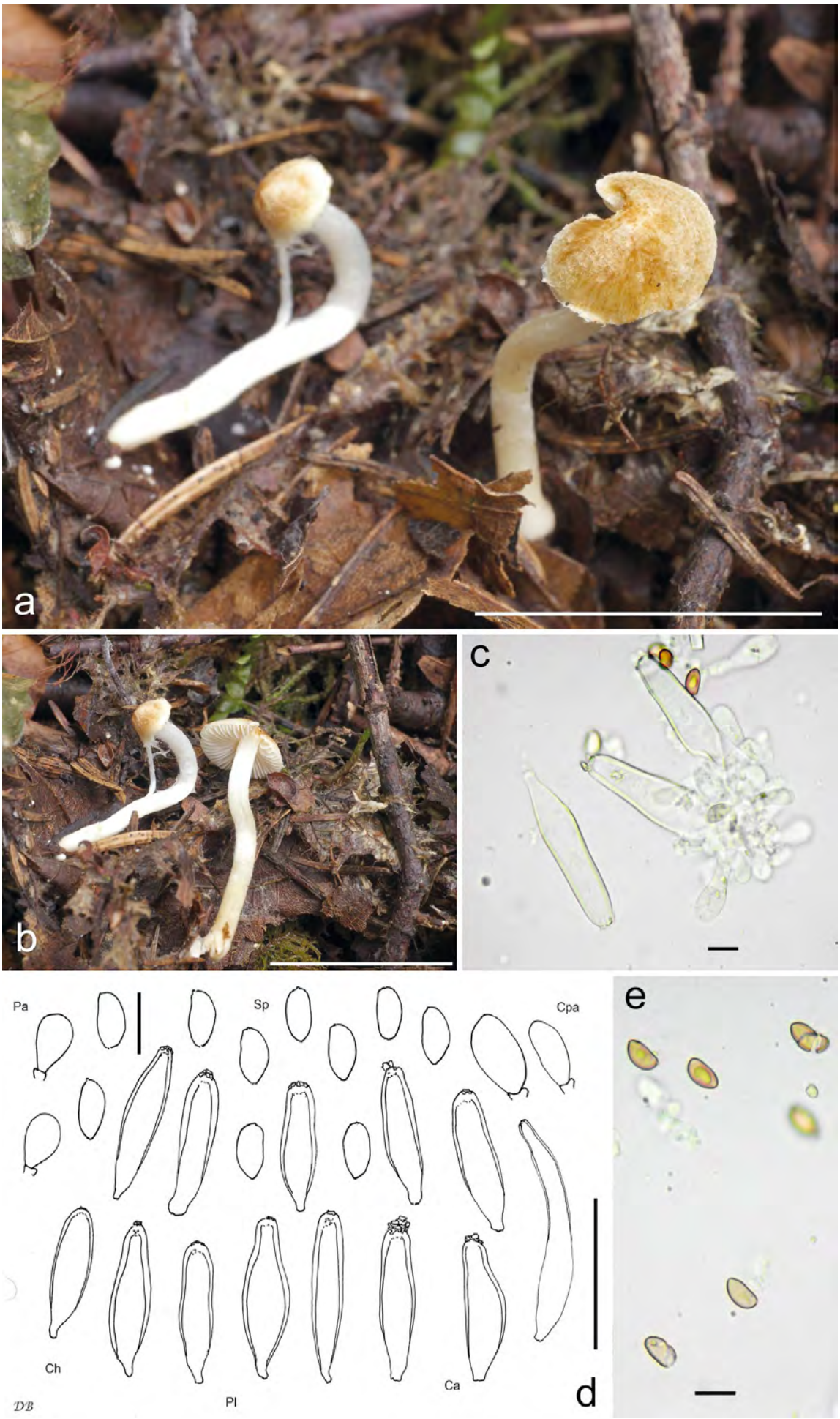

Abb. 7a-e – *Inocybe juturnae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901767); b Holotyp; c Cheilozystiden vom Holotyp; d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen (DB13-9-21-27).

Lamellen normal bis beinahe entfernt stehend (ca. 30–40 (45), l = 1–3), ausgebuchtet angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, später schmutzig weißlich; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 30–45 × 1–2 mm, gebogen, anfangs gänzlich zottig weißlich überfasert, später spinnwebartig, anfangs weißlich, später schmutzig weißlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** keinen spermatischen und auch sonst keinen Geruch festgestellt. **Farbe des Exsikkats** Hut blass ockerlich (Mu 10YR 5/4–5/6), Lamellen und Stiel gleichfarben oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.
Sporen 7,9–9,0–10,1 µm (SD 0,4 µm) × 4,2–4,8–5,3 µm (SD 0,2 µm); Q = 1,7–2,1–1,9 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, manchmal mit abgeflachten Seiten, mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)akut, mit schwachem Pseudoporus. **Basidien** 23–28 × 7–9 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 38–48–66 µm (SD 6 µm) × 10–13–19 µm (SD 2 µm); Q = 2,8–3,8–5,8 (SD 0,6) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)fusiform, manchmal (sub)utriform, in der Regel ohne, zuweilen mit kurzem mehr oder weniger abgerundeten Hals, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex mit oder ohne Kristalle(n), Wände bis zu 2,5 (3,0) µm dick am Apex, meist zum Apex hin stark verdickt, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten bis subovoiden, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3–14 µm breiten, nicht inkrustierten, parietal gelb-ockerlichen Hyphen, und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 40–80 × 10–15 µm, kürzere (sub)fusiforme oder (sub)utriforme vermischt mit viel längeren, (sub)fusiformen bis (sub)lageniformen Zystiden, ohne oder mit nur kurzem Hals, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex mit oder ohne Kristalle(n), Wände bis zu 2,0 µm (2,5 µm) dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit einigen (sub)ovoiden, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von unseren eigenen beiden Kollektionen aus Deutschland sowie mutmaßlich von einer Sequenz in GenBank aus Frankreich (JX258831, als „*I. auricoma*“) sowie einer Bodenprobensequenz aus Estland (UDB062747) sowie diversen Bodenprobensequenzen aus den USA (z.B. UDB01829211), und wir haben Kenntnis von einer Sequenz aus Norwegen. Die Art wuchs auf sehr feuchtem, basischem Boden mit Laubbäumen (*Alnus*/*Salix*).

Weitere untersuchte Kollektion

Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, TK25 8429/1, 883 m ü. NN, sehr nasses Gelände mit *Alnus viridis*, *Salix* spec., 13. Sep. 2021, leg./det. D. Bandini (DB13-9-21-27).

Wesentliche Charakteristika: ● kleiner Hut; ● gelbe Hutfarbe; ● glatte, feinfilzige bis fein rimulose Hutoberfläche; ● weißliche Velipellis; ● Stiel nur oben bereift; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 9,0 × 4,8 µm; ● meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden; ● Standort sehr feucht bei Laubbäumen (*Alnus*/*Salix*).

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. juturnae*:

- ***Inocybe adorabilis*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch größere Fruchtkörper, intensivere Hutfarbe, auch unterhalb der Mitte bereiften Stiel, Hymenialzystiden zuweilen mit abgerundeter Basis und trockeneren Standort bei Nadelbäumen – vgl. Bandini et al. (2022b).
- ***Inocybe audens*** Bandini, Christan & Dondl: u.a. durch größere und stabilere Fruchtkörper, oft dunklere Hutfarbe, breitere Sporen, im Durchschnitt längere Hymenialzystiden sowie Standort bei Nadelbäumen – vgl. Bandini et al. (2021a).
- ***Inocybe heterosemen*** Carteret & Reumaux: u.a. durch Hutfarbe mit rötlicher Note im Zentrum und viel kleinere Sporen und Hymenialzystiden – vgl. Carteret & Reumaux (2012), Bandini et al. (2022b).
- ***Inocybe iseranensis*** E. Ferrari: u.a. durch Hutfarbe mit orange-rötlicher Note, weniger glatte Hutoberfläche, gelblichen bis gelblich-ockerlichen Stiel und kürzere Sporen – vgl. Ferrari (2010), Bandini et al. (2022b).
- ***Inocybe langei*** R. Heim: u.a. durch größere Fruchtkörper, viel kleinere Sporen und Hymenialzystiden oft mit abgerundeter oder schlaufenförmiger Basis – vgl. Heim (1931), Kuyper (1986), Stangl (1989), Poirier (2002, als „*I. sulfovirescens*“), Ferrari (2006), Ludwig (2017), Bandini et al. (2022b).
- ***Inocybe leochroma*** Bandini, Vauras & B. Oertel: u.a. durch größeren Hut, leuchtendere orangelich getönte Hutfarbe, auch unterhalb der Stielmitte mit grober Pruina bereiften Stiel, kürzere Sporen und Standort bei Nadelbäumen – vgl. Bandini et al. (2019).
- ***Inocybe morganae*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch auch unterhalb der Mitte bereiften Stiel, größere Sporen und Geruch nach Bittermandeln – vgl. Bandini et al. (2022b).
- ***Inocybe mystica*** Stangl & Glowinski: u.a. durch größeren Hut, kürzere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Stangl & Glowinski (1980), Carteret & Reumaux (2001).

- ***Inocybe queletii*** Konrad: u.a. durch größeren Hut, größere Sporen, Hymenialzystiden mit dickeren Wänden und Standort bei Nadelbäumen (*Abies*) – vgl. Konrad (1929), Kuyper (1986), Stangl (1989) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe trollii*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch größeren Hut, leuchtendere Hutfarbe, weniger glatte Hutoberfläche und größere Sporen – vgl. Bandini et al. (2022c).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. juturnae* hinsichtlich der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe adorabilis, I. audens, I. heterosemen, I. iseranensis, I. morganae* und *I. trollii.*

Kommentar: Der oben erwähnte Fund aus Frankreich wurde von H. Huijsman als *I. auricoma* bezeichnet (siehe GenBank). Der Protolog von *I. auricoma* (Batsch) Sacc. bei Batsch (1783) ist allerdings sehr kurz und viel zu unspezifisch, um eine auch nur irgendwie sichere Identifizierung der Art zu erlauben, und ein Typusbeleg ist nicht vorhanden. In jedem Fall fehlen bei *I. juturnae* die in der Beschreibung erwähnten bräunlichen Hutfasern.

Inocybe phari Bandini & G. Bandini spec. nov. **Abb. 8**

MycoBank-Nummer: MB 847510

Etymologie: nach Lateinisch „pharus", „Leuchtturm", da die Art in der Nähe des Leuchtturms der niederländischen Insel Ameland gefunden wurde.

Holotyp: Niederlande, Friesland, Ameland, Hollum, Nähe Leuchtturm, 2 m ü. NN, weiße Dünen mit *Salix repens*, 16. Okt. 2014, leg. D. & G. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901774; Isotyp priv. Herb. D.B. DB16-10-14-1). GenBank OQ324787.

Diagnosis: *Inocybe phari* has a nut-brown to reddish tinged brown pileus colour, up to minutely rimulose pileus surface, a stipe with blueish or blueish-greenish tinges and pruinose only near the apex, usually rather narrow smooth spores measuring 8.3–10.9 µm (av. 9.7 µm) × 4.5–5.7 µm (av. 4.9 µm), and mostly (sub)cylindrical or (sub)utriform, rather thin-walled hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 37–61 µm (av. 54 µm) × 12–20 µm (av. 15 µm), and it grows on calcareous dune sand with *Salix*. This combination of characters distinguishes *I. phari*, e.g., from *I. aeruginascens* and *I. pintureaui*. ITS sequence data distinguish *I. phari* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20–30 mm breit, anfangs beinahe glockig bis ausgebreitet, ohne oder mit nur niedrigem breitem Buckel, Rand erst eingebogen, dann nach unten gebogen bis eben; junge Fruchtkörper mit sehr dünnen und flüchtigen Resten einer graulichen Velipellis; Farbe gleichmäßig nussbraun bis braun mit rötlicher Note (Mu 10YR 5/6–5/8; 7.5YR 5/4–5/6) und teilweise mit schwachen Spuren von Grau aufgrund der Velipellis; Oberfläche zunächst seidig glatt, später fein rimulos zum Rand hin; keine Reste einer Cortina beobachtet. **Lamellen** normal stehend (ca. 40–50, l = 1–3), ausgebuchtet angewachsen, wenig bauchig bis bauchig, erst blassgraulich, dann graulich-bräunlich mit dunkleren Flecken; Schneide gezähnelt, weißlich bis gleichfarben. **Stiel** 45–60 × 5–8 mm, stämmig, zylindrisch, anfangs gänzlich dünn weißlich überfasert, später fast glatt, blass elfenbeinfarbig; nur oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel, mit einer bläulichen oder bläulich-grünlichen Note in der Stielbasis. **Geruch** angenehm aromatisch, leicht duftig, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun (Mu 10YR 3/4–3/6), Lamellen und Stiel etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.
Sporen 8,3–<u>9,7</u>–10,9 µm (SD 0,5 µm) × 4,5–<u>4,9</u>–5,7 µm (SD 0,2 µm); Q = 1,7–<u>2,0</u>–2,3 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut. **Basidien** 24–31 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 37–<u>54</u>–61 µm (SD 6 µm) × 12–<u>15</u>–20 µm (SD 2 µm); Q = 2,6–<u>3,6</u>–4,4 (SD 0,4) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)zylindrisch oder (sub)utriform, manchmal subclavat, am Apex in der Regel weit, ohne oder mit nur sehr kurzem Hals, oft subkopfig mit abgerundetem Apex, meist ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 0,5 (1,5) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber variabler in der Form; vermischt mit länglichen subzylindrischen oder subclavaten dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3–11 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 25–50 × 10–18 µm, meist deformiert (sub)utriform, ohne oder mit nur kurzem Hals, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 0,5 µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen (sub)clavaten

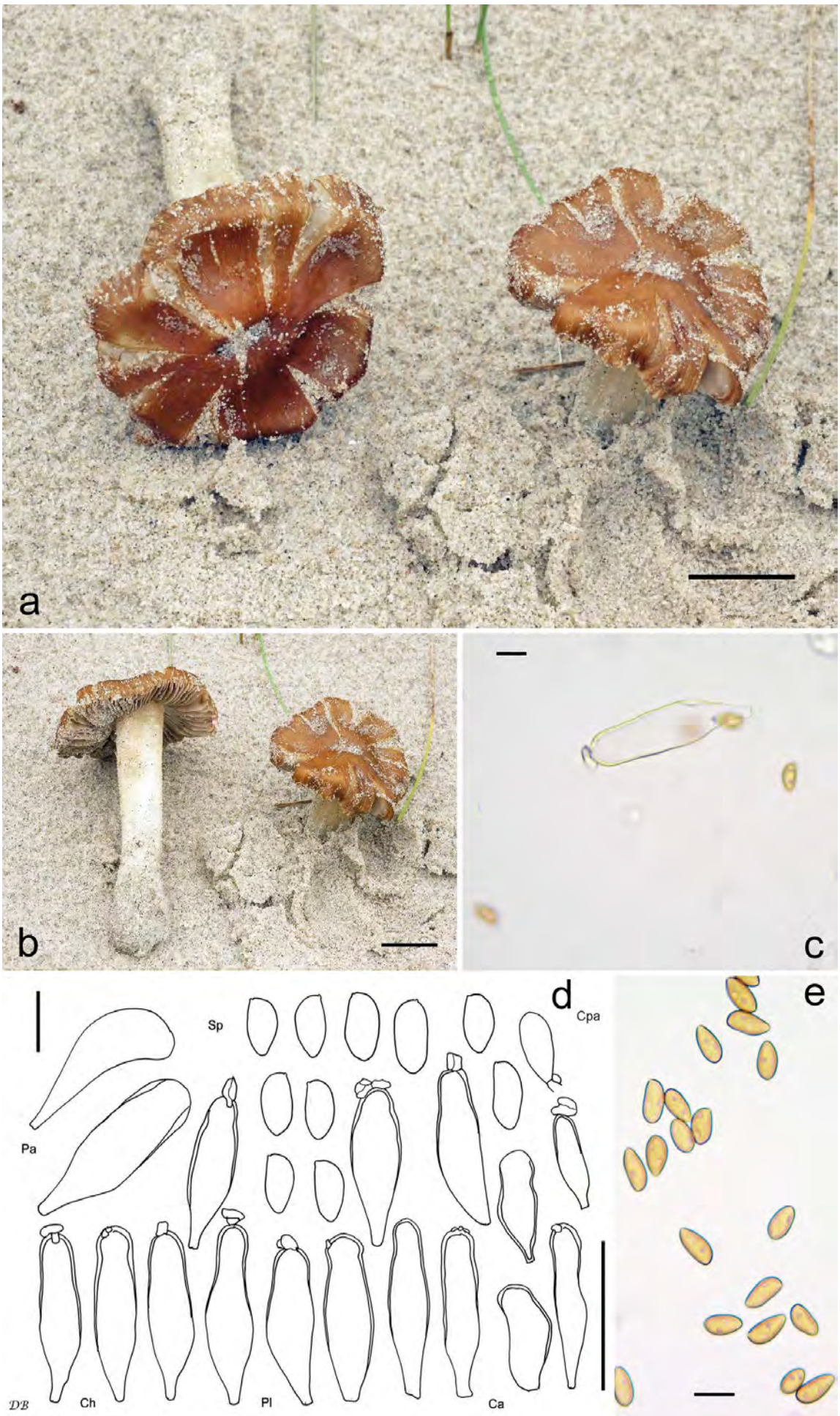

Abb. 8a-e – *Inocybe phari*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901774); b Holotyp; c Cheilozystide vom Holotyp; d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen (DB9-9-22-8).

bis subglobosen, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung
Unsere beiden Kollektionen wurden in den weißen Dünen der Nordseeinsel Ameland gefunden und wuchsen bei *Salix repens*. Unter den ähnlichsten Sequenzen befinden sich u.a. eine Fruchtkörper-Sequenzen in GenBank aus Italien (JF908159, als „*I. aeruginascens*“ und JF908160, als „*I. auricoma*“, Osmundson et al. 2013) und eine aus Argentinien (MH930393, bei *Salix*) sowie eine EcM-Sequenz aus China (AB369542.2, mit *Salix linearistipularis*). Da hier zwei weitere Male *Salix* als Begleitbaum genannt wird, ist es möglich, dass die Sippe zumindest häufig mit *Salix* fruktifiziert.

Weitere untersuchte Kollektion
Niederlande, Friesland, Ameland, Hollum, 1 m ü. NN, weiße Dünen mit *Salix repens*, 9. Sep. 2022, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB9-9-22-8).

Wesentliche Charakteristika: ● nussbraune bis rötlich überhauchte braune Hutfarbe; ● seidig glatte bis fein rimulose Hutoberfläche; ● dünne und flüchtige grauliche Velipellis; ● Stiel oben bereift und mit bläulicher bis bläulich-grünlicher Note in der Stielbasis; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 9,7 × 4,9 µm; ● meist (sub)zylindrische oder (sub)utriforme Hymenialzystiden mit recht dünnen Wänden; ● Standort kalkreicher Dünensand mit *Salix*.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. phari*:

- ***Inocybe aeruginascens*** Babos: u.a. durch kürzere Sporen, im Durchschnitt kürzere, aber breitere Hymenialzystiden und Standort oft auf nährstoffreichem Boden – vgl. Babos (1968), Bohus (1970), Drewitz (1983), Kuyper (1986), Gartz (2011).
- ***Inocybe amelandica*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch blassere Hutfarbe immer ohne bläulich-grünliche Farbnuance, gänzlich bereiften Stiel, größere Sporen und größere Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2020a).
- ***Inocybe haemacta*** (Berk. & Cooke) Sacc.: u.a. durch nicht einheitliche, zum Rand hin oft sehr blasse Hutfarbe, bei Berührung oder mit zunehmendem Alter rötendes Fleisch, Geruch nach Pferdestall, größere Sporen sowie Standort nicht in Dünensand und meist bei *Corylus* – vgl. Cooke (1882), Kühner (1955), Stangl (1971, 1989), Kuyper (1986).
- ***Inocybe pintureaui*** Duchemin ex Bon (non *Inocybe pintureaui* Duchemin ss. orig., nom. inval., Art. 46.3, Ex. 23): u.a. durch in der Mitte aufschuppende und zum Rand hin fibrillose Hutoberfläche, im Durchschnitt breitere Sporen und längere Hymenialzystiden sowie Standort auf nährstoffreichem Boden bei *Picea* und *Urtica* – vgl. Bon (1997b).
- ***Inocybe pintureaui*** Duchemin ss. orig. nom. inval.: u.a. durch weniger glatte Hutoberfläche, oft tropfen- oder birnenförmige Sporen mit oft zweisporigen Basidien und daher uneinheitlich in der Größe sowie nicht subkopfige Hymenialzystiden – vgl. Duchemin (1979) und eigene Untersuchungen.
- ***Inocybe pseudohaemacta*** Bon & Courtec.: u.a. durch olivliche Hutfarbe mit Kupfernote, breitere Hymenialzystiden und Standort nicht in Dünensand – vgl. Bon (1985).
- ***Inocybe serotina*** Peck: u.a. durch reichliche Velipellis, Fruchtkörper immer ohne bläulich-grünliche Farbnuance, gänzlich bereiften Stiel und größere Sporen – vgl. Peck (1904), Kuyper (1986).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. phari* hinsichtlich der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe amelandica, I. pintureaui* und *I. pseudohaemacta.*

Kommentar: Es ist zu erwarten, dass – ebenso wie bei *I. haemacta* oder *I. aeruginascens* – bläulich-grünliche Farbnuancen nicht immer, bzw. nicht in allen Altersstadien auftreten, was der Grund dafür sein dürfte, dass ein Fund dieser Sippe (siehe oben) als *I. auricoma* bezeichnet wurde (zu *I. auricoma* siehe oben Kommentar zu *I. juturnae*). – Marcel Bon hat *I. pintureaui*, zu der Duchemin (1979) keinen Typus bestimmt hatte, validiert, indem er (Bon 1997b) nachträglich einen Holotyp bestimmt hat. Leider hat er eine Aufsammlung gewählt, die aus einem völlig anderen Habitat stammt, nämlich nicht, wie die Kollektionen von Duchemin von kalkreichen Sanddünen am Meer (Duchemin 1979), sondern von einem Wegrand im Inland mit Fichte als Begleitbaum und Brennnesseln in der Nähe (siehe Bon 1997b und Aufschrieb zum Holotyp). Wir hatten die Gelegenheit, sowohl Material dreier Kollektionen, die Duchemin (1979) bei der Beschreibung seiner Art verwendet hat, als auch den von Bon gewählten Holotyp zu untersuchen. Der mikroskopische Befund zeigte, dass es sich bei Duchemins Originalkonzept und der Bonschen Interpretation um zwei verschiedene Arten handelt. Nomenklatorisch ist allein der von Bon gewählte Holotyp von Bedeutung, so dass die gültig veröffentlichte Art ss. Bon nicht identisch ist mit der ungültigen Art ss. Duchemin.

Inocybe telluris Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. **Abb. 9**

MycoBank-Nummer: MB 847511

Etymologie: Genitiv von Lateinisch „tellus", „Erde", da die Art in der Hutmitte oft erdfarben ist.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, TK25 8429/1, 900 m ü. NN, *Alnus incana*, *Picea abies*, *Corylus avellana*, *Fagus sylvatica*, 13. Sep. 2021, leg. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901770; Isotyp priv. Herb. D.B. DB13-9-21-24). GenBank OQ324783.

Diagnosis: *Inocybe telluris* has a straw-yellow to pale ochraceous pileus colour towards the margin, and at the centre often brownish, felty pileus surface, whitish to pale straw-coloured velipellis, a stipe pruinose on entire length, smooth spores measuring 8.4–11.1 µm (av. 9.9 µm) × 4.8–6.3 µm (av. 5.5 µm), mostly (sub)-fusiform hymenial cystidia with rather long neck, pleurocystidia measuring 45–82 µm (av. 66 µm) × 12–23 µm (av. 17 µm), and it grows on basic often rather moist soil. This combination of characters distinguishes *I. telluris* from other species similar to *I. pholiotinoides* group, such as *I. pholiotinoides* itself, *I. carissima* and *I. orioli*. ITS sequence data distinguish *I. telluris* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5–15 mm breit, anfangs (sub)konisch, später konisch-konvex bis ausgebreitet, ohne oder mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand nach unten gebogen bis eben; junge Fruchtkörper mit einer dicken Schicht weißlicher bis blass strohfarbener Velipellis bedeckt; Farbe außerhalb der Mitte strohfarben bis blassockerlich, im Zentrum oft bräunlich bis braun, zuweilen mit rötlicher Note, mit zunehmendem Alter auch gänzlich ockerlich mit orange-fuchsiger Note (Mu 10YR 7/4–7/6, 6/4–6/6; 5/6–5/8; 7.5YR 7/6–7/8, 6/6–6/8); Oberfläche feinfilzig bis dicht filzig mit nicht divergierenden Fasern; keine Reste einer Cortina beobachtet. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 25–30, l = 1–3), zuweilen etwas dicklich, mit (beinahe) herablaufendem Zahn angewachsen, bauchig, anfangs blass strohfarben, dann blass gelblich-graulich bis, wenn alt, intensiv ockerlich-orange, manchmal mit rostigen Flecken; Schneide gezähnelt, weißlich bis gleichfarben. **Stiel** 30–50 × 1–2 mm, zylindrisch oder leicht gebogen, anfangs gänzlich dicht weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, blass strohfarben, gelblich bis fleischfarben; auf ganzer Länge bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, weißlich bis blass strohfarben im Stiel. **Geruch** keinen spermatischen oder sonstigen Geruch festgestellt. **Farbe des Exsikkats** Hut ockerbraun bis nussbraun (Mu 10YR 5/4–5/6), Lamellen und Stiel gleichfarben oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,4–9,9–11,1 µm (SD 0,5 µm) × 4,8–5,5–6,3 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,6–1,8–2,0 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, meist ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut, manchmal beinahe ausgezogen mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 21–28 × 7–9 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 45–66–82 µm (SD 8 µm) × 12–17–23 µm (SD 3 µm); Q = 2,5–3,9–5,5 (SD 0,8) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)fusiform, auch (sub)utriform, oft mit recht langem Hals, meist mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 3,5 (4,0) µm dick am Apex, gelb-grün mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen, oft recht großen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5–12 µm breiten, mit ockerlichem bis gelbem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, 45–79 × 8–13 µm, meist etwas deformiert (sub)utriform oder (sub)fusiform, mit oder ohne Hals, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 µm dick am Apex, zuweilen recht dünnwandige Zystiden vermischt mit dickwandigeren, gelb-grün mit 3 % KOH; vermischt mit (sub)clavaten, dünnwandigen, farblosen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Unsere eigenen Kollektionen wuchsen in Deutschland und Österreich auf meist recht feuchtem basischem Boden in der Nähe von Gewässern meist bei *Alnus*, aber auch bei *Picea abies*. Außerdem ist die Art mutmaßlich durch eine Fruchtkörpersequenz aus China nachgewiesen (MZ063056, als „*I. ionochlora*") sowie durch zahlreiche EcM- und/oder Boden-Sequenzen aus China (z.B. LR602464), Estland (z.B. UDB01893810), Indien (UDB0767195), Lettland (z.B. UDB01916907) und Russland (z.B. UDB03620687). Es es könnte sich also um eine in Eurasien weit verbreitete Art handeln.

Weitere untersuchte Kollektionen

Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, Achtal, TK25 8429/1, 950 m ü. NN, sehr nasser Boden mit *Alnus incana*, *Picea abies*, 13. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB13-9-18-1). – Tirol, Reutte, ÖK25V 2215-West, 750 m ü. NN, *Picea abies*, 14. Sep. 2020, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-9-20-3).

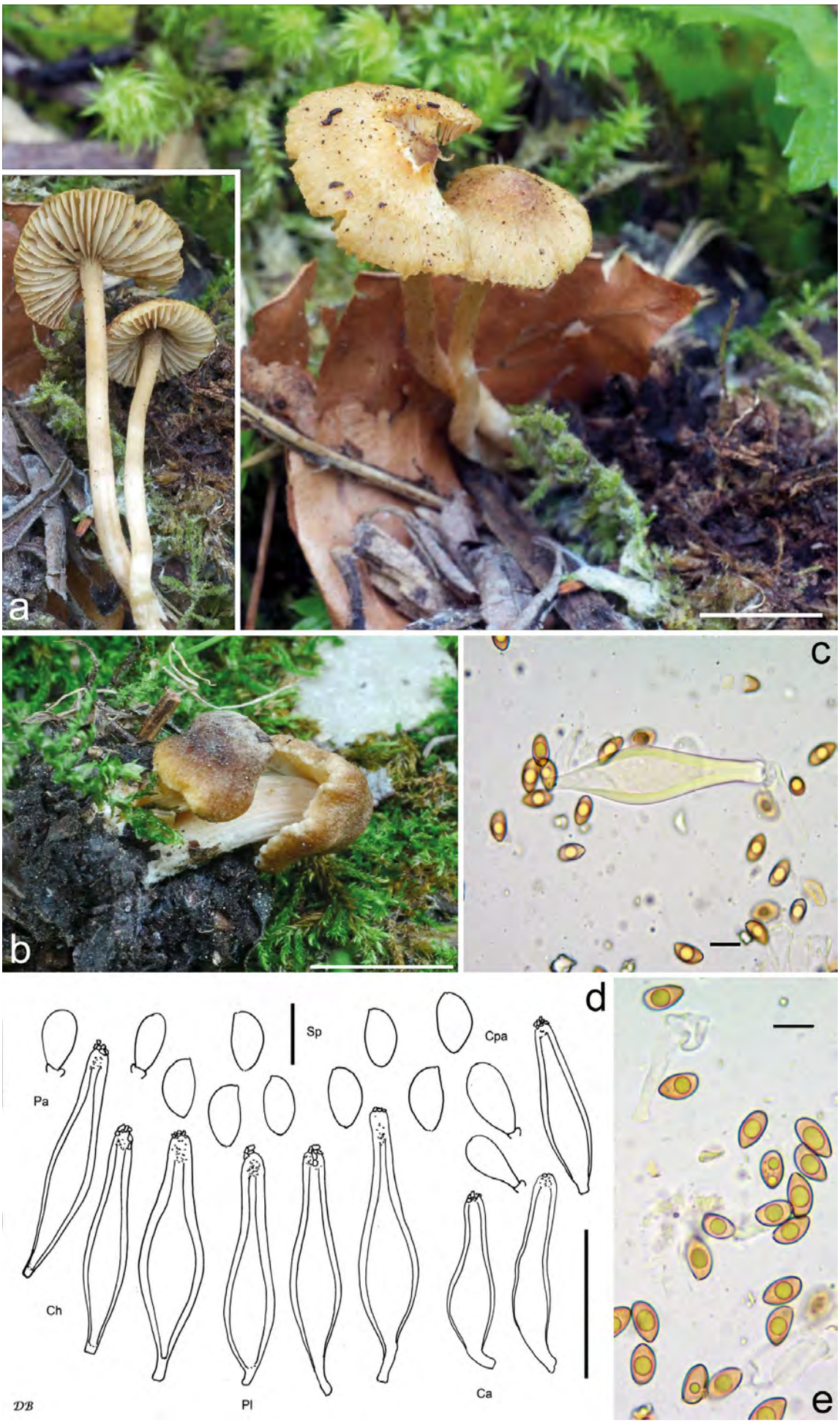

Abb. 9a-e – *Inocybe telluris*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901770); b DB26-7-18-26; c Cheilozystide (DB13-9-18-1); d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen (DB13-9-18-1).

– Ibidem, in einiger Entfernung, 750 m ü. NN, *Picea abies*, 14. Sep. 2020, leg./det. D. Bandini (DB14-9-20-9). – Bayern, Ostallgäu, Pfronten, TK25 8429/1, 900 m ü. NN, *Alnus incana*, *Picea abies*, *Corylus avellana*, *Fagus sylvatica*, 13. Sep. 2021, leg./det. D. Bandini (DB13-9-21-24). – **Österreich,** Oberösterreich, Braunau am Inn, Oberrothenbuch, „Riviera", ÖK25V 3321-Ost, 355 m ü. NN, Auwald am Inn mit *Carpinus betulus*, *Alnus* spec., *Quercus robur*, *Fraxinus excelsior*, *Pinus sylvestris*, 26. Jul. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB26-7-18-26).

Wesentliche Charakteristika: ● strohfarbene bis blassockerliche, im Zentrum oft bräunliche bis braune Hutfarbe; ● filzige Hutoberfläche; ● weißliche bis blass strohfarbene Velipellis; ● ganz bereifter Stiel; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 9,9 × 5,5 µm; ● meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden mit stark auf KOH reagierenden Wänden; ● Standort auf basischem, meist recht feuchtem Boden, meist mit *Alnus* und *Picea*.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. telluris*:

- ***Inocybe alcis*** Bandini, Vauras & B. Oertel: u.a. durch im Allgemeinen dunklere Hutfarbe, anfangs leuchtend weiße Lamellen, und im Durchschnitt breitere Sporen – vgl. Bandini et al. (2022a).
- ***Inocybe carissima*** Bandini, Hussong & Brandrud: u.a. durch manchmal intensiv gelben Stiel, kleinere Sporen und subalpinen Standort – vgl. Bandini et al. (2022a).
- ***Inocybe ionochlora*** Romagn: u.a. durch häufig starken Farbkontrast, oft olivliche Note in der Hutfarbe und am Apex violetten Stiel – vgl. Romagnesi (1979), Bandini et al. (2013).
- ***Inocybe muricellata*** Bres.: u.a. durch in der Regel mehr orange-rötliche Hutmitte, oft aufschuppende bis beinahe sparrige Hutoberfläche, rötlichen Stiel und kürzere Sporen – vgl. Bresadola (1905), Kuyper (1986), Stangl (1989) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe orioli*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch gewöhnlich intensivere und leuchtendere Hutfarbe, gelblichere Lamellen und Stiel und im Durchschnitt kürzere Sporen – vgl. Bandini et al. (2022a).
- ***Inocybe pallidolutea*** Carteret & Reumaux: u.a. durch aufschuppende Hutoberfläche, kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Carteret & Reumaux (2017).
- ***Inocybe pholiotinoides*** Romagn.: u.a. durch größere Hüte, im Allgemeinen leuchtendere und intensivere Hutfarbe, bei zunehmendem Alter im Zentrum des Hutes aufbrechende Fäserchen und längere Caulozystiden – vgl. Romagnesi (1979), Kuyper (1986), Jacobsson & Larsson (2012, als „*I. muricellata*"), Ludwig (2017), Bandini et al. (2022a).
- ***Inocybe soliana*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch größeren Hut, oft schmutzigere Hutfarbe, bis zu honiggelbem Stiel und Fleisch, größere Sporen und im Durchschnitt längere Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2022c).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine bereits beschriebene Art bekannt, die *I. telluris* hinsichtlich der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe alcis, I. carissima, I. orioli, I. pallidolutea, I. pholiotinoides* und *I. soliana.*

Inocybe thrudiae Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. **Abb. 10**

MycoBank-Nummer: MB 847512

Etymologie: nach Thrud, der nordischen Göttin der Stärke und Kraft, da die Art die Kraft hat, auf zuzeiten überflutetem Sand zu wachsen.

Holotyp: Österreich, Tirol, Reutte, Forchach, ÖK25V 2215-West, 910 m ü. NN, zuzeiten überflutetes Ufer des Lech bei *Salix* spec., 11. Sep. 2018, leg. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901771; Isotyp priv. herb. D.B. DB11-9-18-9). GenBank OQ324784.

Diagnosis: *Inocybe thrudiae* has a pale nut-brown to dark brown pileus colour, up to finely innately fibrillose pileus surface, a stipe pruinose only near the apex, smooth spores measuring 7.8–10.0 µm (av. 8.9 µm) × 4.6–5.8 µm (av. 5.2 µm), and mostly (sub)-utriform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 44–70 µm (av. 60 µm) × 10–19 µm (av. 14 µm), and it grows on calcareous sandy soil, probably with frondose trees. This combination of characters distinguishes *I. thrudiae* from, e.g., *I. ghibliana*, *I. semifulva* and *I. laurina*. ITS sequence data distinguish *I. thrudiae* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 15–30 mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit breitem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen, später nach unten gebogen, dann eben; keine Reste einer Velipellis beobachtet; Farbe blass nussbraun bis

Abb. 10a-e – *Inocybe thrudiae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901771); b DB29-9-19-8; c Cheilozystiden (DB29-9-19-8); d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen (DB29-9-19-11).

dunkelbraun mit oder ohne rötliche oder orangeliche Note (Mu 10YR 6/6–6/8, 5/6–5/8, 3/3–3/6; 7.5YR 4/4–4/6, 3/4), gelegentlich etwas dunkler in der Hutmitte; Oberfläche glatt bis fein rimos oder fein eingewachsen faserig; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** beinahe entfernt bis normal stehend (ca. 30–50, l = 1–3), breit angewachsen oder mit herablaufendem Zahn angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs weißlich, später braun mit rötlicher Note; Schneide gezähnelt, weißlich bis gleichfarben. **Stiel** 25–40 × 1–3 mm, zylindrisch, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs blass fleischfarben, später blassbräunlich bis braun, oben anfangs rötlich; nur oben bereift. **Fleisch** wässerig oder schmutzig weißlich in Hut und Stiel, aber rötlich in der Rinde nahe dem Apex. **Geruch** (sub)spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut braun bis dunkelbraun (Mu 10YR 4/4–4/6, 3/2–3/6), Lamellen teilweise heller, Stiel gleichfarben oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,8–8,9–10,0 µm (SD 0,5 µm) × 4,6–5,2–5,8 µm (SD 0,2 µm); Q = 1,5–1,7–2,1 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut, subobtus. **Basidien** 25–31 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,0 µm. **Pleurozystiden** 44–60–70 µm (SD 7 µm) × 10–14–19 µm (SD 2 µm); Q = 2,9–6,4–4,4 (SD 0,8) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)utriform, zuweilen (sub)lageniform oder (sub)fusiform, oft Übergang von Bauch zu Hals deutlich markiert, am Apex weit, mit kürzerem oder längerem Hals, meist mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,5 (3,0) µm dick am Apex, beinahe farblos bis blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4–8 (10) µm breiten, mit warm fuchsigem oder bernsteinfarbenem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 45–70 × 10–25 µm, meist etwas deformiert (sub)utriform, auch subzylindrisch, mit kurzem oder längerem Hals, manchmal mit leicht welligen Wänden, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 µm (2,5 µm) dick am Apex, beinahe farblos bis blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe thrudiae wurde auf kalkhaltigem sandigen Boden gefunden, die Typuskollektion bei *Salix* auf einer ufernahen Sandbank im Lech, die beiden anderen Kollektionen am Rand von zwei Parkplätzen in Norddeutschland bei Laubbäumen, vermischt mit einzelnen Nadelbäumen. Wir haben keine Kenntnis von weiteren Funden oder von Sequenzen von Fruchtkörperfunden. In UNITE gibt es aber eine Reihe von Bodensequenzen aus Estland (z.B. UDB047568) und Lettland (z.B. UDB01922172), die dieser Art entsprechen.

Weitere untersuchte Kollektionen

Deutschland, Niedersachsen, Emsland, Haren, Emmeln, TK25 3209/2, 35 m ü. NN, Mischwald, 29. Sep. 2019, leg./det. D. Bandini (DB29-9-19-8).- Ibidem, in einiger Entfernung, alt. 35 m ü. NN, Mischwald, 29. Sep. 2019, leg./det. D. Bandini (DB29-9-19-11).

Wesentliche Charakteristika: ● blass nussbraune bis dunkelbraune Hutfarbe; ● bis eingewachsen faserige Hutoberfläche; ● nur oben bereifter Stiel; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 8,9 × 5,2 µm; ● meist (sub)utriforme Hymenialzystiden; ● Standort kalkhaltiger sandiger Boden.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. thrudiae*:

- ***Inocybe astraiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch zum Rand hin ausblassende Hutfarbe, grauliche Velipellis, oft ziemlich lange und schmale Caulozystiden mit welligem Hals sowie Standort nur bei *Pinus* – vgl. Bandini et al. (2020a).
- ***Inocybe clandestina*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch oft großen Farbkontrast im Hut, grauliche Velipellis, im Allgemeinen recht schmale subzylindrische bis subfusiforme Hymenialzystiden, und meist recht lange und schmale Caulozystiden – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe ghibliana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch Vorhandensein einer Velipellis, in der Regel subfusiforme bis (sub)lageniforme Hymenialzystiden sowie Standort gewöhnlich auf besseren, zuzeiten aber sehr trockenen und sonnenexponierten Böden – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe laurina*** Bandini, B. Oertel & C. Hahn: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, größere Sporen und gewöhnlich lange, schmale Caulozystiden mit welligen Wänden sowie Standort meist bei *Pinus* – vgl. Bandini et al. (2020a).
- ***Inocybe nitidiuscula*** (Britzelm.) Lapl.: u.a. durch in der Regel mehr rötlich getönte Hutfarbe, größere

Sporen und Hymenialzystiden mit nach oben zu oft abrupt verdickten Wänden und sich stark verengenden Hälsen – vgl. Britzelmayr (1891), Stangl (1983), Kuyper (1986), Stangl (1989), Marchetti et al. (2014).

- ***Inocybe plurabellae*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch in der Regel weniger glatte Hutoberfläche, größere Sporen, lange, schmale subzylindrische oder deformierte Caulozystiden oft mit welligen Wänden sowie Standort auf besseren Böden – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe scolopacis*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch Vorhandensein einer Velipellis, im Durchschnitt längere Sporen und meist schmale subfusiforme Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe semifulva*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch weißliche Velipellis, weniger glatte Hutoberfläche und im Durchschnitt längere, oft (sub)kopfige Hymenialzystiden – vgl. Grund & Stuntz (1981), Bandini (2014).
- ***Inocybe ukkoi*** Bandini, B. Oertel & Vauras: u.a. durch größere Sporen, meist subfusiforme Hymenialzystiden ohne oder mit nur kurzem Hals und borealen Standort – siehe unten.

DNA-Sequenz: Die größte Ähnlichkeit hinsichtlich der ITS weist *I. plurabellae* mit nur 92 % Identität auf.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe astraiana, I. clandestina, I. ghibliana, I. laurina, I. nitidiuscula, I. plurabellae, I. pseudorubens, I. scolopacis* und *I. semifulva.*

Inocybe trochili Bandini, Friebes & B. Oertel spec. nov. **Abb. 11**

MycoBank-Nummer: MB 847513

Etymologie: Genitiv von Lateinisch „trochilus", „Zaunkönig", da die Art durch ihre düstere Farbe getarnt und klein ist wie ein Zaunkönig.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Halblech, Niederbleick, TK25 8331/3, 1432 m ü. NN, 13. Aug. 2021, *Picea abies*, leg. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901768; Isotyp priv. Herb. D.B. DB13-8-21-7). GenBank OQ324781.

Diagnosis: *Inocybe trochili* has a pileus colour dark brown to almost blackish brown at the centre and outwards much paler, up to minutely felty pileus surface, on entire length, but in the lower half sparely, pruinose stipe, smooth spores measuring 8.0–10.2 µm (av. 9.2 µm) × 4.8–6.3 µm (av. 5.6 µm), and mostly (sub)utriform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 41–69 µm (av. 56 µm) × 10–21 µm (av. 14 µm), and it grows on rather humid to almost boggy soil. This combination of characters distinguishes *I. trochili* from, e.g., *I. clandestina*, *I. pipilikae* and *I. athenana*. ITS sequence data distinguish *I. trochili* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5–20 mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst schwach nach unten gebogen, dann eben oder auch etwas nach oben gebogen; keine Reste einer Velipellis beobachtet; Farbe dunkelbraun bis beinahe schwärzlich-braun in und um die Mitte (Mu 10YR 3/4–3/6; 7.5YR 3/4), zum Rand hin viel blasser, bis hin zu beinahe beige, teilweise aufgrund von spinnwebartigen Cortinafäden; Oberfläche anfangs glatt, später feinfilzig; junge Fruchtkörper mit Resten einer blassen Cortina. **Lamellen** beinahe entfernt stehend (ca. 30–40, l = 1–3), schmal angewachsen, (wenig) bauchig, anfangs beige, später blass graulich-bräunlich, mit zunehmendem Alter mehr bräunlich; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 25–40 × 1–2 mm, zylindrisch oder gebogen, sich manchmal zur Basis hin verdickend, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs beige, später bräunlich; auf ganzer Länge bereift, aber spärlich in der unteren Hälfte. **Fleisch** weißlich im Hut, bräunlich direkt unter der Oberfläche, weißlich im Stiel, später rötlich-bräunlich in der Rinde. **Geruch** spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun (Mu 10YR 3/4–3/6; 7.5YR 3/4), Lamellen heller, und Stiel mit deutlichem Rotton; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,0–<u>9,2</u>–10,2 µm (SD 0,5 µm) × 4,8–<u>5,6</u>–6,3 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5–<u>1,6</u>–1,9 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, gewöhnlich ohne ausgeprägte Hilardepression, Apex (sub)akut. **Basidien** 23–28 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 41–<u>56</u>–69 µm (SD 6 µm) × 10–<u>14</u>–21 µm (SD 3 µm); Q = 2,7–<u>4,1</u>–5,9 (SD 0,9) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)utriform, zuweilen (sub)zylindrisch bis subovoid, in der Regel mit recht kurzem Hals, mit kurzem Fuß, Apex mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (2,0) µm dick am Apex, aber meist recht dünn und gleichmäßig breit an Bauch und Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber zuweilen variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)-clavaten bis subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis,

Abb. 11a-e – *Inocybe trochili*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901768); b DB20-7-18-Friebes; Foto: G. Friebes; c Cheilozystide vom Holotyp; d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen vom Holotyp.

bestehend aus 4–11 µm breiten, mit braunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, aber spärlich in der unteren Hälfte, 45–80 × 10–15 µm, (sub)utriform bis subzylindrisch, ohne, mit kurzem oder längerem Hals und manchmal mit welligen Wänden, mit kurzem Fuß, Apex mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 µm (1,5 µm) dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen (sub)clavaten bis (sub)-ovoiden oder subglobosen, dünnwandigen, farblosen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Unsere eigenen beiden Funde stammen aus Deutschland und Österreich, beide aus hochmontanen Lagen und beide bei Nadelbäumen gefunden. Die Art ist mutmaßlich auch von einer Fruchtkörper-Sequenz aus Schweden in GenBank bekannt (FN550918, als „*I.* cf. *nitidiuscula*“) und einer Fruchtkörper-Sequenz aus Kanada (OM337949, als „*Inocybe* sp.“) sowie durch EcM-Sequenzen aus Alaska (u.a. JX630658, bei *Salix arctica*), aus Kanada (JX630905, mit *Salix arctica*) und Norwegen (HQ445030, bei *Dryas octopetala*). Außerdem gibt es eine Bodensequenz aus alpiner Höhenstufe (MT095795). In UNITE finden sich weitere Bodensequenzen aus Alaska, Grönland, Island, Spitzbergen und Norwegen (vgl. SH3428055.09FU). Es handelt sich also wahrscheinlich um eine in nördlich(er)en Breiten, bzw. in gemäßigten Breiten ab hochmontaner Höhenstufe anzutreffende weit verbreitete Art, die sowohl mit Laub- wie mit Nadelgehölzen sowie *Dryas octopetala* fruktifiziert.

Weitere untersuchte Kollektion

Österreich, Kärnten, St. Veit an der Glan, Glödnitz, Flattnitzbach, NSG Flattnitzbach-Hochmoor, MTB 9050/1, 46,96417 N, 14,01917 E, 1339 m ü. NN, lehmiger Sand auf sandigem Geröll am Rand eines Moores, *Picea abies*, in einiger Entfernung *Pinus mugo*, 20. Jul. 2018, leg. G. Friebes; det. D. Bandini & B. Oertel (DB20-7-18-Friebes).

Wesentliche Charakteristika: ● in der Mitte dunkelbraune bis beinahe schwärzlich-braune Hutfarbe, nach außen hin viel blasser; ● glatte bis feinfilzige Hutoberfläche; ● Stiel auf ganzer Länge, in der unteren Hälfte aber nur spärlich bereift; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 9,2 × 5,6 µm; ● zumeist (sub)-utriforme Hymenialzystiden; ● Standort auf recht feuchtem bis moorigem Boden bei Nadelbäumen, bzw. in alpiner Höhenstufe mit Zwergsträuchern.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *I. trochili*:

- ***Inocybe athenana*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch Vorhandensein einer Velipellis, auch in der unteren Hälfte deutlich bereiften Stiel, im Durchschnitt kleinere Sporen und im Durchschnitt breitere Hymenialzystiden mit ungewöhnlich breitem Hals – vgl. Bandini et al. (2020a).
- ***Inocybe beatifica*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch im Allgemeinen blassere Hutfarbe, längere Sporen und gewöhnlich recht lange, schmale Hymenialzystiden zuweilen mit welligem Hals – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe clandestina*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch grauliche Velipellis, nur oben bereiften Stiel, im Allgemeinen recht schmale subzylindrische bis subfusiforme Hymenialzystiden sowie Standort oft auf sandigem Boden in niedrigerer Höhe – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe derbschii*** Schwöbel & Stangl: u.a. durch Vorhandensein einer Velipellis, nur oben bereiften Stiel und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Schwöbel & Stangl (1982), Bandini et al. (2019).
- ***Inocybe metrodii*** Stangl & J. Veselský: u.a. durch Vorhandensein einer Velipellis, auch in der unteren Hälfte deutlich bereiften Stiel und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden – vgl. Stangl & Veselský (1979), Kuyper (1986, Zeichnung von Zystiden des Holotyps), Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe nitidiuscula*** (Britzelm.) Lapl.: u.a. durch in der Regel mehr rötlich getönte Hutfarbe, Vorhandensein einer Velipellis, größere Sporen und Hymenialzystiden mit nach oben zu oft abrupt verdickten Wänden und sich stark verengenden Hälsen – vgl. Britzelmayr (1891), Stangl (1983), Kuyper (1986), Stangl (1989), Marchetti et al. (2014).
- ***Inocybe pipilikae*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch mehr rötlich getönte Hutoberfläche, Vorhandensein einer Velipellis und im Durchschnitt größere Sporen – vgl. Bandini et al. (2021a).
- ***Inocybe subbrunnea*** Kühner: u.a. durch mehr rötlich getönte und einheitliche Hutfarbe, Vorhandensein einer Velipellis und Hymenialzystiden mit typisch „sandigem” i.e. feingranulosem Apex – vgl. Kühner (1955), Larsson et al. (2014) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe tarda*** Kühner: u.a. durch größere Fruchtkörper, plumpere und im Durchschnitt größere Sporen und anderen Standort, oft auf trockenem Sandboden – vgl. Kühner (1955), Bandini et al. (2021b, 2022a).
- ***Inocybe virgatula*** Kühner: u.a. durch im Allgemeinen hellere Hutfarbe, Vorhandensein einer Velipellis,

nur oben bereiften Stiel und gewöhnlich bauchige (sub)fusiforme Hymenialzystiden – vgl. Kühner (1955), Stangl (1974), Bandini et al. (2021b).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. trochili* hinsichtlich der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe athenana, I. beatifica, I. clandestina, I. metrodii, I. nitidiuscula, I. subbrunnea, I. tarda* und *I. virgatula.*

Inocybe ukkoi Bandini & B. Oertel & Vauras spec. nov. **Abb. 12**

MycoBank-Nummer: MB 847514

Etymologie: nach dem finnischen Gott Ukko, da die Art in Finnland gefunden wurde.

Holotyp: Finnland, Koillismaa, Gemeinde Kuusamo, Oulanka-Nationalpark, Vuotunki, bei Kuusinkijoki, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec., *Picea abies*, *Salix* spec., 24. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel (STU SMNS-STU-F-0901778; Isotypen priv. Herb. D.B. DB24-8-15-5, TUR-A 215735). GenBank OQ324792.

Diagnosis: *Inocybe ukkoi* has a nut-brown to dark brown pileus colour, up to tomentose or rimose pileus surface, a stipe pruinose only near the apex, smooth spores measuring 8.0–11.1 µm (av. 9.4 µm) × 5.1–6.4 µm (av. 5.7 µm), mostly subfusiform hymenial cystidia often with slightly undate walls, pleurocystidia measuring 43–73 µm (av. 60 µm) × 10–18 µm (av. 14 µm), and it grows in boreal regions. This combination of characters distinguishes *I. ukkoi* from, e.g., *I. oetziana* and *I. virgatula*. ITS sequence data distinguish *I. ukkoi* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 15–25 mm breit, (sub)konisch bis ausgebreitet, mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand schwach eingebogen bis eben; keine Reste einer Velipellis beobachtet; Farbe nussbraun bis dunkelbraun, mit schwach rötlicher Note im Zentrum (Mu 10YR 5/4–5/8, 4/4–4/6; 7.5YR 4/4–4/6), zum Rand hin mit der Zeit ausblassend; Oberfläche glatt bis feinfilzig oder zum Rand hin rimos mit divergierenden Fasern; mit wenigen Resten einer Cortina. **Lamellen** beinahe entfernt stehend (ca. 30–35, l = 1–3), breit angewachsen, leicht herablaufend, bauchig, weißlich bis blass ockerlich mit schwacher graulicher Note; Schneide gezähnelt, weißlich bis gleichfarben. **Stiel** 35–50 × 2–4 mm, zylindrisch, an der Basis gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, schmutzig weißlich bis blass ockerlich oder blassbräunlich; nur oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** (sub)spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut braun mit rötlicher Note (Mu 7.5YR 4/4–4/6), Lamellen und Stiel etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,0–<u>9,4</u>–11,1 µm (SD 0,5 µm) × 5,1–<u>5,7</u>–6,4 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5–<u>1,6</u>–1,8 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, meist ohne Hilardepression, Apex subakut, oft mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 24–28 × 7–9 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 12,0 µm. **Pleurozystiden** 43–<u>60</u>–73 µm (SD 8 µm) × 10–<u>14</u>–18 µm (SD 2 µm); Q = 3,1–<u>4,3</u>–5,8 (SD 0,7) (n = 30 von 2 Koll.), meist subfusiform, auch (sub)-utriform oder (sub)zylindrisch, meist ohne, manchmal mit kurzem Hals und oft mit leicht welligen Wänden, am Apex weit, mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (2,0) µm dick am Apex, aber meist gleichmäßig breit an Bauch und Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber etwas variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3–11 µm breiten, mit bräunlichem bis braunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 35–80 × 10–15 µm, (deformiert) (sub)zylindrisch oder subutriform, in der Regel ohne Hals und ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen (sub)clavaten bis subglobosen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen beiden Kollektionen aus Finnland. Bei beiden Funden war *Salix* einer der Begleitbäume. Da allerdings auch *Pinus*, *Picea* und *Betula* in der Nähe wuchsen, sind weitere Funde nötig, um nähere Angaben über die bevorzugten Begleitbäume zu erlauben. In UNITE finden sich Bodensequenzen, die dieser Art entsprechen, aus den USA (UDB03768027 u.a.), Island (UDB02043075 u.a.), Norwegen (UDB01855305) und Georgien (UDB01955726 u.a.).

Abb. 12a-e – *Inocybe ukkoi*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901778); b DB21-8-15-10; c Cheilozystiden (DB21-8-15-10); d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen (DB21-8-15-10).

Weitere untersuchte Kollektion
Finnland, Koillismaa, Gemeinde Kuusamo, Oulanka-Nationalpark, Pähkänä, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec., *Picea abies*, *Salix* spec., 21. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-8-15-10).

Wesentliche Charakteristika: ● nussbraune bis dunkelbraune Hutfarbe; ● bis feinfilzige oder rimose Hutoberfläche; ● nur oben bereifter Stiel; ● glatte Sporen, Größe im Durchschnitt 9,4 × 5,7 µm; ● meist subfusiforme Hymenialzystiden oft mit leicht welligen Wänden; ● boreales Habitat.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. ukkoi*:

- ***Inocybe laurina*** Bandini, B. Oertel & C. Hahn: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, bis eingewachsen faserige Hutoberfläche, im Durchschnitt breitere Sporen, gewöhnlich (sub)utriforme Hymenialzystiden, zuweilen mit recht langem Hals, und lange, schmale Caulozystiden – vgl. Bandini et al. (2020a).
- ***Inocybe oetziana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch subhygrophane Hutoberfläche, im Allgemeinen mit nicht oder weniger stark divergierenden Fasern und meist (sub)utriforme Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2021a).
- ***Inocybe plurabellae*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch meist weniger glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden und lange, schmale subzylindrische oder deformierte Caulozystiden – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe pseudorubens*** Carteret & Reumaux: u.a. durch oft zweifarbigen Aspekt des Hutes, weniger glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Carteret & Reumaux (2001), Ferrari (2010, als „*I. rubidofracta*“), Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe scolopacis*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weißliche bis blassgrauliche Velipellis, schmalere Sporen oft mit deutlicher Hilardepression und im Durchschnitt längere Hymenialzystiden oft mit längerem Hals – vgl. Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe semifulva*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch weißliche Velipellis, rosalich-rötliche Stielspitze, im Durchschnitt kleinere Sporen und oft (sub)kopfige Hymenialzystiden – vgl. Grund & Stuntz (1981), Bandini (2014).
- ***Inocybe tenuicystidiata*** E. Horak & Stangl: u.a. durch (sub)hygrophane Hutoberfläche, kleinere Sporen und Hymenialzystiden oft mit sehr langem welligem Hals und sehr lange schmale Caulozystiden – vgl. Horak & Stangl (1980), Stangl (1989, als „*I . obscurobadia*”), Ferrari (2006), Carteret & Reumaux (2012, als „*I. petroselinolens*“), Ludwig (2017, als „*I. obscurobadia*“), Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe thrudiae*** Bandini, B. Oertel & Vauras: u.a. durch kleinere Sporen, meist (sub)utriforme Hymenialzystiden mit kürzerem oder längerem Hals und nicht borealen Standort – siehe oben.
- ***Inocybe virgatula*** Kühner: u.a. durch grauliche Velipellis, im Durchschnitt schmalere Sporen meist mit recht deutlicher Hilardepression und Hymenialzystiden ohne wellige Wände – Kühner (1955), Stangl (1974), Bandini et al. (2021b).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. ukkoi* hinsichtlich der ITS-Sequenz ähnelt.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe laurina, I. oetziana, I. plurabellae, I. pseudorubens, I. scolopacis, I. semifulva, I. tenuicystidiata* und *I. virgatula.*

Inocybe urdiae Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. **Abb. 13**

MycoBank-Nummer: MB 847515

Etymologie: nach „Urd“, einer der drei Schicksalsschwestern in der nordischen Mythologie, da die Art im Norden (Norwegen) gefunden wurde.

Holotyp: Norwegen, Kongsvinger, Austmarka, Nähe Straße Richtung Sunne, saures Moor mit *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec. und *Sphagnum*, 13. Aug. 2022, leg. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901783; Isotyp priv. Herb. D.B. DB13-8-22-4). GenBank OQ324789.

Diagnosis: *Inocybe urdiae* has a dark brown to almost blackish brown pileus colour, villose-lanose pileus surface, no velipellis, a stipe pruinose only near the apex and covered with villose brownish fibres, nodulose spores measuring 7.3–10.2 µm (av. 9.0 µm) × 5.9–9.5 µm (av. 7.5 µm), mostly ventricose (sub)clavate hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 51–83 µm (av. 66 µm) × 15–34 µm (av. 24 µm), and it grows in very moist acid bogs. This combination of characters distinguishes *I. urdiae* from, e.g., *I. stellatospora, I. turfae* and *I. lanuginosa*. ITS sequence data distinguish *I. urdiae* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20–30 mm breit, breit konvex bis ausgebreitet, ohne Buckel, Rand nach unten gebogen, dann eben; keine Velipellis beobachtet; Farbe dunkelbraun bis beinahe schwärzlich braun (Mu 10YR 3/4–3/6; 7.5YR 4/4–4/6, 3/4); Oberfläche stark zottig-wollig, teilweise im Zentrum mit sparrig aufgerichteten Fasern, nach außen hin mit mehr oder weniger anliegenden Fasern, die vom Rand herabhängen; ein Fruchtkörper mit schwachen Resten einer blassen Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 35–45, l = 1–3), breit angewachsen mit herablaufendem Zahn, (wenig) bauchig, anfangs weißlich, später graulich-weißlich, blassgraulich mit leicht bräunlicher Note oder blassbräunlich, mit oder ohne leicht rosalichen Hauch; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 50–60 × 4–6 mm, recht stabil, zylindrisch oder leicht gebogen, mit zottigen bräunlichen Fasern bedeckt, darunter schmutzig beige bis bräunlich; nur ganz oben mit feiner weißlicher Pruina bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel, bräunlich in der Rinde. **Geruch** keinen spermatischen und auch sonst keinen Geruch festgestellt. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun bis beinahe schwärzlich-braun (Mu 10YR 3/4–3/6; 7.5YR 3/4), Lamellen und Stiel heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen. **Sporen** 7,3–9,0–10,2 µm (SD 0,6 µm) × 5,9–7,5–9,5 µm (SD 0,6 µm); Q = 1,0–1,2–1,4 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), höckerig, mit 9–16 meist stark, oft ungleichmäßig vorragenden stumpfen bis subakuten Höckern. **Basidien** 23–31 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen etwas deformiert und bis 12,3 µm. **Pleurozystiden** 51–66–83 µm (SD 9 µm) × 15–24–34 µm (SD 4 µm); Q = 1,5–2,8–5,1 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), meist bauchig (sub) clavat, auch subglobos, manchmal auch (sub)utriform mit (beinahe) kopfigem Apex, keine Kristalle, dünnwandig. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe, zuweilen mit bräunlichem amorphem Inhalt gefüllt; vermischt mit zahlreichen meist farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3–14 µm breiten, mit dunkelbraunem parietalem Pigment schwach inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 30–60 × 10–20 µm, meist (sub)clavat, vermischt mit segmentierten hyphoiden Elementen, zuweilen mit amorphem blassem oder bräunlichem Inhalt gefüllt, keine Kristalle, dünnwandig. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Unsere Kollektionen stammen alle drei aus sehr feuchten sauren Mooren, die teilweise mit Wasser gefüllte Gruben enthalten, wo einst Torf gestochen wurde. Auf offenem Boden wuchs *Drosera rotundifolia*, auf trockenerem Gelände am Rand *Calluna vulgaris*. Begleitbäume waren *Picea abies*, *Pinus sylvestris* und *Betula* spec. Bekannt ist die Art bislang von unseren drei eigenen Kollektionen aus Norwegen, mutmaßlich von einer Fruchtkörper-Sequenz aus Schweden (AM882845, als „*I. lanuginosa*") sowie von Bodenproben-Sequenzen aus Estland (u.a. UDB050254). Auch hat B.O. Kenntnis von einer Sequenz aus Finnland. Es handelt sich also um eine im nördlichen Europa verbreitete Art, die bislang vermutlich mit einer der anderen Arten aus der „*I. lanuginosa*-Gruppe" verwechselt wurde.

Weitere untersuchte Kollektionen

Norwegen, Kongsvinger, Austmarka, saures Moor mit *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec. und *Sphagnum*, 13. Aug. 2022, leg./det. D. Bandini (DB13-8-22-8).- Ibidem, in einiger Entfernung, saures Moor mit *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec. und *Sphagnum*, 13. Aug. 2022, leg./det. D. Bandini (DB13-8-22-9).

Wesentliche Charakteristika: ● dunkelbraune bis fast schwärzlich braune Hutfarbe; ● zottig-wollige Hutoberfläche; ● keine Velipellis; ● mit bräunlichen Fasern bedeckter, nur oben bereifter Stiel; ● höckerige Sporen, Größe im Durchschnitt 9,0 × 7,5 µm; ● meist bauchige (sub)clavate Hymenialzystiden; ● Standort auf nassem saurem Moor, in (sub)borealer Zone.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. urdiae*:

- ***Inocybe lanuginosa*** (Bull.) P. Kumm.: u.a. durch deutlich größere Sporen und viel kleinere Hymenialzystiden – vgl. Bulliard (1788), Kummer (1871), Stangl (1989), Bon (1998), Matheny & Kropp (2001) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe leptophylla*** G.F. Atk.: u.a. durch fehlende Pleurozystiden und deutlich größere Sporen – vgl. u.a. Atkinson (1918), Velenovský (1920–1922, als „*I. casimirii*"), Stangl (1976, als „*I. casimiri*"), Kuyper (1985), Horak (1987, als „*Astrosporina casimiri*"), Matheny & Kropp (2001), Kobayashi (2002, vgl. auch ebd. Anmerkungen), Ferrari et al. (2014).
- ***Inocybe parcecoacta*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch blassere Hutfarbe, glattere Hutoberfläche und viel kleinere Sporen mit niedrigeren Höckern – vgl. Grund & Stuntz (1977) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe prisca*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch deutlich kleinere Sporen mit niedrigeren Höckern und meist bauchig (sub)utriforme Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2021a).
- ***Inocybe relicina*** (Fr.) Quél.: u.a. durch anfangs intensiv gelbe Lamellen und viel kleinere Sporen

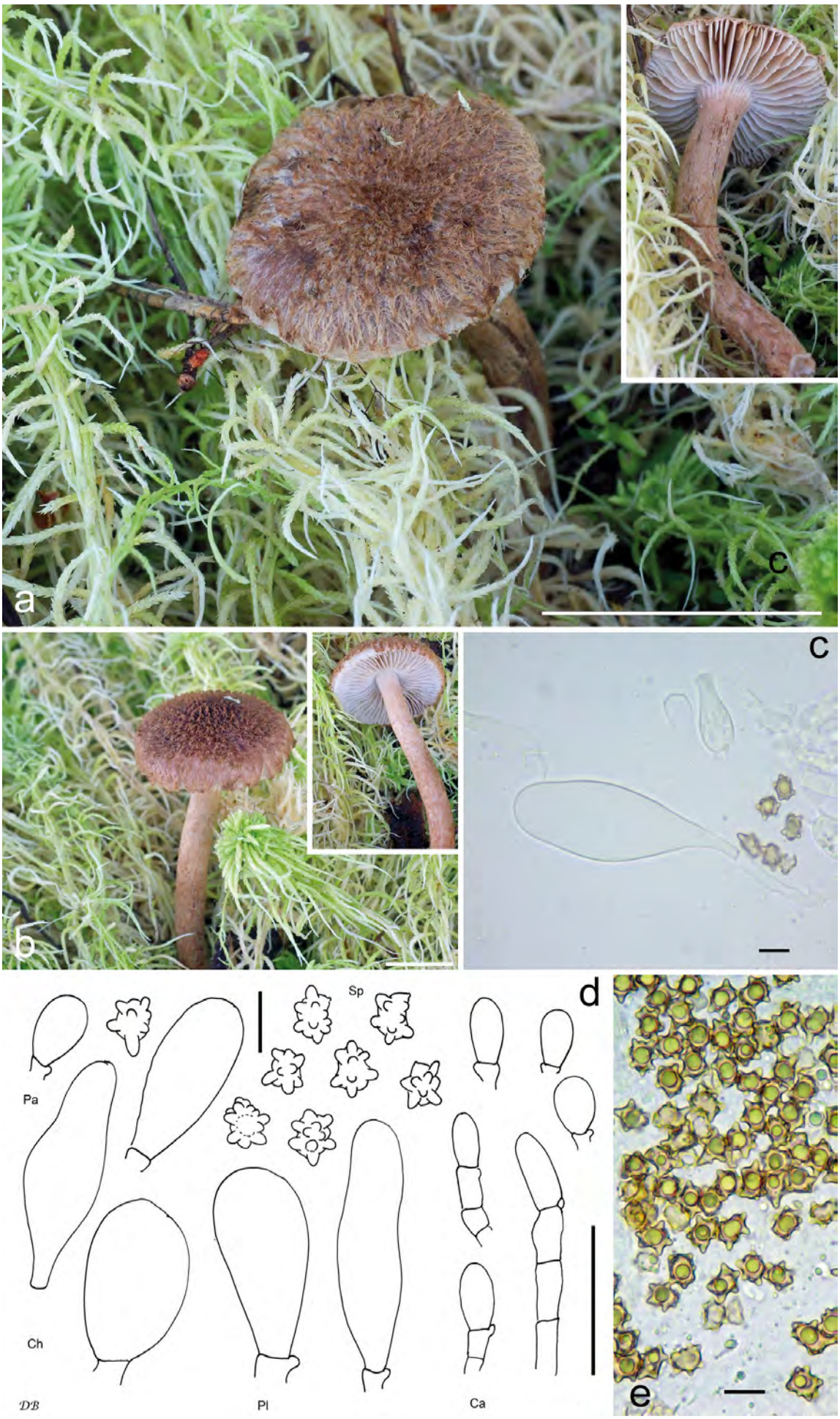

Abb. 13a-e – *Inocybe urdiae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901783); b DB13-8-22-8; c Cheilozystide vom Holotyp; d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen (DB13-8-22-8).

mit nur wenigen Höckern – vgl. Fries (1821), Quélet (1873), Bon (1998), Ferrari et al. (2014).

- ***Inocybe stellatospora*** (Peck) Massee: u.a. durch im Allgemeinen blassere Hutfarbe und zuweilen glattere Hutoberfläche, im Durchschnitt größere, aber schmalere Sporen mit niedrigeren Höckern und meist (sub)utriforme Hymenialzystiden – vgl. Peck (1873), Massee (1904), Matheny & Kropp (2001), Bandini et al. (2022a).
- ***Inocybe teraturgus*** M.M. Moser: u.a. durch glatteren Hut, subhygrophane Hutoberfläche, deutlich größere Sporen und deutlich kürzere, meist (sub)-utriforme Hymenialzystiden – vgl. Moser (1992), Matheny & Kropp (2001).
- ***Inocybe timpetuana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch deutlich größere Sporen und schmalere (sub)-lageniforme, auch (sub)utriforme Hymenialzystiden, meist mit langem Hals – vgl. Bandini et al. (2021a).
- ***Inocybe turfae*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch blassere Hutfarbe, im Durchschnitt größere Sporen und kleinere Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2022a).

DNA-Sequenz: Bislang ist uns keine beschriebene Art bekannt, die *I. urdiae* hinsichtlich der ITS-Sequenz ähnelt.

Inocybe vidarii Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. **Abb. 14**

MycoBank-Nummer: MB 847516

Etymologie: nach dem nordischen Waldgott „Vidar", da die Art in nordeuropäischen Wäldern gefunden wurde.

Holotyp: Finnland, Koillismaa, Gemeinde Kuusamo, Oulanka-Nationalpark, Ampumavaara, im Wald bei *Pinus sylvestris*, *Betula* spec., *Picea abies*, 25. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel (STU SMNS-STU-F-0901780; Isotyp TUR-A 215736). GenBank OQ324794.

Diagnosis: *Inocybe vidarii* has a nut-brown to dark brown, sometimes speckled pileus colour, smooth to subsquamulose pileus surface, a stipe pruinose only near the extreme apex covered with brownish fibres, nodulose spores measuring 7.7–11.7 µm (av. 9.3 µm) × 5.0–8.4 µm (av. 6.3 µm), mostly plump (sub)-cylindrical to subclavate or sac-shaped hymenial cystidia with mostly (almost) thin walls, pleurocystidia measuring 33–74 µm (av. 60 µm) × 11–33 µm (av. 19 µm), and it grows on acidic soil in (sub)boreal regions. This combination of characters distinguishes *I. vidarii* from, e.g., *I. subcarpta*, *I. soluta* and *I. parcecoacta*. ITS sequence data distinguish *I. vidarii* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 30–60 mm breit, fast glockig, breit konvex bis ausgebreitet, ohne oder mit nur niedrigem breitem Buckel, Rand leicht nach unten gebogen, dann eben; junge Fruchtkörper mit nur wenigen und flüchtigen Resten einer graulichen Velipellis; Farbe nussbraun, graulich-braun bis dunkelbraun (Mu 10YR 8/4–8/8, 7/6–7/8), manchmal gesprenkelt, in und um die Hutmitte gelegentlich etwas dunkler; Oberfläche anfangs glatt, dann filzig bis feinwollig mit angedrückten Fasern oder leicht aufgeschuppt mit dunkleren Fasern oder Faserbündeln auf hellerem Grund; junge Fruchtkörper mit Resten einer bräunlichen Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 40–60, l = 1–3), mit herablaufendem Zahn ausgebuchtet angewachsen, (wenig) bauchig, anfangs weißlich-graulich, später braun bis, wenn alt, fleckig dunkelgraulich-rotbraun; Schneide gezähnelt, weißlich bis gleichfarben. **Stiel** 30–60 × 5–10 mm, robust, zylindrisch oder leicht zur Spitze hin verdickt, anfangs gänzlich bräunlich überfasert, später längsstreifig, bräunlich bis dunkelbraun oder mit zunehmendem Alter zur Basis hin beinahe schwärzlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich bis wässerig bräunlich im Hut, weißlich bis streifig bräunlich im Stiel. **Geruch** angenehm aromatisch, keinen spermatischen Geruch festgestellt. **Farbe des Exsikkats** Hut und Stiel graulich-braun bis dunkelbraun (Mu 10YR 4/4–4/6, 3/3–3/4), Lamellen gleichfarben oder noch dunkler; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,7–<u>9,3</u>–11,7 µm (SD 1,0 µm) × 5,0–<u>6,3</u>–8,4 µm (SD 0,7 µm); Q = 1,2–<u>1,5</u>–1,9 (SD 0,2) (n = 120 von 3 Koll.), höckerig, recht blass, ziemlich unregelmäßig in der Form, aber oft länglich mit 9–12 mehr oder weniger vorragenden Höckern, oft ein Höcker deutlich mehr vorragend als die übrigen (Länge bis zu 3,5 µm). **Basidien** 25–35 × 7–10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 33–<u>60</u>–74 µm (SD 9 µm) × 11–<u>19</u>–33 µm (SD 4 µm); Q = 1,8–<u>3,2</u>–5,1 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), meist plump (sub)zylindrisch, (sub)utriform, subclavat bis sackförmig mit abgerundetem Apex, ohne oder mit nur kurzem Hals, ohne oder mit nur kurzem Fuß, manchmal mit trunkater Basis, oft mit bräunlichem bis braunem amorphem Inhalt gefüllt, Apex in der Regel ohne Kristalle, Wände meist dünn oder bis zu 0,5 (selten bis 1,5) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit einigen farblosen

Abb. 14a-e – *Inocybe vidarii*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901780); b DB22-8-15-17; c Cheilozystide (DB22-8-15-17); d Mikrotafel vom Holotyp; e Sporen vom Holotyp.

bis bräunlichen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5–15 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment recht sparsam inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 35–65 × 7–25 µm, sackförmig oder subclavat oder hyphoid, dünnwandig; vermischt mit (sub)clavaten dünnwandigen, farblosen bis bräunlichen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung
Unsere Kollektionen wurden auf saurem Boden in Wäldern der (sub)borealen Zone gefunden. Begleitbäume waren in allen Fällen *Picea*, *Pinus* und *Betula*. In den Datenbanken finden sich einige der Art entsprechende Sequenzen aus Estland (UDB032069, als „*I. subcarpta*"), Finnland (UDB022430, als „*I. subcarpta*"), Schweden (AM882753, als „*I. boltonii*", UDB001197, als „*I. subcarpta*") und eine Fruchtkörper-Sequenz aus Kanada (MN992184, als „*I. lanuginosa*") sowie einige Bodenprobensequenzen aus Estland (u.a. UDB0463752), Großbritannien (u.a. UDB0793142) und Norwegen (u.a. UDB01859436 u.a.). Die Art ist im nördlichen Europa anscheinend weit verbreitet und nicht selten.

Weitere untersuchte Kollektionen
Finnland, Koillismaa, Gemeinde Kuusamo, Oulanka-Nationalpark, Ampumavaara, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec., *Picea abies*, 22. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras, B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-8-15-17). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec., *Picea abies*, 22. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras, B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-8-15-18). – **Norwegen**, Kongsvinger, Austmarka, *Picea abies*, *Betula* spec., *Pinus sylvestris*, 13. Aug. 2022, leg./det. D. Bandini (DB13-8-22-11).

Wesentliche Charakteristika: • nussbraune bis dunkelbraune, teilweise gesprenkelte Hutfarbe; • glatte bis fein aufgeschuppte Hutoberfläche; • mit bräunlichen Fasern bedeckter, nur oben bereifter Stiel; • höckerige Sporen, Größe im Durchschnitt 9,3 × 6,3 µm; • plumpe (sub)zylindrische bis sackförmige Hymenialzystiden mit meist (fast) dünnen Wänden; • Standort auf saurem Boden in (sub)borealer Zone.

Verwechslungsmöglichkeiten – Es unterscheiden sich von *I. vidarii*:

- ***Inocybe culicis*** Bandini, Vauras & B. Oertel: u.a. durch silbrig-beige Velipellis, blassere Hutmitte, kürzere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2022a).
- ***Inocybe maritimoides*** (Peck) Sacc.: u.a. durch kleinere Sporen und kleinere Hymenialzystiden – vgl. Peck (1885), Grund & Stuntz (1977).
- ***Inocybe parcecoacta*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch oft hellere Hutfarbe, kleinere Sporen und im Durchschnitt längere Hymenialzystiden – vgl. Grund & Stuntz (1977) und eigene Beobachtung.
- ***Inocybe prisca*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, wolligere Hutoberfläche, grauliche Velipellis, kleinere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. Bandini et al. (2021a).
- ***Inocybe soluta*** Velen.: u.a. durch kleinere Sporen und im Durchschnitt schmalere Hymenialzystiden – vgl. Velenovský (1920–1922), Kuyper (1985), Stangl (1989), Bizio & Ferrari (1999), Armada et al. (2007), Ferrari et al. (2014), Ludwig (2017), Bandini et al. (2022a).
- ***Inocybe subcarpta*** Kühner & Boursier: u.a. durch weißliche bis beige farbene Velipellis, kleinere Sporen und im Durchschnitt längere, oft (sub)kopfige Hymenialzystiden – vgl. Kühner & Boursier (1932), Huijsman (1955, als „*I. brevispora*"), Luhmann & Vesper (1989), Stangl (1989), Eyssartier et al. (2002), Marchetti & Franchi (2004), Ferrari (2006), Ludwig (2017), Bandini et al. (2022a).
- ***Inocybe urdiae*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch zottig-wollige Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere, aber deutlich breitere Sporen, im Durchschnitt größere, meist bauchig (sub)clavate Hymenialzystiden sowie Standort in feuchterem, moorigem Gelände – siehe oben.

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. soluta* und *I. subcarpta*, deren ITS eine Übereinstimmung von 95 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe culicis, I. parcecoacta, I. prisca, I. soluta* und *I. subcarpta.*

Kommentar: Mehrere GenBank-Sequenzen (s.o.) dieser Art werden als *I. boltonii* bezeichnet, eine von R. Heim beschriebene Art, deren morphologische Merkmale zusammengenommen (Sporenform, Sporengröße, Hutfarbe, Hutoberfläche, Form der Hymenialzystiden sowie Standort) allerdings deutlich auf *I. curvipes* weisen (Heim 1931: 348). Außerdem handelt es sich laut Beschreibung von Heim (1931: 345ff.) nicht um eine (sub)boreale Art.

Diskussion

Das Hauptaugenmerk dieser Arbeit liegt, wie bei den vorangegangenen Artikeln (Bandini et al. 2020a, 2021a, 2022c), auf den Beschreibungen, Illustrationen und der Zusammenfassung der ökologischen Vorlieben der Arten, soweit sie sich uns bis jetzt erschließen. Auch in diesem Artikel haben wir uns dazu entschlossen, ITS- und partielle LSU-Sequenzen der Holotypen der neuen Arten zu veröffentlichen, obwohl wir auf hier auf eine formale Analyse der Daten verzichten.

Die BLAST-Untersuchungen zeigen, dass sich die hier beschriebenen Arten auch molekular (ITS) von allen Sequenzen bekannter Arten, soweit diese sequenziert worden sind, deutlich unterscheiden. Die oben angegebenen Sequenzähnlichkeiten geben einen groben Anhaltspunkt zur phylogenetischen Stellung dieser Arten. Es wurden oben nur Arten genannt, die über 90 % Identität in der ITS zur neuen Art aufweisen.

Wie in der Einleitung erwähnt gehen morphologische und molekulare Ähnlichkeit (ITS) von Arten nicht immer miteinander einher. Mit *I. ardua* wird hier ein Beispiel einer Art behandelt, die sich morphologisch nur sehr schwer von *I. cincinnata* unterscheiden lässt, genetisch aber mit nur 86 % Identität in der ITS sehr weit von ihr entfernt ist.

Zwei der oben neu beschriebenen Arten gehören zur Gattung *Pseudosperma* und zwölf zur Gattung *Inocybe*. Etliche der hier neu beschriebenen Arten lassen sich gut in das immer noch gebräuchliche Sektionsschema der Schlüssel von (Bon 1997a, 1997b, 1998) einordnen, obwohl zahlreiche neue Erkenntnisse und Arten der letzten Jahrzehnte eine Überarbeitung des Bon'schen Systems notwendig machen (vgl. Bandini et al. 2019). Es finden sich nicht immer in derselben Sektion gelistete Nachbararten auch phylogenetisch im selben Clade des Baums (vgl. Bandini et al. 2019), und nicht alle Arten lassen sich in einer der traditionellen Sektionen einordnen.

Pseudosperma minervae und *P. musilii* hätten sich nach dem früheren weiteren Konzept der Gattung *Inocybe* der Sektion *Rimosae* und hier *Inocybe* Untersektion *Rimosinae* (Fr.) Bon zuzuordnen lassen, in der Arten gelistet sind, deren Stiele unten nicht knollig verdickt sind (Bon 1997a).

Die in dieser Arbeit vorgestellten neuen Arten der Gattung *Inocybe* lassen sich zunächst in neun Arten mit glatten Sporen und drei mit höckerigen Sporen unterteilen. Von den glattsporigen Arten haben sechs einen Stiel, der nur oben mit metuloiden Caulozystiden besetzt ist. Drei Arten haben einen Stiel, der gänzlich bereift ist: *I. crepusculi*, *I. telluris* und *I. trochili*. Allerdings ist die Pruina bei *I. crepusculi* und bei *I. trochili* unterhalb der Stielmitte teilweise so spärlich, dass sie dort bei flüchtiger Betrachtung nicht oder kaum zu sehen ist. Diese beiden Arten müssten also in einem Schlüssel sowohl bei den nur oben wie bei den gänzlich bereiften Arten eingegliedert sein, und zwar beide vermutlich in der Sektion *Tardae* Bon, zu der Arten gehören, deren Caulozystiden mindestens ein Viertel der Stiellänge hinabreichen, und beide gleichzeitig auch in der Sektion *Splendentes* R. Heim ex Singer (Arten mit ganz bereiftem Stiel). *Inocybe telluris* dagegen gehört morphologisch in die „*I. pholiotinoides*-Gruppe", die sich durch meist schlanke und langhalsige Hymenialzystiden auszeichnet, die stark auf KOH reagieren. Bon hat *I. pholiotinoides* nun in der Untersektion *Phaeoleucinae* Bon angesiedelt (Arten ohne knollige Stielbasis und mit weißlichem, gleichfarbigem, bzw. zumindest nicht rosalichem Stiel), obgleich *I. phaeoleuca* Kühner morphologisch außer dem gänzlich bereiften Stiel nichts mit den Arten um *I. pholiotinoides* gemein hat. Hier müsste in einem neuen auf morphologischen Merkmalen basierenden Schlüssel eine eigene Gruppe geschaffen werden.

Inocybe ardua und *I. enteluri* gehören beide morphologisch zur „*I. cincinnata*-Gruppe", Arten mit einem nur oben bereiften, zumindest bei jungen Fruchtkörpern oben violetten Stiel und oft mehr oder weniger lanzettlichen Hymenialzystiden, die meist mehr oder weniger stark mit KOH regieren. Bei Bon ist *I. cincinnata* in der Sektion *Lilacinae* R. Heim eingeordnet (Arten u.a. mit oder ohne Caulozystiden, schuppigem Hut und/oder lila-violetten Farben). Während die Zuordnung von *I. juturnae* unklar ist, würden *I. thrudiae* und *I. ukkoi* zur Sektion *Tardae* und in die Untersektion *Tardinae* gehören, die Arten mit fibrilloser bis aufschuppender Hutoberfläche und rötlichen bis gelblich-orangelichen Farben zumindest im Stiel oder den Lamellen beinhaltet (Bon 1997b). *Inocybe phari* schließlich würde aufgrund der zwar schwachen, aber doch vorhandenen bläulich-grünlichen Farbtöne der Sektion *Lactiferae* R. Heim zuzuordnen sein.

Bei den drei höckersporigen Spezies, *I. avia*, *I. urdiae* und *I. vidarii,* handelt es sich um Arten der Sektion *Cortinatae* Kühner & Boursier, die im Wesentlichen durch nur oben bereifte Stiele definiert ist.

Einige der vierzehn hier neu beschriebenen Arten sind vermutlich recht selten, so vor allem *I. phari*, die auf weißen Dünen gefunden wurde. Auch bei *I. juturnae* und *I. crepusculi* könnte es sich um relativ seltene Arten handeln. Ob die beiden Arten aus der „*I. cincinnata*-Gruppe", *I. ardua* und *I. enteluri*, selten sind oder nicht, lässt sich im Moment nicht sagen, da beide vermutlich mit *I. cincinnata* verwechselt wurden und werden und als vermeintliche Allerweltsart vielleicht

nicht sequenziert wurden, und *I. telluris* könnte bislang für *I. pholiotinoides* oder *I. muricellata* gehalten worden sein. *Inocybe urdiae* dürfte mit *I. lanuginosa* oder *I. stellatospora* und *I. vidarii* mit *I. subcarpta* verwechselt worden sein. Über die tatsächliche Häufigkeit dieser Arten wie auch von *I. avia*, die *I. proximella* ähnelt, lassen sich also noch keine irgendwie verlässlichen Aussagen machen.

Danksagung

Wir bedanken uns für die Ausleihe, Vermittlung oder Überlassung von Typus-Belegen bei den Kuratoren Philippe Clerc, Juan Carlos Zamora und Isabella Valette (G), Otto Miettinen (H), Michael Thalinger (IB/IBF), Lee Davies (K), Markus Scholler (KR), Nicolien Sol (L), Régis Courtecuisse (LIP), Dagmar Triebel (M), Raffaella Trabucco (MCVE), Mika Bendiksby und Katriina Bendiksen (O), Bart Buyck (PC), Ondřej Koukol (PRC), Jan Holec (PRM), Holger Thüs (STU), Maria Deflorian und Marco Floriani (TR) und Jukka Vauras (TUR-A).

Für die Überlassung oder Leihgaben von Typusbelegen bedankt sich die Erstautorin sehr herzlich bei Xavier Carteret (Frankreich), Mario Cervini (Italien), Thierry Duchemin (Frankreich), Giuliano Ferisin (Italien), Patrick Reumaux (Frankreich) und Jukka Vauras (Finnland). Wir sind all jenen Sammlungen zu sehr großem Dank verpflichtet, die uns erlaubt haben, an ihrem Material molekulare Untersuchungen durchzuführen.

Ganz herzlich bedanken für überlassene Fruchtkörper hier beschriebener Arten oder sonstige Hilfe möchten wir uns bei Gernot Friebes, Matthias Dondl, Geert Schmidt-Stohn und Jukka Vauras. Giovanni Bandini dankt die Erstautorin wie immer herzlich für vielfältige Hilfe und Unterstützung.

Konstanze Bensch von Mycobank und ihren Beratern danken wir ganz herzlich für nomenklatorischen Beistand.

Wir schulden auch Irja Saar und Urmas Kõljalg (Universität Tartu, Estland) herzlichen Dank für die Sequenz von *I. avia*.

Die molekularen Arbeiten für alle übrigen Arten (bis auf *P. musilii*, die aus dem Labor von Pablo Alvarado stammt) wurden am Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart vorgenommen. Wir bedanken uns sehr für die Unterstützung des Museums und des Förderkreises des Staatlichen Museums für Naturkunde Stuttgart und bei Holger Thüs für seine ständige bereitwillige Unterstützung durch die Ausleihe von Belegen.

Literaturverzeichnis

Alessio CL (1987) – Complemento allo studio del genere Inocybe: 9. contributo. Micologia Italiana **16**(**3**): 85–110.

Altschul SF, Gish W, Miller W, Myers EW, Lipman DJ (1990) – Basic local alignment search tool. Journal of Molecular Biology **215**: 403–410.

Armada F, Bidaud A, Ferville A (2007) – *Inocybe soluta* Velen. ou *Inocybe brevispora* Huijsm.?. Bulletin Mycologique et Botanique Dauphiné-Savoie **47**(**186**): 65–71.

Atkinson GF (1918) – Some new Species of *Inocybe*. American Journal of Botany **5**: 210–218.

Babos M (1968) – Eine neue *Inocybe*-Art in Ungarn, *Inocybe aeruginascens* n.sp. Fragmenta Botanica Musei Historico-Naturalis Hungarici **6**(**1–4**): 19–22.

Bandini D (2014) – Zusammenfassung der *Inocybe*-Funde während der siebten Bayerischen Mykologischen Tagung. Mycologia Bavarica **15**: 33–36.

Bandini D, Brandrud TE, Dima B, Dondl M, Fachada V, Hussong A, Mifsud S, Oertel B, Rodríguez Campo FJ, Thüs H, Vauras J, Weholt Ø, Eberhardt U (2022a) – Fibre caps across Europe: type studies and 11 new species of *Inocybe* (Agaricales, Basidiomycota). Integrative Systematics **5**(**2**): 1-85. https://doi.org/10.18476/2022.901982.

Bandini D, Christan J, Eberhardt U, Ploch S, Tahir A, Oertel B, Thines M (2017) – *Inocybe sphagnophila* sp. nov., eine neue Art der höckersporigen Untersektion *Napipedinae* der Gattung *Inocybe* (*Agaricales*). Mycologia Bavarica **18**: 11–34.

Bandini D, Hampe F, Oertel B (2013) – Eine kleine seltene *Inocybe*: *Inocybe ionochlora* Romagnesi. Zeitschrift für Mykologie **79**(**1**): 79–98.

Bandini D, Oertel B (2020) – Three new species of the genus *Pseudosperma* (*Inocybaceae*). Czech Mycology **72**(**2**): 221–250.

Bandini D, Oertel, B, Eberhardt U (2021a) – Noch mehr Risspilze (2): Dreizehn neue Arten der Familie Inocybaceae. Mycologia Bavarica **21**: 27–98.

Bandini D, Oertel B, Eberhardt U (2021b) – A fresh outlook on the smooth-spored species of *Inocybe*: type studies and 18 new species. Mycological Progress **20**: 1019–1114. https://doi.org/10.1007/s11557-021-01712-w.

Bandini D, Oertel B, Eberhardt U (2022b) – More smooth-spored species of *Inocybe* (Agaricales, Basidiomycota): type studies and 12 new species from Europe. Persoonia **48**: 91–149. https://doi.org/10.3767/persoonia.2022.48.03.

Bandini D, Oertel B, Eberhardt U (2022c) – Noch mehr Risspilze (3): Einundzwanzig neue Arten der Familie Inocybaceae. Mycologia Bavarica **22**: 31–138.

Bandini D, Oertel B, Ploch S, Ali T, Vauras J, Schneider A, Scholler M, Eberhardt U, Thines M (2019) – Revision of some central European species of *Inocybe* (Fr. : Fr.) Fr. subgenus *Inocybe*, with the description of five new species. Mycological Progress **18**: 247–294 (publ. online 24.10.2018). https://doi.org/10.1007/s11557-018-1439-9.

Bandini D, Oertel B, Schüssler C, Eberhardt U (2020a) – Noch mehr Risspilze: Fünfzehn neue und zwei wenig bekannte Arten von *Inocybe*, Untergattung *Inocybe*. Mycologia Bavarica **20**: 13–101.

Bandini D, Vauras J, Weholt Ø, Oertel B, Eberhardt U (2020b) – *Inocybe woglindeana*, a new species of the genus *Inocybe*, thriving in exposed habitats with calcareous sandy soil. Karstenia **58**(**1**): 41–59.

Batsch AJGK (1783) – Elenchus Fungorum, Gattungen und Arten der Schwämme, Johann Jakob Gebauer, Halle.

Bizio E, Ferrari E (1999) – Il genere *Inocybe* (Fr.) Fr. nel Verbano-Cusio-Ossola e in alcune zone limitrofe. Funghi e Ambiente **80**/**81**: 13–82.

Bohus G (1970) Ergebnisse der auf die Hutpilze (Agaricales) bezüglichen systematischen und ökologischen Forschungen. VI. Botanikai Kölzlemények **57**(**1**): 13–22.

Bon M (1985) [1984] – Novitates – Validations, nouvelles combinaisons et espèces. Documents Mycologiques **14**(**56**): 22.

Bon M (1997a) – Clé monographique du genre *Inocybe* (Fr.) Fr. (1ère partie). Documents Mycologiques **27**(**105**): 1–51.

Bon M (1997b) – Clé monographique du genre *Inocybe* (Fr.) Fr. (2ème partie). Documents Mycologiques **27**(**108**): 1–77.

Bon M (1998) – Clé monographique du genre *Inocybe* (Fr.) Fr. (3ème partie). Documents Mycologiques **28**(**111**): 1–45.

Bon M, Van Haluwyn C (1982) – Macromycètes des terrils de charbonnages du nord de la France – 3. Documents Mycologiques **12**(**46**): 33–52.

Bresadola G (1905) – Hymenomycetes novi vel minus cogniti. Annales Mycologici **3**(**2**): 159–164.

Britzelmayr M (1881) – Hyporhodii und Leucospori aus Südbayern. (Hymenomyceten aus Südbayern 2). Bericht des Naturhistorischen Vereins in Augsburg **26**: 133–148.

Britzelmayr M (1891) – Hymenomyceten aus Südbayern 10/VII, R. Friedländer & Sohn, Berlin.

Bulliard P (1788) – Herbier de la France. Collection complète des plantes indigènes de ce royaume; avec leurs détails anatomiques, leurs propriétés, et leurs usages en Médicine vol 8, Paris.

Bulliard P (1789) – Herbier de la France ou Collection complète des plantes indigènes de ce royaume; avec leurs details anatomiques, leurs propriétés, et leurs usages en médecine, vol 9, Paris.

Carteret X, Reumaux P (2001) – Briciole sulle *Inocybe*. Bollettino del Gruppo Micologico G. Bresadola **44**(**3**): 15–38.

Carteret X, Reumaux P (2012) [2011] – Miettes sur les Inocybes (6e série). Étude de quelques nains de feuillus de la plaine, accompagnée d'une clé de détermination des taxons de la séction *Lilacinae* R. Heim. Bulletin de la Société Mycologique de France **127**(**1**–**2**): 1–53.

Carteret X, Reumaux P (2017) [2015] – Miettes sur les Inocybes (8ème série). Inocybes jaunes ou jaunâtres. Bulletin de la Société Mycologique de France **131**(**1**–**2**): 1–96.

Cervini M, Bizio E, Alvarado P (2020) – Quattro nuove specie italiane del Genere *Pseudosperma* (*Inocybaceae*) con odore di miele. Rivista di Micologia **63**(**1**): 3–36.

Cooke MC (1882) – New British fungi, Grevillea **11**(**58**): 69–72.

Crous PW et al. (2014) – Fungal Planet description sheets 214–280. Persoonia **32**: 184–306. https://doi.org/10.3767/003158514X682395.

Drewitz G (1983) – Eine halluzinogene Rißpilzart: Grünlichfärbender Rißpilz (*Inocybe aeruginascens*). Mykologisches Mitteilungsblatt **26**(**1**): 11–17.

Duchemin T (1979) – Champignons supérieurs de Normandie. Bulletin de la Société Linnéenne de Normandie **107**: 27–39.

Eberhardt U, Beker HJ, Vesterholt J, Schütz N (2016) – The taxonomy of the European species of *Hebeloma* section *Denudata* subsections *Hiemalia*, *Echinospora* subsect. nov. and *Clepsydroida* subsect. nov. and five new species. Fungal Biology **120**: 72–103. http://dx.doi.org/10.1016/j.funbio.2015.09.014.

Esteve-Raventós F (2014) – *Inocybe aureocitrina* (*Inocybaceae*), a new species of section *Rimosae* from Mediterranean evergreen oak forests. Plant Biosystems **148**: 377–383.

Esteve-Raventós F, García Blanco A, Sanz Carazo M, Del Val JB (2003) – *Inocybe aurantiobrunnea* and *I. pseudoorbata*, two new mediterranean species found in the Iberian Peninsula. Österreichische Zeitschrift für Pilzkunde **12**: 89–100.

Eyssartier G, Carteret X, Reumaux P (2002) – Miettes sur les Inocybes (5ème partie). – Mycologia Montenegrina **5**: 39–57.

Ferrari E (2006) – *Inocybe* alpine e subalpine. Fungi non Delineati **34**/**35**/**36**, Edizioni Candusso, Alassio.

Ferrari E (2010) – *Inocybe* dai litorali alla zona alpina. Fungi non delineati **54**/**55**. Edizioni Candusso, Alassio.

Ferrari E, Bandini D, Boccardo F (2014) – *Inocybe* (Fr.) Fr., terzo contributo. Fungi non delineati **73**/**74**. Edizioni Candusso, Alassio.

Fries E (1821) – Systema Mycologicum 1, Lundae.

Gartz J (2011) Die Geschichte der Erforschung von *Inocybe aeruginascens* Babos. Tintling **16**(**2**): 18–22.

Grund DW, Stuntz DE (1977) – Nova Scotian Inocybes, IV. Mycologia **69**: 392–408.

Grund DW, Stuntz DE (1981) – Nova Scotian Inocybes, VI. Mycologia **73**: 655–674.

Heim R (1931) – Le genre *Inocybe*, Encyclopédie Mycologique 1, 2. Aufl., Lechevalier, Paris.

Holmgren PK, Holmgren NH, Barnett LC (1990) – Index Herbariorum, 8. Aufl., Botanic Garden, New York.

Horak E (1987) – *Astrosporina* in the alpine zone of the Swiss National Park (SNP) and adjacent regions, in Laursen GA, Ammirati JF, Redhead SA (1987): Arctic and Alpine Mycology 2, Environmental Science Research **34**, New York: 205–235.

Horak E, Stangl J (1980) – Notizen zur Taxonomie und Verbreitung von *Inocybe leptocystis*. Sydowia **33**: 145–151.

Huijsman HSC (1955) – Observations on Agarics. Fungus **25**: 18–43.

Jacobsson S, Larsson E (2012) – *Inocybe* (Fr.) Fr. In: Knudsen H, Vesterholt J (eds) (2012) Funga Nordica. Agaricoid, boletoid, clavarioid, cyphelloid and gastroid genera, 2nd edn. Nordsvamp Copenhagen.

Karsten PA (1883) – Symbolae ad mycologiam Fennicam. IX. Meddelanden af Societas pro Fauna et Flora Fennica **9**: 39–56.

Karsten PA (1889a) – Symbolae ad mycologiam Fennicam. XXIX. Meddelanden af Societas pro Fauna et Flora Fennica **16**: 84–106.

Karsten PA (1889b) – Kritisk öfverisgt af Finlands Basidsvampar (Basidiomycetes; Gastero- & Hymenomycetes). Bidrag till kännedom av Finlands natur och folk **48**: 1–470.

Kobayashi T (2002) – The taxonomic studies of the genus *Inocybe*. Beiheft Nova Hedwigia **124**, Berlin.

Kokkonen K, Vauras J (2012 [online 2011]) – Eleven new boreal species of *Inocybe* with nodulose spores. Mycological Progress **11**: 299–341.

Konrad PA (1929) – Notes critiques sur quelques Champignons du Jura. 4. Bulletin Trimestriel de la de la Société Mycologique de France **45**: 35–77.

Kühner R (1955) – *Inocybe* léiosporés cystidiés, espèces nouvelles ou critiques. Bulletin de la Société des naturalistes d'Oyonnax **9**, Mémoir hors-série **1** [reprint: Kühner R, Romagnesi H (1977) Compléments à la „Flore analytique". Cramer, Vaduz: 185–277].

Kropp BR, Matheny PB, Hutchison LJ. (2013) – *Inocybe* section *Rimosae* in Utah: phylogenetic affinities and new species. Mycologia 105: 728–747.

https://doi.org/10.3852/12-185.

Kühner R, Boursier J (1932) – Notes sur le genre Inocybe: Les Inocybes goniosporées. Bulletin de la Société Mycologique de France **48**(**2**): 118–161.

Kummer P (1871) – Der Führer in die Pilzkunde. Luppe, Zerbst.

Kuyper TW (1985) – Studies in *Inocybe* I, Revision of the new taxa of *Inocybe* described by Velenovský. Persoonia **12**(**4**): 375–400.

Kuyper TW (1986) – A revision of the genus *Inocybe* in Europe. I. Subgenus *Inosperma* and the smooth-spored species of subgenus *Inocybe*. Persoonia Suppl **3**: 1–247.

Kuyper TW (1989) – Studien in *Inocybe* IV. Zeitschrift für Mykologie **55**(**1**): 111–114.

Lange JE (1917) – Studies in the Agarics of Denmark. part III, *Pluteus*, *Collybia*, *Inocybe*. Dansk botanisk Arkiv **2**(**7**): 1–50.

Larsson E, Ryberg M, Moreau P-A, Mathiesen ÅD, Jacobsson S (2009) – Taxonomy and evolutionary relation-ships within species of section *Rimosae* (*Inocybe*) based on ITS, LSU and mtSSU sequence data. Persoonia **23**: 86–98.

Larsson E, Vauras J, Cripps CL (2014) – *Inocybe leiocephala*, a species with an intercontinental distribution range – disentangling the *I. leiocephala – subbrunnea – catalaunica* morphological species complex. Karstenia **54**: 15–39.

Ludwig E (2017) – Pilzkompendium, Bd. 4, Fungicon-Verlag, Berlin.

Luhmann U, Vesper A (1998) – Über Funde einiger Rißpilzarten (*Inocybe*) aus Thüringen. Boletus **22**(**1**): 1–19.

Malençon G, Bertault R (1970) – Flore des champignons supérieurs du Maroc. – Vol. 1, Faculté des Sciences, Rabat.

Marchetti M, Franchi P (2004) [2003] – Studi sul genere *Inocybe*. I. Rivista di Micologia **46**(**4**): 319–336.

Marchetti M, Franchi P, Consiglio G (2014) – Tipificatione di alcune *Inocybe* di Britzelmayr. Rivista di Micologia **57**(**2**): 127–178.

Massee G (1904) – A monograph of the genus *Inocybe* Karsten. Annals of Botany **18**: 459–504.

Matheny PB, Hobbs AM, Esteve-Raventós F (2020) – Genera of Inocybaceae: New skin for the old ceremony. Mycologia **112**: 83–120. https://doi.org/10.1080/00275514.2019.1668906.

Matheny PB, Kropp BR (2001) – A revision of the *Inocybe lanuginosa* group and allied species in North America. Sydowia **53**(**1**): 93–139.

Matheny PB, Swenie RA (2017) – Type studies of Agaricales: the Stuntz *Inocybe* collection (unpublished).

Moser MM (1992) – On two interesting species of *Inocybe* from Sweden. Persoonia **14**: 571–576.

Munsell O (2009) – Soil Color Charts. X-Rite, Grand Rapids MI.

Nilsson RH, Larsson K-H, Taylor AFS, Bengtsson-Palme J, Jeppesen TS, Schigel D, Kennedy P, Picard K, Glöckner FO, Tedersoo L, Saar I, Kõljalg U, Abarenkov K (2018) – The UNITE database for molecular identification of fungi: handling dark taxa and parallel taxonomic classifications. Nucleic Acids Research. DOI: 10.1093/nar/gky1022.

Orton PD (1960) – New check list of British Agarics and Boleti, Part III, Notes on genera and species in the list. Transactions of the British Mycological Society **43**: 159–439.

Osmundson TW, Robert VA, Schoch CL, Baker L J, Smith A, Robich G, Mizzan L, Garbelotto MM (2013) – Filling gaps in biodiversity knowledge for macrofungi: Contributions and assessment of an herbarium collection DNA barcode sequencing project. PLoS One **8**(**4**): e62419. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062419

Peck CH (1873) – Descriptions of New Species of Fungi. Bulletin of the Buffalo Society of Natural Sciences **1**: 41–72.

Peck CH (1885) – Report of the Botanist (1884). Annual report on the New York State Museum of Natural History **38**: 77–138.

Peck CH (1904) – Report of the State Botanist 1903. Bulletin of the New York State Museum **75**: 1–68.

Peck CH (1913) – New species of fungi. Mycologia **5**(**2**):67–71.

Poirier J (2002) – Notes sur le genre *Inocybe*. 1. Documents Mycologiques **31**(**124**): 3–13.

Quélet L (1873) – Les champignons du Jura et des Vosges.

IIe Partie. Mémoires de la Société d' Émulation de Montbéliard **5**: 333–427.

Ratnasingham S, Hebert PDN (2007) – BOLD: The Barcode of Life Data System (http://www.barcodinglife.org). Molecular Ecology Notes 7: 355-364. https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2007.01678.x.

Romagnesi H (1979) – Rare or new species of macromycetes 3. *Inocybe*. Beihefte zur Sydowia **8**: 349–365.

Ryberg M, Nilsson RH, Kristiansson E, Töpel M, Jacobsson S, Larsson E (2008) – Mining metadata from unidentified ITS sequences in GenBank, a case study in Inocybe (Basidiomycota). BMC Evol Biol **8**: 50. https://doi.org/10.1186/1471-2148-8-50.

Saccardo PA (1887) – Sylloge fungorum, Vol V – Typis seminarii, Patavii.

Schwöbel H, Stangl J (1982) – Zwei neue Rißpilz-Arten, gefunden im Stadtgebiet von Karlsruhe. Carolinea **40**: 9–14.

Stangl J (1971) – Über einige Rißpilze Südbayerns I. Zeitschrift für Pilzkunde **37**(**1**–**4**): 19–40.

Stangl J (1974) – Über einige Rißpilze Südbayerns II. Zeitschrift für Pilzkunde **39**(**3**/**4**): 191–202.

Stangl J (1976) – Die eckigsporigen Rißpilze (2). Zeitschrift für Pilzkunde **42A**: 15–32.

Stangl J (1983) – *Inocybe nitidiuscula* (Britz.) Sacc., gültiger Name für *Inocybe friesii* Heim. International Journal of Mycology and Lichenology **1**(**2**): 161–168

Stangl J (1989) – Die Gattung *Inocybe* in Bayern. Hoppea **46**: 5–388.

Stangl J, Glowinski H (1980) – *Inocybe mystica* nom. nov. (*Inocybe confusa* Karst. ss. Heim in Lit.). Zeitschrift für Mykologie **46**(**2**): 169–172.

Stangl J, Kuyper TW (1985) – Neue und seltene Rißpilz-Arten in der Bundesrepublik Deutschland. Zeitschrift für Mykologie **51**(**2**): 257–267.

Stangl J, Veselský J (1979) – *Inocybe metrodii* sp. nov. (Beiträge zur Kenntnis seltenerer Inocyben Nr. 16). Česká Mykologie **33**(**4**): 220–224.

Velenovský J (1920–1922) – České Houby, Díl **1–5**, České Botanické Společnosti, Praze.

Mycologia Bavarica
Band 23: 51–62

ISSN 2940-8342 (Online)
www.mycologia-bavarica.de

Fachbeitrag

Beiträge zur Gattung *Cortinarius* in Bayern, Teil 2: Sektion *Calochroi, C. platypus* und *C. insignibulbus*

Matthias Dondl[1]

Online publiziert am 02.12.2023

Dondl M (2023) – Beiträge zur Gattung *Cortinarius* in Bayern, Teil 2: Sektion *Calochroi*, *C. platypus* und *C. insignibulbus*. Mycologia Bavarica **23**: 51-62.

Key words: Basidiomycota, Agaricales, Cortinariaceae, *Cortinarius,* Section *Calochroi*, Bavaria, Germany

Summary: *Cortinarius platypus* and *Cortinarius insignibulbus*, two representatives of the section *Calochroi* occurring in deciduous forests, are presented using several Bavarian collections. In the studied collections the identification was secured by molecular analysis (ITS). Taxonomy and distribution in Bavaria and Europe are discussed.

Zusammenfassung: *Cortinarius platypus* und *Cortinarius insignibulbus*, zwei im Laubwald vorkommende Vertreter der Sektion *Calochroi*, werden anhand mehrerer bayerischer Kollektionen vorgestellt. Bei den untersuchten Kollektionen wurde die Bestimmung durch molekulare Analysen (ITS) untermauert. Taxonomie und Verbreitung in Bayern und Europa werden diskutiert.

Einleitung

In einem 2022 veröffentlichten Artikel wird die Gattung *Cortinarius* in 10 separate Gattungen aufgesplittet (Liimatainen et al. 2022). Die hier behandelten Taxa würden demnach zur neu geschaffenen Gattung *Calonarius* Niskanen & Liimat. und hier zur Untergattung *Calonarius* Sekt. *Calochroi* Niskanen & Liimat. gehören. Im vorliegenden Beitrag folge ich dieser taxonomischen Neuerung nicht, da ich die Beibehaltung der etablierten monophyletischen Großgattung *Cortinarius* für erheblich praktikabler halte. Ob die Aufspaltung der Gattung *Cortinarius* langfristig Bestand haben wird, bleibt abzuwarten. Vgl. dazu auch Soop (2022).

Zum Verständnis der *Calochroi* im traditionellen Sinn sowie zur Entwicklung der Forschung über diese Artengruppe vgl. Dondl (2022).

In diesem Artikel werden zwei in Bayern vorkommende Arten der Sektion *Calochroi* mit Fotos und ausführlichen morphologischen Beschreibungen vorgestellt, die Abgrenzung zu ähnlichen Arten diskutiert und, soweit dies möglich ist, die Verbreitung in Bayern und Europa skizziert. Die Fotos und Beschreibungen beziehen sich ausschließlich auf sequenzierte Kollektionen. Weitere Makro- und Mikrofotos zu diesen Kollektionen sind auf der Website www.interhias.de/schwammerlseiten verfügbar, die entsprechenden Links sind im Literaturverzeichnis aufgeführt.

Material und Methoden

Die makroskopischen Beschreibungen beruhen auf Frischmaterial. Die Makrofotos wurden mit einer Olympus E3, ab 2020 mit einer Olympus E-M1 Mark III Digitalkamera aufgenommen. Die Mikromerkmale wurden anhand von Trockenmaterial und am Sporenabwurf ermittelt. Zum Aufquellen wurde KOH (3%) verwendet. Die Mikrofotos wurden mit einer Moticam 3 und sämtlich in KOH (3%) angefertigt. Die mikroskopischen Messungen wurden mit dem Programm Motic Images Plus 2.0 bzw. 3.0 vorgenommen. Als Mikroskop stand ein Zeiss Axio LabA1 zur Verfügung.

Die Sporenparameter [(1) n = 20] bedeuten: Es wurde 1 Kollektion untersucht und dabei 20 Sporen vermessen. Das Gesamtsporenmaß ist ein ± subjektiver Wert, der von den gemessenen Sporen abgeleitet wird.

Die Angabe der Koordinaten und Höhe über NN in den Funddaten erfolgte näherungsweise mithilfe des Koordinatenermittlers auf www.orchids.de (Haynold 2023).

Die Sequenzanalysen (ITS) wurden bei der Firma ALVALAB in Spanien in Auftrag gegeben und die Sequenzen zum Teil in der GenBank hinterlegt. Zwei Kollektionen wurden von der DNA-Gruppe der Journées Européennes du Cortinaire (J.E.C.) sequenziert und bestimmt.

Anschrift des Autors: [1]Lipowskystraße 12a, D-81373 München. matthias.dondl@pilze-muenchen.de

Funddaten zu Kollektionen von anderen abgebildeten Arten

Cortinarius calochrous (Pers.) Gray (Abbildungen 10-11), D, By, Landkreis Bad Tölz-Wolfratshausen, Gemeinde Greiling, Vorberg; Bergmischwald (Tanne, Fichte, Buche) auf würmzeitlicher Fernmoräne oder spätglazialen Schuttablagerungen im Übergangsbereich zum Flysch; bei großen Buchen und Fichte am Rand eines Pfades; gesellig (3 Fk); 880 m ü. NN; TK 8235/412; 29.09.2015; leg./det. M. Dondl; Herbar MD Cortinarius-calochrous-15; GenBank Accession Nr. ON059598 (weitere Makro- und Mikrofotos siehe Dondl 2015, Nr. 17).

Ergebnisse

Cortinarius platypus (M.M. Moser) M.M. Moser, Kleine Kryptogamenflora von Mitteleuropa – Die Blätter- und Bauchpilze (Agaricales und Gastromycetes) IIb/2: 292, 1967 **Abb. 1-9**

= *Cortinarius frondosophilus* Bidaud (Bellanger 2015)

= *Cortinarius pseudosodagnitus* Rob. Henry (Bellanger 2015)

Hut 3,4 – 6,5 cm breit, gewölbt, klebrig, glatt, Grundfarben cremeweiß bis cremegelb, bei einigen Fruchtkörpern auch mit olivgelben bis olivgrauen Tönen, am und um den Scheitel ockergelb bis ockerbräunlich und meist mit Resten des weißlichen Velums beflockt oder überreift. **Stiel** 5 – 8 cm lang und 0,8 – 1,2 cm dick, gerandet knollig, cremeweiß bis cremefarben, an der Spitze blaulila und lange so bleibend, im Alter auch ockerbräunlich verfärbend; Knolle bis 2,5 cm breit, relativ flach, tellerartig gerandet, basal breit konisch bis abgerundet, weiß; Velum am Knollenrand weiß, bildet häufig einen volvaartig überstehenden Saum; Basalmyzel weiß, nur bei wenigen Fruchtkörpern stellenweise auch schwefelgelb. **Lamellen** schwach ausgebuchtet bis gerade angewachsen, bisw. auch mit Zahn kurz herablaufend, gedrängt, anfangs blaulila, reif graubraun bis kartonbraun, Lamellenschneiden meist auch im Alter lila bleibend. **Fleisch** cremeweiß bis cremegelblich, an der Stielspitze in der Rinde vergänglich blaulila. **Geruch** schwach, nicht signifikant. **Geschmack** nicht untersucht. **KOH (40 %)** auf der Huthaut beigebraun bis ockerbraun, am Fleisch und an der Bulbipellis negativ.

Sporen [(3) n = 60] 9,0 – 11,4 × 5,1 – 6,5 µm, Lm = 10,3 µm, Bm = 5,8 µm; mittlerer Quotient 1,71 – 1,91, Qm = 1,78; amygdaliform, apikal bisw. schwach ausgezogen und dann subcitriform, Ornament aus meist niedrigen, feinen, seltener auch schollig vergrößerten Warzen, die gelegentlich zusammenfließen, im Umriss glatt, einzelne Warzen wulstig überstehend. **Basidien** 4-sporig, mit Schnallen, 25 – 30 × 8 – 9 µm. **Lamellenschneide** steril, mit einem durchgehenden Band aus Cheilozystiden. **Cheilozystiden** keulig, dünnwandig, von Basidiolen eindeutig unterscheidbar, blass lila pigmentiert, bis 35 × 16 µm groß. **HDS** vom Simplex-Typ, dickes Ixotrichoderm; Epikutiszellen stark gelifiziert, meist nur in langen Bruchstücken erhalten, bisw. kollabiert, in der obersten Lage teils mit goldgelbem bis olivbraunem intrazellulärem Pigment, sonst sehr blass gelblich oder hyalin, meist glatt, wenige fein querstreifig inkrustiert, Zellen in der Subcutis teils fein querstreifig gelb inkrustiert; Hypoderm nicht entwickelt.

Molekulare Untersuchung

Zur genetischen Interpretation von *Cortinarius platypus* vgl. Frøslev et al. (2007), Ortega et al. (2008), Liimatainen et al. (2014), Bellanger (2015), Garnica et al. (2016) und Mahiques et al. (2018). Demnach weist *Cortinarius platypus* eine gewisse intraspezifische genetische Variabilität auf und gehört zu einem Clade, in dem auch die Typuskollektionen von *Cortinarius frondosophilus* und *Cortinarius pseudosodagnitus* eingereiht sind.

Die beiden hier vorgestellten Kollektionen Cortinarius-platypus-4 und Cortinarius-platypus-5 wurden von der DNA-Gruppe der J.E.C. sequenziert und als *Cortinarius platypus* identifiziert (vgl. Saar 2022).

Die vom Labor ALVALAB sequenzierte Kollektion Cortinarius-platypus-6 weist bezogen auf die ITS-Region eine über 99 % liegende Übereinstimmung mit dem Holotypus von *Cortinarius platypus* auf.

Kurzcharakteristik

Cortinarius platypus ist ein habituell recht variabler Klumpfuß aus der Sektion *Calochroi*. Typisch sind die blassen creme- bis olivgelben, nur am Scheitel bisw. auch bräunlichen Hutfarben, ein cremeweißer, an der Spitze blaulila gefärbter Stiel, eine meist flache, tellerartig gerandete Stielknolle, weißes Velum am Knollenrand, eine auf der Huthaut meist braune, selten aber auch rote KOH-Reaktion, eine an der Bulbipellis negative, in seltenen Fällen auch schwach positive KOH-Reaktion, eine sterile Lamellenschneide sowie das Vorkommen im Laubwald auf Kalk.

Untersuchte Kollektionen

D, By, Landkreis Starnberg, Gemeinde Starnberg, Leutstetten, Sonnenberg; Buchenmischwald über würmzeitlicher Endmoräne, bei alten Buchen; 600 m ü. NN; TK 7934/341; 02.10.2012; leg./det. M. Dondl; Herbar

Abb. 1-6 – *Cortinarius platypus,* 1-2) Koll. MD Cortinarus-platypus-4; 3) Koll. MD Cortinarus-platypus-5; 4-6) Koll. MD Cortinarus-platypus-6.

MD Cortinarius-platypus-4 (vgl. Dondl 2012, Nr. 36). D, By, Landkreis Starnberg, Gemeinde Starnberg, Leutstetten, Sonnenberg; Buchenmischwald über würmzeitlicher Endmoräne; bei alten Buchen; 600 m ü. NN; TK 7934/341; 02.10.2012; leg./det. M. Dondl; Herbar MD Cortinarius-platypus-5 (vgl. Dondl 2012, Nr. 37). D, By, Landkreis Landsberg am Lech, Gemeinde Dießen am Ammersee, Riederau, Bierdorf; Mischwald (Buche, Eiche, Fichte, Kiefer, Tanne, Birke, Schwarzerle) über Würmmoräne; am Hang eines Grabens bei alten Buchen (und weiter entfernt Fichte) in der Laubstreu; gesellig (3 Fk); 610 m ü. NN.; TK 8032-1-4-2, Koordinaten: 11°4‘37.64“E, 47°58‘10.96“N; 06.10.2018; leg./det. M. Dondl; Herbar MD Cortinarius-platypus-6; GenBank Accession Nr. MZ669986 (vgl. Dondl 2018, Nr. 25).

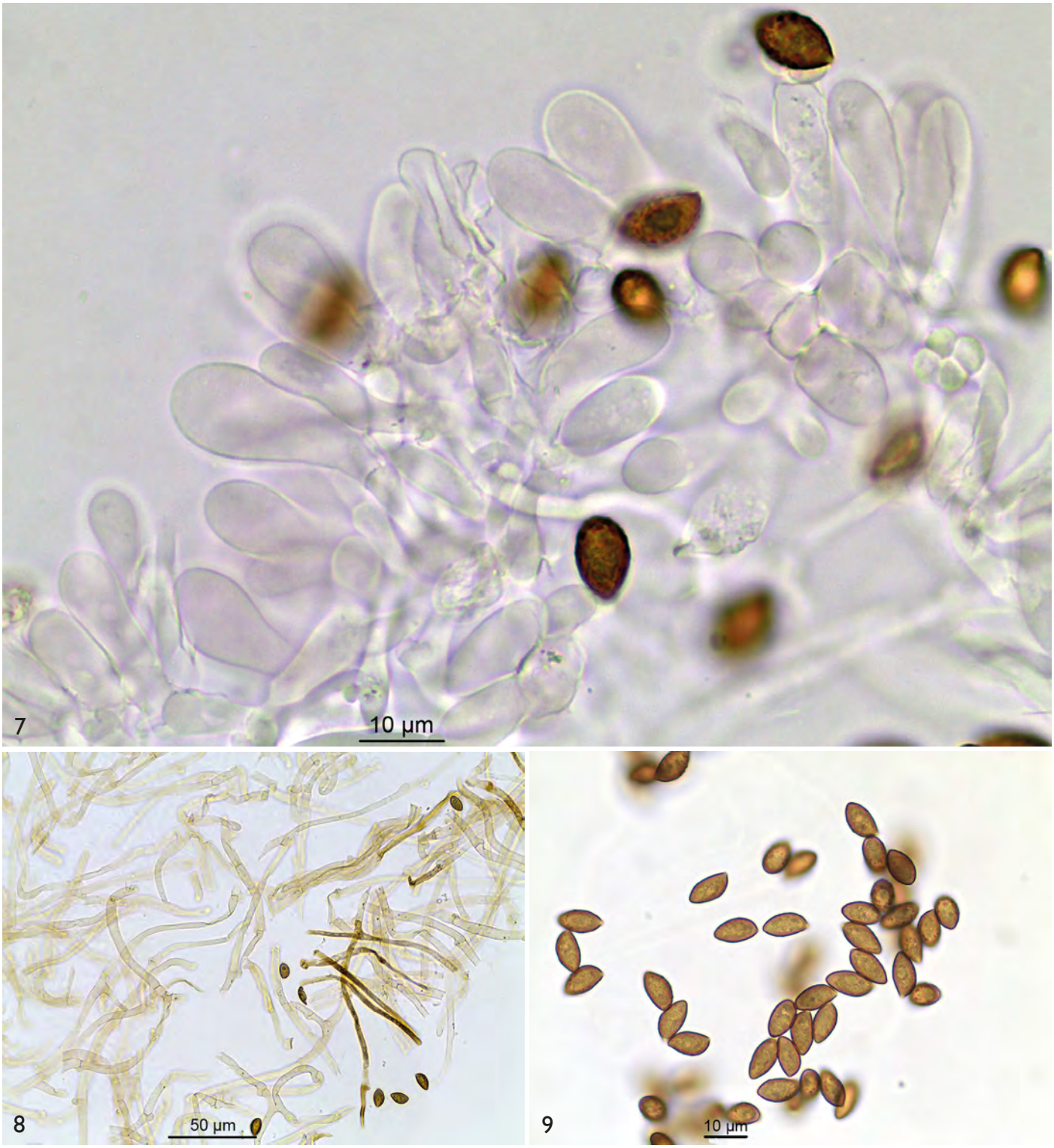

Abb. 7-9 – *Cortinarius platypus*, Koll. MD Cortinarus-platypus-6; 7) Cheilozystiden, 8) Epicutis, 9) Sporen (Abwurf).

Verbreitung und Ökologie

In den online abrufbaren Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie sind für *Cortinarius platypus* insgesamt 44 Datensätze ausgewiesen. Davon stammen 6 Datensätze aus Bayern, die übrigen aus Baden-Württemberg, Thüringen, Sachsen-Anhalt, Brandenburg, Niedersachsen und Schleswig-Holstein (DGFM 2023b).

Die bayerischen Vorkommen wurden aus dem Labertal bei Viehhausen (det. A. Bresinsky 2007 und 2009) sowie aus dem oberbayerischen Fünfseenland in Höhenlagen nicht über 750 m gemeldet. Aus den bayerischen Alpen sind mir keine Funde bekannt.

In der mykologischen Datenbank der ÖMG sind 8 Datensätze zu *Cortinarius platypus* hinterlegt, davon zwei Kollektionen aus Höhenlagen zwischen 950 und 1150 m in den nördlichen Randalpen (ÖMG 2023).

Aufgrund der unten diskutierten Verwechslungsgefahr mit anderen Arten kann man nicht mit Sicherheit davon ausgehen, dass die kartierten Kollektionen alle korrekt bestimmt sind. Das gilt vor allem für

Aufsammlungen, bei denen die für die Bestimmung elementare Laugen-Reaktion auf der Knollenunterseite (Oertel & Laber 1986) nicht getestet wurde. Dennoch spricht die Datenlage dafür, dass die Art in geeigneten Habitaten in Deutschland nicht selten ist.

Cortinarius platypus ist eine Laubwald-Art, die auf kalkreichen Böden wächst. Durch Sequenzanalyse bestätigte Vorkommen sind beispielsweise aus Dänemark (Frøslev et al. 2006, GenBank Nr. DQ083778, bei Buche), Schweden (Frøslev et al. 2007, GenBank Nr. DQ663387, bei Buche), Frankreich (Liimatainen et al. 2014, GenBank Nr. NR_153025, bei Hainbuche, Buche, Eiche), Italien (Frøslev et al. 2007, GenBank Nr. DQ663388, bei Eiche) und Spanien (Mahiques et al. 2018, GenBank Nr. MG696278, bei Eiche; Ortega et al. 2008, GenBank Nr. AM709877 und AM709876, bei Eiche) dokumentiert.

Es zeigt sich also, dass *Cortinarius platypus* in Mittel- und Nordeuropa vor allem bei Buche, im mediterranen Raum eher bei Eichen vorkommt und auch Hainbuche als Symbiosepartner nicht ausgeschlossen werden kann.

Taxonomie und Artabgrenzung

Den Holotypus von *Cortinarius platypus* hat Meinhard M. Moser am 09.10.1958 bei Inzigkofen am südwestlichen Rand der Schwäbischen Alb im Naturpark Obere Donau gesammelt und die Art als *Phlegmacium platypus* neu beschrieben (Moser 1960). Seine Beschreibung und das zugehörige Aquarell (Moser 1960: Tafel XIX, Nr. 111) decken sich weitgehend mit der Morphologie der hier untersuchten Kollektionen, die sich lediglich durch einen etwas schlankstieligeren Habitus unterscheiden. Auch die Abbildungen der sequenzierten Kollektionen bei Bidaud et al. (2001: Pl. 342 als *Cortinarius frondosophilus*), Saar (2007: 65) und Ludwig (2017: Nr. 136.42) fügen sich gut in das hier dargestellte morphologische Gesamtbild der Art. Starke morphologische Abweichungen zeigen sich bei ebenfalls sequenzierten Kollektionen, die bei Steineiche in Spanien gefunden wurden. Ortega et al. (2008) beschreibt seine Kollektion GDA 50853 (leider ohne Foto) mit violetten Hutfarben und violettem Velum am Hut und am Knollenrand. Mahiques et al. (2018) präsentieren ein Foto ihrer Kollektion JB-9040-16 mit rosavioletten Hutfarben und geben in ihrem Schlüssel für *Cortinarius platypus* zudem eine rosa- bis weinrote KOH-Reaktion auf der Huthaut an. Dieses Phänomen, dass ein Vertreter der Sektion *Calochroi*, der in Mitteleuropa nur mit cremefarbenen bis gelben Hutfarben vorkommt, im mediterranen Raum bei weitgehend oder vollständig übereinstimmender ITS-Sequenz mit violettlichen Hutfarben auftritt, war uns schon bei den Recherchen zu *Cortinarius subgracilis* Moënne-Locc. begegnet (Dondl 2022). Ob diese morphologisch abweichenden mediterranen Sippen nicht doch eigenständige Arten darstellen, müssen weitere Untersuchungen zeigen.

Morphologisch ähnliche, in Mitteleuropa vorkommende Laubwald-Arten, die mit *Cortinarius platypus* verwechselt werden könnten, sind *Cortinarius lilacinovelatus* Reumaux & Ramm, *Cortinarius calochrous* (Pers.) Gray, *Cortinarius insignibulbus* Bidaud & Moënne-Locc. und *Cortinarius catharinae* Consiglio. *Cortinarius ortegae* Mahiques, Ballarà, Salom, Bellanger & Garrido-Ben. hat auch eine gewisse Ähnlichkeit, kommt aber nach jetzigem Stand nur im Mittelmeerraum, vornehmlich bei Steineiche vor (Mahiques et al. 2018, pers. Mitt. Saar).

Cortinarius catharinae unterscheidet sich vor allem durch eine blutrote KOH-Reaktion auf der Huthaut und eine intensiv pinkrote KOH-Reaktion an der Knollenunterseite (Brandrud et al. 2018). Wie leicht Fehlbestimmungen passieren, wenn diese Reaktion nicht getestet wird, illustriert die Tafel A19 bei Consiglio et al. (2003): Das obere Foto zeigt den Holotypus von *Cortinarius catharinae*, das untere Foto eine ebenso bestimmte Kollektion, die sich durch ITS-Sequenzierung als *Cortinarius platypus* entpuppt hat (Frøslev et al. 2007). *Cortinarius insignibulbus* unterscheidet sich ebenfalls durch eine intensiv pinkrote KOH-Reaktion an der Knollenunterseite (siehe Beschreibung unten). Bei den hier vorgestellten Kollektionen von *Cortinarius platypus* war die KOH-Reaktion an der Knollenunterseite (Bulbipellis) stets negativ. In seltenen Fällen kann diese Reaktion aber auch schwach positiv ausfallen (pers. Mitt. Saar und Saar 2007). Die im Regelfall bräunliche KOH-Reaktion auf der Huthaut kann auch bei mitteleuropäischen Kollektionen in seltenen Fällen rot ausfallen (pers. Mitt. Saar).

Cortinarius calochrous unterscheidet sich durch intensiv gelbe Hutfarben, gelbes Velum am Knollenrand, fehlende Blautöne an der Stielspitze, meist gelbes Basalmyzel, kleinere Sporen und eine in der Regel fertile oder heterogene Lamellenschneide (vgl. Abbildungen 10-11 und Dondl 2015, Nr. 17).

Cortinarius lilacinovelatus unterscheidet sich durch das namensgebende lila Velum, das bei jungen Exemplaren sowohl am Hutrand als auch am Knollenrand ausgeprägt ist. Zudem ist der Stiel bei dieser Art zumindest bei frischen Exemplaren gänzlich oder zumindest weit herab lila gefärbt, bei *Cortinarius platypus* dagegen nur an der Spitze. Schön zu sehen und beschrieben sind diese Merkmale bei Saar (2007) und auf der Originaltafel bei Bidaud et al. (2001: Pl. 333). Fehlen *Cortinarius lilacinovelatus* die lila Velumreste, ist eine Verwechslung mit *Cortinarius platypus* sehr gut möglich. Dies zeigt zum Beispiel die als *Cortinarius*

Abb. 10-11 – *Cortinarius calochrous*, Koll. MD Cortinarius-calochrous-15.

platypus vorgestellte Kollektion bei Cadiñanos Aguirre (2004: 25, 42), die durch Sequenzanalyse als *Cortinarius lilacinovelatus* identifiziert wurde (Garnica et al. 2009, Ballará et al. 2019). Diese Kollektion wiederum gleicht wie ein Ei dem anderen der schon oben erwähnten Kollektion von *Cortinarius platypus*, die bei Consiglio et al. (2003) auf der Tafel A19 unten als *Cortinarius catharinae* abgebildet ist. Beide Aufsammlungen stammen aus dem mediterranen Eichenwald. Ob *Cortinarius lilacinovelatus* eine sterile Lamellenschneide aufweisen kann, wurde noch nicht hinreichend untersucht, weil diesem Merkmal in der Vergangenheit wenig Beachtung geschenkt wurde. Nach bisherigem Kenntnisstand sieht es aber danach aus, dass bei dieser Art an der Lamellenschneide nur vereinzelt sterile Zellen auftreten, die von Basidiolen klar unterscheidbar sind (Ballará et al. 2019, Bidaud et al. 2001: Pl. 333, Pl. 337 und pers. Mitt. Saar). Dies wäre ein weiteres Trennmerkmal zu *Cortinarius platypus*, der stets eine sterile Lamellenschneide mit deutlich differenzierten Cheilozystiden aufweist.

Mit den Schlüsseln in Knudsen & Vesterholt (2012) und Bellanger (2015) lässt sich *Cortinarius platypus* einigermaßen zuverlässig bestimmen, sofern eine Kollektion mit absolut frischen Fruchtkörpern vorliegt.

Cortinarius insignibulbus Bidaud & Moënne-Locc., Atlas des Cortinaires 11: 613, 2001 **Abb. 12-22**

= *Cortinarius calochrous* (Pers.) Gray f. *violascens* Rob. Henry ex. Bidaud, Moënne-Locc. & Reumaux (Bellanger 2015)

Hut 4,5 – 8 cm breit, schleimig und klebrig, elfenbein- bis cremefarben oder cremebeige, bisw. auch etwas dunkler semmelgelb, bisw. mit spärlichen, weißlichen, selten ockerbraun verfärbten Velumflocken besetzt. **Stiel** bis 8 x 1,2 cm, gerandet knollig, auf ganzer Länge violett bis lila; Knolle bis 3 cm breit, meist flach und breit bis tellerartig gerandet, basal abgerundet bis flachkonisch eingesenkt, Bulbipellis weiß bis blass lila, Basalmyzel weiß; Velum am Knollenrand meist blass lila, aber auch weißlich. **Lamellen** variabel im Ansatz (aufsteigend bis ausgebuchtet), breit angewachsen, gedrängt, anfangs blaulila, später graubraun bis kartonbraun umfärbend; Schneiden gleichfarbig. **Fleisch** im Hut weiß, im Stiel in der Rinde violett bis lila, in der Basis weißlich, satt cremefarben bis blass ocker. **Geruch** schwach, nicht signifikant, bei einer Kollektion schwach gummiartig. **Geschmack** nicht untersucht. **KOH (40 %)** auf Hutfleisch blass grau (negativ); auf der Huthaut sehr variabel: negativ, ockerbraun, dattelbraun, kastanienbraun bis tief rotbraun; an der Bulbipellis stets pinkrot.

Sporen [(3) n = 70] 8,5 – 12,3 × 5,3 – 6,8 µm, Lm = 10,0 µm, Bm = 6,1 µm; mittlerer Quotient 1,64 – 1,66, Qm = 1,65; (sub)amygdaloid, Apex leicht bis deutlich abgerundet, bisw. etwas abgeschnürt und papilliert, Sporen dann subcitriform; mäßig grob warzig, Warzen niedrig, am Umriss nur wenig überstehend, teils isoliert, teils kleinschollig oder krustenartig zusammenfließend. **Basidien** 4-sporig, mit Schnallen, 26 – 34 × 8 – 12 µm. **Lamellenschneide** steril, mit einem durchgehenden Band aus klar differenzierten Cheilozystiden. **Cheilozystiden** keulig bis blasig, farblos, 24 – 41 × 7 – 20 µm. **HDS** Ixocutis, dicke Schicht aus irregulär verwobenen, teils gelifizierten, teils intakten farblosen oder intrazellulär gelblich bis bernsteinfarben pigmentierten Zellen, teils mit irregulären, hyalinen Strukturen (korallige Auswüchse), Zellbreite ca. 2,5 – 5 µm, mit vielen zylindrischen, schlank keuligen oder schwach kopfigen Endzellen, letztere ca. 3,5 – 5,4 µm breit; Subcutis aus bis ca. 8 µm breiten, +/- parallelen Zellen, Pigment intraparietal gelblich und schwach quergestreift inkrustierend.

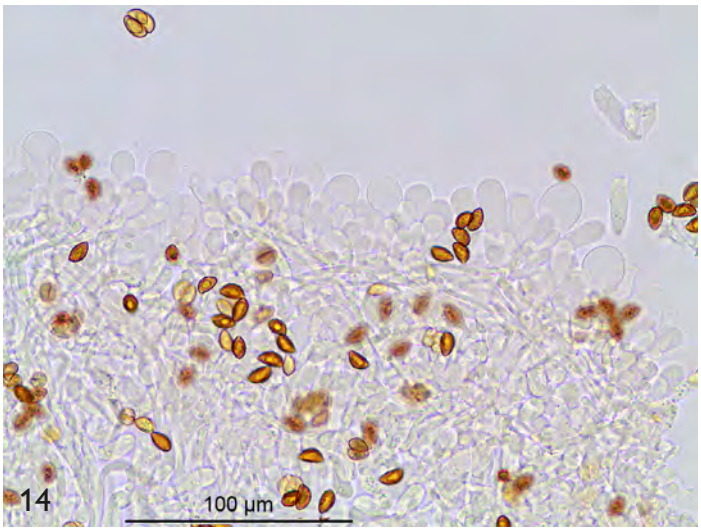

Abb. 12-14 – *Cortinarius insignibulbus*, Koll. MD Cortinarus-insignibulbus-1; 12, 13) Studioaufnahme; 14) Lamellenschneide.

Molekulare Untersuchung

Die vom Labor ALVALAB sequenzierten Kollektionen MD Cortinarius-insignibulbus-1, MD Cortinarius-insignibulbus-3 und MD Cortinarius-insignibulbus-6 weisen bezogen auf die ITS-Region eine deutlich über 99% liegende Übereinstimmung mit dem Holotypus von *Cortinarius insignibulbus* auf.

Kurzcharakteristik

Cortinarius insignibulbus ist ein mittelgroßer bis großer Klumpfuß aus der Sektion *Calochroi*. Typisch sind die vorwiegend blassen elfenbeinweißen bis cremebeigen Hutfarben, ein in der Regel auf ganzer Länge blaulila gefärbter Stiel, eine breite Stielknolle, weißes bis blasslila Velum am Knollenrand, eine an der Bulbipellis pinkrote KOH-Reaktion, eine auf der Huthaut variable, aber nie blutrote KOH-Reaktion, eine sterile Lamellenschneide sowie das Vorkommen im Laubwald auf Kalk.

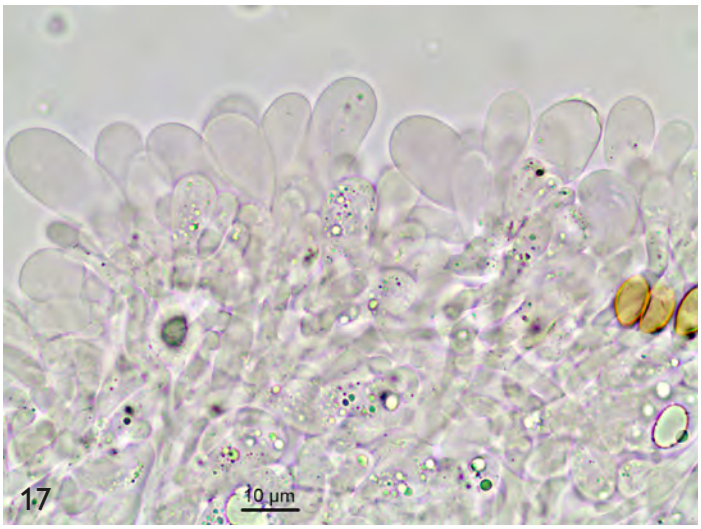

Abb. 15-17 – *Cortinarius insignibulbus*, Koll. MD Cortinarus-insignibulbus-6; 15) in situ 16) Studioaufnahme 17) Lamellenschneide

Untersuchte Kollektionen

D, By, Landkreis München, Gemeinde Oberschleißheim, Berglholz; Laubmischwald über hochwürmzeitlichen Schmelzwasserschottern; bei Linden und (weiter entfernt) Eichen; gesellig (über 5 Fk); 490 m ü. NN; TK 7735/142; 03.10.2009; leg./det. M. Dondl; Herbar MD Cortinarius-insignibulbus-1; GenBank Accession Nr. MZ669980 (vgl. Dondl 2009, Nr. 16).

D, By, Landkreis München, Gemeinde Grünwald, Isarleite nördlich der Grünwalder Brücke; Kalkbuchenwald; bei alten Buchen; 550 m ü. NN; TK 7935/134; 27.09.2013; leg./det. M. Dondl; Herbar MD Cortinarius-insignibulbus-6; GenBank Accession Nr. MZ669981 (vgl. Dondl 2013, Nr. 8).

D, By, Landkreis München, Gemeinde Baierbrunn, Klosterforst, Isar-Westufer; Buchenmischwald auf meist kalkhaltigem Boden (Geologie kleinteilig, Nagelfluh, Rutschmassen, aber auch Tertiärflinz und Seetone); bei Buchen, einzeln; 585 m ü. N.N.; TK 7934/443, Koordinaten: 11.477031 E, 48.006214 N; 03.10.2016; leg./det. M. Dondl; Herbar MD Cortinarius-insignibulbus-3 (vgl. Dondl 2016, Nr. 10).

Abb. 18-22 – *Cortinarius insignibulbus*, Koll. MD Cortinarus-insignibulbus-3; 18-20; 21-22); 21) Lamellenschneide 22) Sporen in der Cortina

Verbreitung und Ökologie

In den online abrufbaren Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie sind für *Cortinarius insignibulbus* insgesamt 13 Datensätze ausgewiesen. Davon stammen 6 Datensätze aus Bayern, die übrigen aus Sachsen-Anhalt und Niedersachsen (DGfM 2023a).

Die bayerischen Vorkommen sind die hier vorgestellten Kollektionen sowie zwei Meldungen aus dem Altmühltal bei Solnhofen.

In der mykologischen Datenbank der ÖMG fehlt *Cortinarius insignibulbus* (ÖMG 2023).

Aufgrund der generellen Schwierigkeit der Bestimmung dieser erst 2001 beschriebenen Art ist davon auszugehen, dass die Kartierung die tatsächliche Verbreitung nur sehr unvollständig widerspiegelt.

Cortinarius insignibulbus kommt bei verschiedenen Laubbäumen (Buche, Linde, Hainbuche, Hasel, Eiche) auf kalkhaltigen Böden vor.

Durch Sequenzanalyse untermauerte Vorkommen sind beispielsweise aus Sachsen-Anhalt (DGfM 2023b, GenBank Nr. EU655660, bei Hasel), Baden-Württemberg (pers. Mitt. Winkler), Norwegen (Brandrud et al. 2018, bei Linde), Dänemark (Frøslev et al. 2006, GenBank Nr. DQ083788, bei Buche), Frankreich (Bidaud et al. 2001: Pl. 330 als *Cortinarius calochrous f. violascens*, GenBank Nr. DQ663323 bei Hainbuche sowie Pl. 341 als *Cortinarius subamethystinus*, GenBank Nr. DQ663324, bei Buche), und Spanien (Mahiques et al. 2018, GenBank Nr. MG696269, bei Buche) dokumentiert. Brandrud et al. (2018) berichtet außerdem von einem unpublizierten Vorkommen in Ungarn. In Italien (Toskana) habe ich die Art einmal bei Eiche gefunden, diese Kollektion wurde allerdings nicht sequenziert (vgl. Dondl 2019, Nr. 35).

Taxonomie und Artabgrenzung

Der Holotypus von *Cortinarius insignibulbus* wurde in Frankreich bei Hainbuche gesammelt (Bidaud et al. 2001: Pl. 342). Die zugehörige Originaltafel, zwei weitere Abbildungen im Atlas des Cortinaires unter anderen Namen (Bidaud et al. 2001: Pl. 330 und Pl. 341 als *Cortinarius calochrous f. violascens* bzw. *Cortinarius subamethystinus*), die Fotos bei Brandrud et al.(2018) sowie das Foto bei Mahiques et al. (2018) ergeben zusammen mit den hier vorgestellten Aufsammlungen ein relativ homogenes makroskopisches Bild der Art. Auch die Kollektionen aus dem mediterranen Raum schlagen nicht mit abweichenden Hutfarben aus der Art (vgl. Taxonomie und Artabgrenzung zu *Cortinarius platypus* oben). Die blaulila Stielfarben sind unterschiedlich intensiv und verblassen im Alter, dennoch sind die weit herab oder gänzlich blaulila gefärbten Stiele offenbar ein konstantes Merkmal dieser schönen Art.

Zur Unterscheidung des sehr ähnlichen *Cortinarius platypus* siehe oben.

Der aus Dänemark beschriebene und in Deutschland bislang nicht gesichert nachgewiesene *Cortinarius selandicus* Frøslev & T.S. Jeppesen unterscheidet sich durch meist zweifarbige, nur im oberen Bereich lila gefärbte Stiele, anfangs graue, höchsten ganz blass lila gefärbte Lamellen und oft auch durch cremefarbene bis bräunliche Velumschüppchen am Hut. Zur Beschaffenheit der Lamellenschneide (steril?) schweigt sich die Originalbeschreibung leider aus (Frøslev et al. 2006).

Cortinarius sancti-felicis Frøslev & T.S. Jeppesen unterscheidet sich durch größere Sporen und rein mediterranes Vorkommen bei Eiche (Frøslev et al. 2006).

Cortinarius subgracilis Moënne-Locc. hat eine ebenfalls pinkrote KOH-Reaktion an der Bulbipellis und kann ähnlich blasse Hutfarben aufweisen, unterscheidet sich aber deutlich durch völlig fehlende Blautöne am Stiel, in der Regel kleinere Fruchtkörper, eine konstant rotbraune KOH-Reaktion auf der Huthaut und wächst in Mitteleuropa bei Nadelbäumen (vgl. Dondl 2022).

Cortinarius albertii Dima, Frøslev & T.S. Jeppesen, *Cortinarius catharinae* Consiglio und *Cortinarius parasuaveolens* (Bon & Trescol) Bidaud, Moënne-Locc. & Reumaux unterscheiden sich alle drei durch eine intensiv rote KOH-Reaktion auf der Huthaut (Brandrud et al. 2018).

Mit den Schlüsseln in Knudsen & Vesterholt (2012) und Bellanger (2015) lässt sich *Calonarius insignibulbus* einigermaßen zuverlässig bestimmen, sofern eine Kollektion mit absolut frischen Fruchtkörpern vorliegt.

Diskussion

Aufgrund der bereits im ersten Beitrag dieser Artikelreihe diskutierten Bestimmungsprobleme in der Sektion *Calochroi* (Dondl 2022) ist es grundsätzlich ratsam, eigene Kollektionen entweder zu sequenzieren oder zumindest mit sequenzanalytisch verifizierten Aufsammlungen zu vergleichen. An dieser Stelle sei auf das „Abbildungsverzeichnis der Taxa *Cortinarius*“ hingewiesen, das Günter Saar erstmals 2022 auf der Website der J.E.C. veröffentlicht hat (Saar 2022) und bei den Recherchen zum vorliegenden Artikel von erheblichem Nutzen war. Dieses Verzeichnis referenziert für 777 europäische Arten der Gattung *Cortinarius* Abbildungen von sequenzierten Kollektionen. Dabei ist nahezu die gesamte verfügbare Literatur zur Gattung *Cortinarius* berücksichtigt worden. Das Verzeichnis listet auch falsch bestimmte Kollektionen auf, deren korrekter Name mittlerweile durch

ITS-Sequenzierung ermittelt wurde. Die im „Abbildungsverzeichnis der Taxa *Cortinarius*" referenzierten Literaturstellen enthalten in den meisten Fällen nicht nur verifizierte Abbildungen, sondern auch Beschreibungen und weiterführende Informationen zu den jeweiligen Arten. In die Datenbasis für das Abbildungsverzeichnis wurden die Ergebnisse der Forschungsarbeit der DNA-Gruppe der J.E.C. miteinbezogen.

Cortinarius platypus und *Cortinarius insignibulbus* sind in ihren typischen Lebensräumen nicht ausgesprochen selten, fehlen aber zum Beispiel im wichtigen Standardwerk Flora Photographica *Cortinarius* (Brandrud et al. 1990-2012) und wurden – wie oben gezeigt – nicht selten unter anderen Namen präsentiert. Insofern trägt das hier vorgestellte, sequenzierte Material hoffentlich ein paar Pinselstriche zum Gesamtbild der beiden Arten bei.

Ein auffälliges und offenbar konstantes Merkmal von *Cortinarius platypus* und *Cortinarius insignibulbus* sind sterile Lamellenschneiden mit deutlich differenzierten Cheilozystiden. In einigen Fällen kann dieses Merkmal, dem in der Vergangenheit wenig Beachtung geschenkt wurde, bei der Artabgrenzung nützlich sein (vgl. dazu auch Dondl 2022). Beide Arten zeichnen sich außerdem durch eine meist flache und oft sehr breite Stielknolle aus.

Danksagungen

Herzlichen Dank an Günter Saar für die Durchsicht des Manuskripts, Hilfe bei der Literaturbeschaffung, spannenden cortinariologischen Austausch, Korrekturen und nützliche Anregungen. Ich danke Pablo Alvarado von der Firma ALVALAB/Spanien für die sequenzanalytischen Arbeiten. Der DNA-Gruppe der Journées Européennes du Cortinaire (J.E.C) sei für die Sequenzierung und Bestimmung von 2 Kollektionen von *Cortinarius platypus* herzlich gedankt.

Literaturverzeichnis

Ballarà J, Mahiques, R Garrido-Benavent I (2019) – Alguns cortinaris interessants del catàleg iberoinsular (I). Journ. J.E.C. Tome **21**: 55-69.

Bellanger J-M (2015) – Les cortinaires calochroïdes: une mise au point taxinomique. Documents Mycologiques **XXXVI**: 3-34.

Bidaud A, Moënne-Loccoz P, Reumaux P, Carteret X, Eyssartier G (2001) – Atlas des Cortinaires, Pars **XI** (2). Editions Fédération Mycologique Dauphiné-Savoie.

Brandrud TE, Lindström H, Marklund H, Melot J, Muskos S (1990-2012) – *Cortinarius*, Flora Photographica, 5 fasc. Editions Matfors, Sweden.

Brandrud TE, Frøslev TG, Dima B (2018) – Rare, whitish-pale ochre *Cortinarius* species of sect. *Calochroi* from calcareous *Tilia* forests in South East Norway. Agarica **38**: 3–20.

Cadiñanos Aguirre JA (2004) – *Cortinarius* subgen. *Phlegmacium* raros o interesantes. Fungi non delineati, Pars **XXIX**. Edizioni Candusso. Alassio, Italy.

Consiglio G, Antonini D, Antonini M (2003) – Il Genere *Cortinarius* in Italia, parte prima. Associazione Micologica Bresadola. Fondazione Centro Studi Micologici, Vicenza.

Consiglio G, Antonini D, Antonini M (2004) – Il Genere *Cortinarius* in Italia, parte seconda. Associazione Micologica Bresadola. Fondazione Centro Studi Micologici, Vicenza.

DGfM (2023a) – *Calonarius insignibulbus* (Bidaud & Moënne-Locc.) Niskanen & Liimat. 2022. https://www.pilze-deutschland.de/organismen/calonarius-insignibulbus-bidaud-mo%C3%ABnne-locc-niskanen-liimat-2022-1 (zuletzt aufgerufen am 03.03.2023).

DGfM (2023b) – *Calonarius platypus* (M.M. Moser) Niskanen & Liimat. 2022. https://www.pilze-deutschland.de/organismen/calonarius-platypus-mm-moser-niskanen-liimat-2022-1 (zuletzt aufgerufen am 03.03.2023).

Dondl M (2009) – *Cortinarius*. https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2009/cortinarius/cortinarius.html (zuletzt aufgerufen am 02.03.2023).

Dondl M (2012) – *Cortinarius*. https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2012/cortinarius/cortinarius.html (zuletzt aufgerufen am 02.03.2023).

Dondl M (2013) – *Cortinarius*. https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2013/cortinarius/cortinarius.html (zuletzt aufgerufen am 02.03.2023).

Dondl M (2015) – *Cortinarius*. https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2015/cortinarius/cortinarius.html (zuletzt aufgerufen am 02.03.2023).

Dondl M (2016) – *Cortinarius*. https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2016/cortinarius/cortinarius.html (zuletzt aufgerufen am 02.03.2023).

Dondl M (2018) – *Cortinarius*. https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2018/cortinarius-2/cortinarius-2.html (zuletzt aufgerufen am 14.03.2023).

Dondl M (2019) – *Cortinarius*. https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2019/cortinarius-2/cortinarius-2.html (zuletzt aufgerufen am 02.03.2023).

Dondl M (2022) – Beiträge zur Gattung *Cortinarius* in Bayern, Teil I: Sektion *Calochroi*, *C. piceae* und *C. subgracilis*. Mycologia Bavarica **22**: 9-30.

Frøslev TG, Jeppesen TS, Læssøe T (2006) – Seven new calochroid and fulvoid species of *Cortinarius*. Mycological Research **110**: 1046–1058.

Frøslev TG, Jeppesen TS, Læssøe T, Kjøller R (2007) – Molecular phylogenetics and delimitations of species in *Cortinarius* section *Calochroi* (Basidiomycota, Agaricales) in Europe. Molecular Phylogenetics and Evolution **44**: 217–227.

Garnica S, Weiss M, Oertel B, Ammirati J, Oberwinkler F (2009) – Phylogenetic relationships in *Cortinarius*, section *Calochroi*, inferred from nuclear DNA sequences. BMC Evolutionary Biology **9**: 1–17.

Garnica S, Schön ME, Abarenkov K, Riess K, Liimatainen K, Niskanen T, Dima B, Soop K, Frøslev TG, Jeppesen

TS, Peintner U, Kuhnert R, Brandrud TE, Saar G, Oertel B, Ammirati JF (2016) – Determining threshold values for barcoding fungi: Lessons from *Cortinarius* (Basidiomycota), a highly diverse and widespread ectomycorrhizal genus. FEMS Microbiol Ecol **92(4)**: fiw045.

Haynold B (2023) – Koordinaten-Ermittler (nicht nur für Orchideen). Arbeitskreis Heimische Orchideen Baden-Württemberg. https://www.orchids.de/haynold/koordinatenermittler2/ (zuletzt aufgerufen am 04.02.2023).

Knudsen H, Vesterholt J (eds) (2012) – Funga Nordica, second edition. Nordsvamp, Copenhague, 2 vols.

Liimatainen K, Niskanen T, Dima B, Kytövuori I, Ammirati JF, Frøslev TG (2014) – The largest type study of Agaricales species to date: bringing identification and nomenclature of *Phlegmacium* (*Cortinarius*) into the DNA era. Persoonia **33**: 98-140.

Liimatainen K, Kim JT, Pokorny L, Kirk PM, Dentinger B, Niskanen T (2022) – Taming the beast: a revised classification of Cortinariaceae based on genomic data. Fungal Diversity **112**: 89-170.

Ludwig E (2017) – Pilzkompendium. Band 4. Abbildungen. Berlin: Fungicon.

Mahiques R, Ballarà J, Salom JC, Bellanger J-M, Garrido-Benavent I (2018) – Morphogenetic diversity of the ectomycorrhizal genus *Cortinarius* section *Calochroi* in the Iberian Peninsula. Mycological Progress **17**: 815-831.

Moser MM (1960) – Die Gattung *Phlegmacium* (Schleimköpfe). Die Pilze Mitteleuropas, Band IV. Julius Klinkhardt, Bad Heilbrunn.

Ortega A, Suárez-Santiago VN, Reyes JD (2008) – Morphological and ITS identification of *Cortinarius* species (section *Calochroi*) collected in Mediterranean *Quercus* woodlands. Fungal Diversity **29**: 73–88.

Oertel B, Laber D (1986) – Die Laugenreaktion an der Unterseite der Stielknolle bei Fruchtkörpern der Gattung *Cortinarius*, Untergattung *Phlegmacium* (Agaricales). Zeitschrift für Mykologie **52**: 139-154.

ÖMG (2023) – Mykologische Datenbank. Bearbeitet von Krisai-Greilhuber I, Friebes G (Fortsetzung von Dämon W, Hausknecht A, Krisai-Greilhuber I: Datenbank der Pilze Österreichs). Mykologische Datenbank (https://pilzdaten-austria.eu). Zuletzt aufgerufen am 27.02.2023.

Saar G (2007) – Ein besonderer Buchenwald, besondere Cortinarien. Journ. J.E.C. Tome **9**: 57-67.

Saar G (2022) – Abbildungsverzeichnis der Taxa *Cortinarius* 2022. http://www.jec-cortinarius.org/Abbildungsverzeichnis/T30.php (zuletzt aufgerufen am 02.03.2023).

Soop K (2022) – *Cortinarius*: zehn Gattungen anstatt einer. Journ. J.E.C. Tome **24**: 73-75.

Mycologia Bavarica
Band 23: 63–67

ISSN 2940-8342 (Online)
www.mycologia-bavarica.de

Fachbeitrag

Sabuloglossum monticola – zweiter Nachweis für Deutschland im Bayerischen Wald

Ludwig Beenken[1], Rebecca Schneeweiss[2]

Online publiziert am 06.12.2023

Beenken L, Schneeweiss R (2023) – *Sabuloglossum monticola* – second record for Germany in the Bavarian Forest. Mycol. Bav. 23: 63–67

Key words: *Sabuloglossum*, Geoglossaceae, Geoglossales, Geoglossomycetes, Pezizomycotina, Ascomycota

Summary: The earth tongue, *Sabuloglossum monticola*, which was first recognized as a distinct species just recently in 2022, was recorded 2023 for the second time for Germany at the Mt. Grosser Arber in the Bavarian Forest. The difficulties to morphologically distinguish it from its sister species *Sabuloglossum arenarium* are shown. Sequencing of the ITS region of the nr-DNA of the latest find prove a 100% match with the sequence of the type of *S. monticola*. Thus, the species was also molecularly confirmed for Germany since the first finding of the species for Germany from 2004 was only determined morphologically. The endangerment of the species is being discussed and its known range in Europe has been extended by new reports from Switzerland and Scotland. The following German names are proposed: for the genus *Sabuloglossum* „Sanderdzungen", for *S. arenarium* „Küsten-Sand-erdzunge" and for *S. monticola* „Berg-Sanderdzunge".

Zusammenfassung: Die erst 2022 als eigene Art erkannte Erdzunge, *Sabuloglossum monticola*, wurde am Großen Arber im Bayerischen Wald zum zweiten Mal für Deutschland nachgewiesen. Die Schwierigkeiten der morphologischen Abgrenzung zur Schwesterart *Sabuloglossum arenarium* werden aufgezeigt. Die Sequenzierung der ITS-Region der nr-DNA des Fundes weist eine 100 % Übereinstimmung mit der Sequenz des Typus von *S. monticola* nach. Somit konnte die Art für Deutschland erstmals auch molekular bestätigt werden, da der Erstfund der Art für Deutschland von 2004 nur morphologisch bestimmt wurde. Die Gefährdung der Art wird diskutiert und ihr bekanntes Verbreitungsgebiet in Europa durch neue Meldungen aus der Schweiz und Schottland erweitert. Folgende deutschen Namen werden vorgeschlagen: Für die Gattung *Sabuloglossum* „Sanderdzungen", für *S. arenarium* „Küsten-Sanderdzunge" und für *S. monticola* „Berg-Sanderdzunge".

Einleitung

Vom 28.09. bis 03.10.2023 fand in Arnschwang, Lkr. Cham, Oberpfalz, die 15. Tagung der Bayerischen Mykologischen Gesellschaft statt. Eine der angebotenen Exkursion ging am 30.09. in das Naturwaldreservat Grübel im Inneren Bayerischen Wald, südlich des Sattels zwischen den Gipfeln des Kleinen und des Großen Arbers (LWF 2023). Das untersuchte Gebiet ist ein bodensaurer Hochlagen-Fichtenwald über Granit und Gneis mit hauptsächlich Heidelbeeren als Unterwuchs. Es liegt in einer sich nach Süden öffnenden Bachrinne zwischen ca. 1100 m und 1250 m Höhe. Ziel der Exkursionsteilnehmer war eine Liste der dort vorkommenden Pilze für ein Arteninventar zu erstellen. Die Zweitautorin fand dabei fünf kleine Fruchtkörper einer schwarzen Erdzunge. Schon im Feld wurde vermutete, dass es sich um die erst kürzlich beschriebene Art *Sabuloglossum monticola* V. Kučera, Slovák, Janošík (Kučera et al. 2022) handeln könnte. Der Erstautor entdeckte diese Art 2004, ebenfalls am Großen Arber, keine 1,5 km Luftlinie vom aktuellen Fundort entfernt. Er hatte sie aber damals noch als *Geoglossum arenarium* (Rostr.) Lloyd (jetzt *Sabuloglossum arenarium* (Rostr.) Hustad, A.N. Mill., Dentinger & P.F. Cannon) bestimmt und veröffentlicht (Beenken & Horn 2008). Um so erfreulicher ist der Wiederfund, um die damaligen Beobachtungen an frischem Material mit der aktuellen Literatur zu überprüfen. Zurück in der Tagungsunterkunft konnte die Vermutung mikroskopisch bestätigt werden. Zusätzlich wurde der Fund später molekular untersucht, um die Bestimmung abzusichern und da von *Sabuloglossum monticola* noch keine Sequenzdaten aus Deutschland verfügbar waren (Kučera et al. 2022).

Material und Methoden

Handschnitte aus den Hymenium eines frischen Fruchtkörpers wurden in Leitungswasser und in lugolscher Jod-Lösung mikroskopiert. Der getrocknete Beleg wird in der Botanischen Staatssammlung München (M) hinterlegt.

Anschriften der Autoren: [1]Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft WSL, Zürcherstrasse 111, CH-8903 Birmensdorf, Schweiz, ludwig.beenken@wsl.ch; [2]Dr. Kirschnerweg 9b, AT-6632 Ehrwald, Österreich, schneeweiss58@gmail.com

Die DNA-Extraktion aus einem getrockneten Fruchtkörperstück (ca. 2 mm^3) und die anschließende Sequenzierung der ITS1-5.8S-ITS2 nr-DNA Region wurde vom Phytopathologie-Labor der WSL nach Standardmethoden durchgeführt. Für die PCR und die Sequenzierung wurde das Primer-Paar ITS1F/ITS4 (Gardes & Bruns 1993, White et al. 1990) verwendet. Die erhaltene Nukleotid-Sequenz wurde mittels einer BLAST-Suche (https:// blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi, Datum: 2023–10-24) mit in der NBCI-Datenbank gespeicherten DNA-Sequenzen verglichen und in GenBank hinterlegt.

Ergebnisse

Sabuloglossum monticola V. Kučera, Slovák, Janošík, Plant Biosystems – An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology **156(5)**: 1150 (2022) **Abb. 1-2**

Fundbeschreibung

Fruchtkörper (Abb. 1) schwarz, keulenförmig, teilweise verzweigt, 1 – 2 cm hoch, 2 – 5 mm breit, fertiler Teil nicht deutlich vom kurzen Stiel abgesetzt, Basis im Boden mit dunkelbraunem Mycelfilz, das durchmischt mit Pflanzenwurzeln und Sand eine Art kleines Pseudoskerotium bildet. Asci 120 – 140 × 15 – 18 µm, clavat, mit Hakenbildung, inoperkulat, Apicalapparat J+ (Abb. 2a). Sporen (Abb. 2b) 20 – 36 × 4 – 5,5 µm, farblos hyalin, fusiform, leicht gebogen, mit vielen großen und kleinen Tropfen gefüllt, keine Septen beobachtet; Paraphysen (Abb. 2c) braun, septiert, 3 – 5 µm breit, an der Spitze keulig verbreitert, oft hakenartig eingekrümmt, selten verzweigt.

Habitat: Bodensaurer Hochlagen-Fichtenwald des Inneren Bayerischen Waldes in SSO-Exposition, über Granit und Gneis, Wegrand auf sandigem Boden zwischen Moosen bei Heidelbeeren (*Vaccinium myrtillus*).

Beleg: Deutschland, Bayern, Regierungsbezirk Niederbayern, Landkreis Regen, Gemeinde Bodenmais, Bayerischer Wald, Naturwaldreservat Grübel, 49.10880 N, 13.11662 O, 1220 m ü. N.N., 30. Sept. 2023, leg. Rebecca Schneeweiß (in M); DNA-Beleg-Nr. PHP23_1527; ITS GenBank-Hinterlegungsnummer OR755917.

Die Morphologie und das Habitat des Fundes vom Großen Arber stimmen gut mit der Originalbeschreibung von *S. monticola* in Kučera et al. (2022) und der Beschreibung in Beenken & Horn (2008) überein.

Die erhaltenen ITS-Sequenz (GenBank-Nr. OR755917) ist 484 Basenpaare lang und stimmt zu 100 % mit der des Holotypus von *S. monticola* (GenBank-Nr. MW471103) und einer weiteren Sequenz der Art (MW471105) überein. Zu zwei Sequenzen von *S. monticola* (MW471104, MW471106) besteht nur ein Unterschied von zwei Basenpaaren (99,59 % Übereinstimmung). Mit den ITS-Sequenzen von *Sabuloglossum arenarium* (GU324765, JQ256426, MZ159656) besteht lediglich eine Übereinstimmung von 91,02 %.

Abb. 1 – *Sabuloglossum monticola* Fruchtkörper.
Fotos R. Schneeweiss

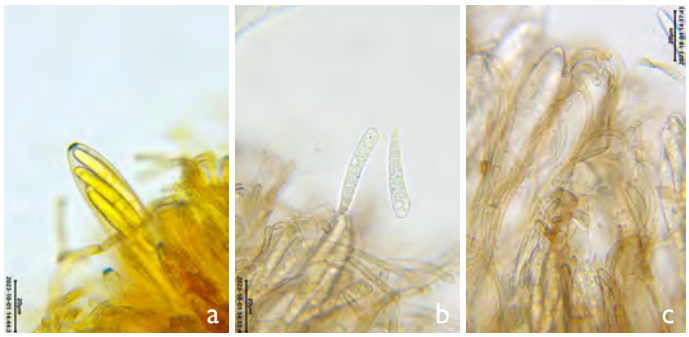

Abb. 2 – *Sabuloglossum monticola*, a) Ascus in lugolscher Lösung mit blauem Apikalapperat, b) zwei lebende Ascosporen in Wasser, c) Paraphysen in Wasser.
Fotos L. Beenken

Diskussion

Als Beenken & Horn (2008) diese kleine Erdzunge nahe dem Gipfel des Großen Arbers im September 2004 erstmals fanden (ca. 1,5 km Luftlinie vom aktuellen Fundort), bestimmten sie sie mit der damals zur Verfügung stehenden Literatur (Nitare 1982, Ryman & Holmåsen 1992) rein morphologisch als *Geoglossum arenarium*, einen Pilz aus den Dünen der Küsten Nordeuropas. Daher wunderten sie sich sehr, diesen Pilz so weit weg vom nächsten Meer und so weit oben in 1400 m Höhe zu finden. Sie sicherten darum ihre Bestimmung mit einer ausführlichen morphologischen Abgrenzung zu *Thuemenidium atropupureum* (Batsch) Kuntze (= *Geoglossum atropupureum* Batsch) ab, die eher in das Habitat gepasst hätte und auch unseptierte Ascosporen besitzt (Beenken & Horn 2008). Zu diesem Zeitpunkt war auch die Gattungszugehörigkeit der Art umstritten. Erst die molekularphylogenetischen Arbeiten von Hustad et al. (2013) zu

den Gattungen in den Geoglossomyceten hat dieses geklärt, indem sie die neue Gattung *Sabuloglossum* Hustad, A.N. Mill., Dentinger & P.F. Cannon (Geoglossaceae) mit der einen nun *Sabuloglossum arenarium* (Rostr.) Hustad, A.N. Mill., Dentinger & P.F. Cannon heißenden Art aufstellten. Das Rätsel um die ungewöhnliche Verbreitung der Art konnte erst durch weitere Funde in den Bergen Tschechiens, der Slowakei und Österreichs und deren Sequenzierung durch Kučera et al. (2022) geklärt werden. In den Bergen handelt es sich um eine eigene Art, *S. monticola*, und nicht um die Art der Küsten *S. arenarium*. Morphologisch lassen sich beide Arten fast nicht trennen. Die mikroskopischen Merkmale sind so gut wie gleich, sie unterscheiden sich nur vage in Form und Färbung der Paraphysen (Kučera et al. 2022). Makroskopische Unterschiede sind kleinere, zartere Fruchtkörper bei *S. monticola*, die meist allein oder höchstens zu wenigen auf einem schwach entwickelten Pseudosklerotium sitzen. Bei *S. arenarium* ist dieses Konglomerat aus Hyphenfilz, Sand und Pflanzenwurzeln viel ausgeprägter und größer; aus ihm entspringen meist auch mehrere, bis zu 5 cm hohe Fruchtkörper (Nitare 1982, Kučera et al. 2022, Lüderitz et al. 2016). Da diese makroskopischen Merkmale auch auf Umwelteinflüsse wie Mikroklima, Nährstoffangebot und Bodenbeschaffenheit beruhen könnten, gab erst der Sequenzvergleich Klarheit. Leider schlug der Versuch fehl, auch den deutschen Beleg von 2004 zu sequenzieren (Kučera et al. 2022). Umso wichtiger ist der Zweitfund von *S. monticola* im Gebiet des Großen Arbers, da dieser sequenziert werden konnte und jetzt auch molekular bestätigt ist, dass diese Art in Bayern und damit in Deutschland vorkommt.

Beide *Sabuloglossum*-Arten lassen sich über ihr Habitat leicht trennen. *Sabuloglossum arenarium* kommt auf Sandböden an der Küste im Norden Europas und Nordamerikas vor und ist meist mit Krähenbeeren (*Empetrum* spp.), einer Gattung aus der Familie der Heidekrautgewächse (Ericaceae), vergesellschaftet (Beenken & Horn 2008, Kučera et al. 2022, Lüderitz et al. 2016, Nitare 1982). *Sabuloglossum monticola* bevorzugt bei uns auch sandige Böden mit saurer Bodenreaktion, aber in montanen bis alpinen Lagen über 1000 m ü. N.N. Auch sie scheint eng an Heidekrautgewächse gebunden zu sein, da sie meist mit Besenheide, Heidel-, Preiselbeeren und/oder Alpenrosen gefunden wurde (Beenken & Horn 2008, Kučera et al. 2022). Da in den Pseudosklerotien unter den Fruchtkörpern Wurzeln von Heidekrautgewächsen gefunden wurden, ist zu vermuten, dass die Arten über diese Nährstoffe erhalten (Beenken & Horn 2008, Nitare 1982). Welcher Natur diese Assoziation genau ist, ob saprotropher, symbiontischer oder parasitischer Art, ist noch nicht geklärt. Eine weitere interessante Beobachtung ist, dass die Heidekeule (*Clavaria argillacea* Pers.) oft mit den beiden *Sabuloglossum* Arten zusammen vorkommt (Beenken & Horn 2008, Kučera et al. 2022, Lüderitz et al. 2016, Nitare 1982, Ryman & Holmåsen 1992). Bei dem vorliegenden Fund war dieses aber nicht der Fall.

Die *Sabuloglossum* Arten können im Feld leicht mit kleinen Arten der Gattungen *Geoglossum* und *Glutinoglossum* verwechselt werden, die aber sich im Mikroskop deutlich durch bereits im Ascus gefärbte und septierte Sporen unterscheiden (Kučera et al. 2022). Es könnte daher auch sein, dass früher Funde der Art als unreife Exemplare anderer *Geoglossum*-Arten missinterpretiert wurden. Kučera et al. (2022) fanden bei *S. monticola* zwar Septen bei freien Sporen, im Ascus und frisch ausgeschossen sind die Sporen aber unseptiert und haben viele große Tropfen. Bei den beiden bayrischen Funden wurden keine septierten Sporen beobachtet (Beenken & Horn 2008).

Gefährdung und Verbreitung

Alle Erdzungen (Geoglossaceae) stehen in Bayern und Deutschland auf der Roten Liste (Bayerisches Landesamt für Umweltschutz 2009, Bundesamt für Naturschutz 2016) und gelten als gefährdet, stark gefährdet oder gar vom Aussterben bedroht. Die Hauptursache dürfte der Verlust ihrer Habitate wie nährstoffarme Trocken- und Feuchtwiesen sein.

Auch die *Sabuloglossum* Arten werden – noch nicht voneinander unterschieden – unter *Geoglossum arenarium* aufgeführt, aber auf Grund ihrer extremen Seltenheit nicht bewertet (Bayerisches Landesamt für Umweltschutz 2009, Bundesamt für Naturschutz 2016). Die Gefährdung von *S. monticola* bleibt auch schwer abzuschätzen, da nur wenige Funde vorliegen (Kučera et al. 2022). Ob das an einer tatsächlichen Seltenheit der Art oder auf einer Unterkartierung auf Grund der Unauffälligkeit der winzigen, schwarzen Fruchtkörper liegt, bleibt offen. Auch von anderen kleinen, montanen und alpinen Erdzungen sind meist nur wenige Vorkommen bekannt, wie zum Beispiel von der kürzlich in der Schweiz wiederentdeckten *Geoglossum heuflerianum* Bail (Fluri et al. 2017), obwohl deren Habitate, meist offene sandige Rohböden mit spärlichen Pflanzen- und Moosbewuchs (Fluri et al. 2017, Kučera et al. 2022), in den Bergen nicht selten sind. Daher könnte die beobachtete Seltenheit dieser Erdzungen darauf zurückzuführen zu sein, dass sie übersehen wurden und wenn, dann meistens nur durch Zufall gefunden wurden. Dafür spricht auch, dass die meisten Funde von Wegrändern stammen, wo sie leichter zu entdekken sind (vorliegender Fund, Fluri et al. 2017, Kučera et

al. 2022). Dennoch ist *S. monticola* sicherlich nirgends ein häufiger Pilz. In Deutschland ist der Pilz bisher nur aus dem Bayerischen Wald am Großen Arber an zwei, nicht weit voneinander entfernten Stellen nachgewiesen worden und damit nur von einem extrem kleinen Gebiet bekannt. Von der Art sind bei Kučera et al. (2022) auch nur wenige Fundpunkte in Österreich in den Schladminger und Hohen Tauern, in Tschechien im Riesengebirge (tschechisch Krkonoše) und Altvatergebirge (tschechisch Hrubý Jeseník) und in den Karpaten der Slowakei (Kleine Fatra, slowakisch Malá Fatra) aufgeführt. Im vergangenen Jahr ist *S. monticola* zum ersten Mal in den Schweizer Alpen nachgewiesen worden (Gross et al. 2023). Im Zuge der Kartierung zur Roten Liste der gefährdeten Grosspilze der Schweiz fand sie Andrin Gross (pers. Mitteilung) am 4. Okt. 2023 im Kanton Wallis, Bourg-Saint-Pierre, oberhalb der Passstraße zum Großen St. Bernhard (45.87433 N, 7.18278 O) auf 2290 m Höhe auf einer Bergwiese in Granitgrus und Artemis Treindl (pers. Mitteilung) am 18. Okt. 2023 im Kanton St. Gallen, Klatbrunn, Wengi (47.19567 N, 9.10393 O) in 1150 m Höhe auf einer mageren Alpweide (Saftlingswiese) an einer lehmigen Graskante. Aus Schottland liegt jetzt auch ein Nachweis vor: Südwestlich von Dufftown an eine Straßenböschung unterhalb der Berges Ben Rinnes (57.38871 N, 3.23380 W) auf ca. 370 m Höhe, 9. Sept. 2023, bei *Calluna vulgaris*, leg. G. Greiff, L. Janošík, M. Vega, det. L. Janošík (SAV F-12116) (Viktor Kučera pers. Mitteilung). Andere Funde von *S. arenarium* aus dem Binnenland und Gebirgen Europas (vielleicht auch Nordamerikas), zum Beispiel in Skandinavien (Nitare 1982, GBIF 2023), sollten daher daraufhin untersucht werden, ob es sich nicht um *S. monticola* handelt. Somit könnte die Art ein recht großes Verbreitungsgebiet haben. Sie kommt in Nordeuropa bereits auf unter 400 m Höhe vor und steigt in den Gebirgen Mitteleuropas von 1000 m bis auf fast 2300 m Höhe. Wenn mehr Nachweise vorliegen, wird es sich zeigen, ob die Art ein ähnlich disjunktes Areal wie andere arkto-alpin oder boreo-montan verbreitete Pilze hat. Diese Pilze haben aufgrund ihrer Klimapräferenz Teilareale, die in den borealen bis arktischen Breiten und auf klimatisch entsprechenden Höhenstufen der Gebirge in gemäßigten Breiten liegen (z.B. Noffsinger et al. 2020, Ronikier & Ronikier 2010). Gezieltes Suchen in geeigneten Habitaten würden sich daher lohnen, um die Kenntnisse zur Verbreitung und Häufigkeit von *S. monticola* zu erweitern.

Deutsche Namen

Um auch beide Arten im Deutschen benennen und unterscheiden zu können, schlagen wir folgende deutschen Namen vor, die sich auf das jeweilige Habitat beziehen: Für die Gattung *Sabuloglossum* „Sanderdzungen“ (lateinisch *sabulum* = Sand), für *S. arenarium* „Küsten-Sanderdzunge“ (Krähenbeerheiden-Erdzunge bei Lüderitz et al. 2016) und für *S. monticola* „Berg-Sanderdzunge“.

Danksagung

Wir danken Christoph Hahn (Dießen-Dettenschwang) für die kompetente Leitung der Exkursion zum Naturwaldreservat Grübel. Renate Schöber (Simbach a. Inn) ließ uns netterweise ihr Mikroskop während der Tagung benutzen, um die Fotos von frischen Fruchtkörperpräparaten zu machen. Besonderer Dank gilt dem Team des Diagnostiklabors der Arbeitsgruppe Phytopathologie an der Eidgenössischen Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft WSL (Birmensdorf) für die Extrahierung der DNA aus dem Fund und deren Sequenzierung. Andrin Gross und Artemis Treindl von der WSL (Birmensdorf) stellten uns dankenswerterweise die exakten Daten zu ihren Erstfunden von *S. monticola* aus der Schweiz zur Verfügung. Viktor Kučera (Bratislava) danken wir die für die Nachweismeldung aus Schottland.

Literaturverzeichnis

Bayerisches Landesamt für Umweltschutz (LfU) (Hrsg.) (2009) – Rote Liste gefährdeter Großpilze Bayerns. https://www.lfu.bayern.de/publikationen/get_pdf.htm?art_nr=lfu_nat_00176

Beenken L, Horn K (2008) – Erstnachweis von *Geoglossum arenarium* am Großen Arber im Bayerischen Wald. Zeitschrift für Mykologie **74(1)**: 119–126.

Bundesamt für Naturschutz (Hrsg.) (2016) – Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands – Bd 8: Pilze (Teil 1) – Großpilze. https://www.rote-liste-zentrum.de/de/Grosspilze-Basidiomycota-p-p-Ascomycota-p-p-1774.html

Fluri H, Senn-Irlet B, Graf U, Beenken L (2017) – *Geoglossum heuflerianum* – Wiederentdeckung einer alpinen Art in der Schweiz. Österreichische Zeitschrift für Pilzkunde **26**: 87–97.

Gardes M, Bruns TD (1993) – ITS primers with enhanced specificity of basidiomycetes: Application to the identification of mycorrhizae and rusts. Molecular Ecology **2**: 113–118.

GBIF (2023) – *Sabuloglossum arenarium* (Rostr.) Hustad, A.N.Mill., Dentinger & P.F.Cannon: https://www.gbif.org/species/7984258 (Abrufdatum 06.11.2023).

Gross A, Blaser S, Senn-Irlet BJ (2023) – SwissFungi: Nationales Daten- und Informationszentrum der Schweizer Pilze (Datenbank). Version 2. Birmensdorf, Eidg. Forschungsanstalt WSL.: https://www.wsl.ch/map_fungi (Abrufdatum 16.11.2023).

Hustad VP, Miller AN, Dentinger BTM, Cannon PF (2013) – Generic circumscriptions in Geoglosso-

mycetes. Persoonia **31**: 101–111.
DOI: 10.3767/003158513X671235

Kučera V, Slovák M, Janošík L, Beenken L (2022) – A new species of *Sabuloglossum* (Geoglossaceae, Ascomycota) from montane areas. Plant Biosystems – An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology **156(5)**: 1147–1157.
DOI: 10.1080/11263504.2021.2020353

Lüderitz M, Kamke M, Specht P, Ludwig E, Lehmann H, Schubert H, Richter H, Richter U (2016) – Ergebnisse des 4. und 5. Dünenpilzworkshops. Zeitschrift für Mykologie **82(2)**: 355–448.

LWF (2023) – Übersicht der Naturwaldreservate in Niederbayern: https://www.lwf.bayern.de/biodiversitaet/naturwaldreservate/065691/index.php

Nitare J (1982) – *Geoglossum arenarium*, sandjordtunga – ekologi och utbredning i Sverige. Svensk Botanisk Tidskrift **76**: 349–357.

Noffsinger C, Cripps CL, Horak E (2020) – A 200-year history of arctic and alpine fungi in North America: Early sailing expeditions to the molecular era. Arctic, Antarctic, and Alpine Research **52(1)**: 323–340,
DOI: 10.1080/15230430.2020.1771869

Ryman S, Holmåsen I (1992) – Pilze. Über 1.500 Pilzarten ausführlich beschrieben und in natürlicher Umgebung fotografiert. Thalacker, Braunschweig.

Ronikier A, Ronikier M (2010) – Biogeographical patterns of arctic-alpine fungi: distribution analysis of *Marasmius epidryas*, a typical circumpolar species of cold environments. North American Fungi **5**: 23–50,
Doi: http://dx.doi.org/10.2509/naf2010.005.0053.

White TJ, Bruns T, Lee S, Taylor J (1990) – Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis MA, Gelfand DH, Sninsky JJ, White TJ (eds) PCR protocols: a guide to methods and applications. Academic Press, San Diego: 315–322

Mycologia Bavarica
Band 23: 68

ISSN 2940-8342 (Online)
www.mycologia-bavarica.de

FUNGUS SELECTUS

Fungi selecti Bavariae Nr. 47

Ramariopsis robusta Matous & Holec – **Kräftige Wiesenkoralle**

Renate Schöber[1], Till R. Lohmeyer[2], Thomas Rücker[3]

Basidiomycota – Agaricomycetes – Agaricales – Clavariaceae

Abb. 1 – *Ramariopsis robusta* am Standort Foto: Th. Rücker

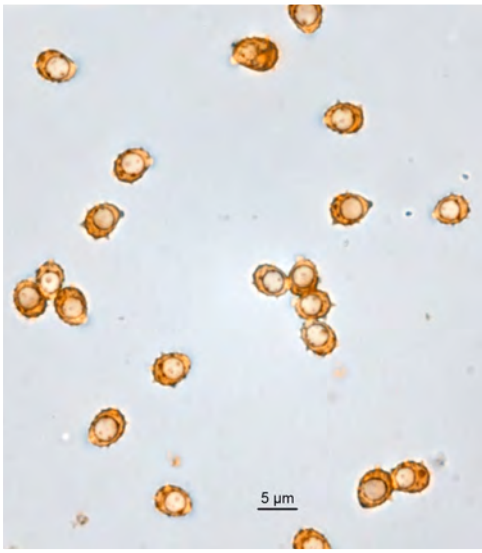

Abb. 2 – *Ramariopsis robusta* Sporen Foto: Th. Rücker

Beschreibung: Weißer bis cremefarbener, mehrfach mit kleineren bräunlichen Flecken versehener korallenartiger Fruchtkörper, oberirdisch 6 cm hoch und bis 11 cm breit; stark verzweigt aus einem gemeinsamen Strunk hervorwachsend, striegelig wurzelnd; die oberen Äste bis 1 cm im Durchmesser, oft abgeplattet und dann breiter bzw. zusätzlich verdickt, aufstrebend, verdreht bis gewunden; die Spitzen teils gabelig verzweigt, an der Spitze oft bräunend; Sporen (n = 52) 3,0 – 4,6 – 5,7 x 2,4 – 3,4 – 4,4 µm, Q = 1,06 – 1,36 – 1,78. Die Stacheln sind ungleichmäßig hoch. Ornament in Kongorot bis 1,4 µm, in Baumwollblau bis 1,8 µm.

Funddaten: Landkreis Berchtesgadener Land, Gemeinde Marktschellenberg, TK 8344/121, 625 m ü. NN, 29.10.2022, leg: AG Mykologie Inn/Salzach (AMIS), det.: T. Lohmeyer. Belege im Privatherbar R. Schöber RSBA2022073 bzw. SZB 246-22. Weiterer Fundort im Landkreis Rottal-Inn leg. R. Denk-Gottschaller, det. R. Schöber.

Ökologie und Verbreitung: bei beiden Funden terricoler Bewohner extensiv bewirtschafter Wiesen, Wachstum gesellig zwischen hohen Grasbüscheln, nahe Hygrophoraceen.

Diskussion: *Ramariopsis robusta* wurde erst kürzlich beschrieben (Matous et al. 2017). Sie unterscheidet sich makroskopisch von der ähnlichen *Ramariopsis kunzei* (Fr.) Corner durch die robusteren, kräftigeren und größeren Fruchtkörper und mikroskopisch durch die stärker ornamentierten Sporen mit Stacheln bis 1,5 (–2) µm sowie den etwas höheren L/W Quotienten lt. Literatur Q von 1,02 – 1,26 – 1,55, bei den von uns untersuchten Pilzen sogar Q von 1,06 – 1,36 – 1,78. *R. kunzei* hat Stacheln bis 0,5 (–1) µm sowie einen L/W Quotienten von 1,02 – 1,15 – 1,35. Außerdem sind die Basidien bei *R. robusta* (bis 40 µm) länger als bei *R. kunzei* (bis 30 µm).

Literatur: Matous, Holec, Koukol (2017) – *Ramariopsis robusta* (Basidiomycota, Clavariaceae), a new European species similar to *R. kunzei*. Czech Mycology **69(1)**: 51–64 (Onlineversion, ISSN 1805-1421).

Anschrift der Autoren: [1]Pfarrkirchner Str. 9, 84359 Simbach am Inn, schoeber@t-online.de, [2]Reuten 6, 83367 Petting, Till.R.Lohmeyer@gmx.de, [3]Haus der Natur, Museumsplatz 1, A-5020 Salzburg, thomas.ruecker@hausdernatur.at

Mycologia Bavarica
Band 23: 69–72

ISSN 2940-8342 (Online)
www.mycologia-bavarica.de

Fachbeitrag

Butyriboletus roseogriseus am Kirchsee in Oberbayern

Matthias Dondl[1], Georg Dünzl[2]

Online publiziert am 11.12.2023

Key words: Basidiomycota, Agaricales, Boletaceae, *Butyriboletus,* Bavaria, Germany

Summary: A record of *Butyriboletus roseogriseus* near the Kirchsee in Upper Bavaria is presented with photos and description. The determination of the collection was supported by molecular analysis (ITS). The distribution in Bavaria and Europe is discussed.

Zusammenfassung: Ein Fund von *Butyriboletus roseogriseus* am Kirchsee in Oberbayern wird mit Fotos und Beschreibung vorgestellt. Die Bestimmung der Kollektion wurde durch molekulare Analyse (ITS) untermauert. Die Verbreitung in Bayern und Europa wird diskutiert.

Einleitung

Bei einer Exkursion des Vereins für Pilzkunde München e.V. am Kirchsee im oberbayerischen Voralpenland wurde am 16. Juli 2022 ein Anhängselröhrling (wir verwenden diesen deutschen Namen für die Gattung *Butyriboletus*) mit graurosa Hutfarben gefunden, den keiner der Teilnehmer kannte. Die Kollektion wurde mit Verdacht auf *Butyriboletus fuscoroseus* (Smotl.) Vizzini & Gelardi, einem Begleiter von Buchengewächsen, eingesammelt, nach genauerer Untersuchung jedoch als *Butyriboletus roseogriseus* (Šutara, Graca, M. Kolařík, Janda & Kříž) Vizzini & Gelardi nachbestimmt, der nach aktuellem Kenntnisstand an Weißtanne gebunden ist (Šutara et al. 2014).

Da sich *B. roseogriseus* und *B. fuscoroseus* morphologisch recht ähnlich sind, die Fruchtkörper noch nicht sporenreif waren und am Fundort außer Weißtannen auch eine Buche stand, die als Mykorrhiza-Partner infrage kam, schien es ratsam, die Bestimmung durch eine Sequenzanalyse abzusichern.

Material und Methoden

Die makroskopischen Beschreibungen beruhen auf Frischmaterial. Die Makrofotos wurden mit einer Olympus E-M1 Mark III Digitalkamera aufgenommen. Die Mikromerkmale wurden anhand von Trockenmaterial ermittelt. Zum Aufquellen wurde KOH (3 %) verwendet. Die Mikrofotos wurden mit einer Moticam 3 und sämtlich in KOH (3 %) angefertigt. Die mikroskopischen Messungen wurden mit dem Programm Motic Images Plus 3.0 vorgenommen. Als Mikroskop stand ein Zeiss Axio LabA1 zur Verfügung. Sofern nicht anders angegeben, stammen die Fotos vom Erstautor.

Die Angabe der Koordinaten und Höhe über NN in den Funddaten erfolgte näherungsweise mithilfe des Koordinatenermittlers auf www.orchids.de (Haynold 2023).

Die Sequenzanalyse (ITS) wurde bei der Firma ALVALAB in Spanien in Auftrag gegeben und die Sequenz wird in der GenBank hinterlegt.

Ergebnisse

Butyriboletus roseogriseus (Šutara, Graca, M. Kolařík, Janda & Kříž), Vizzini & Gelardi, in Vizzini, Index Fungorum **162**: 1 (2014) **Abb. 1-6**

= *Boletus roseogriseus* Šutara, Graca, M. Kolařík, Janda & Kříž (2014)

Hut bis 6,5 cm breit, fast halbkugelig, feinst samtig und trocken, im Zentrum oft felderig aufreißend (areolat), am Rand mit deutlichen Rosatönen, sonst lederbraun bis olivbraun mit graulicher Überreifung, Fraßstellen orange. **Stiel** bis 9,5 x 3 cm, zylindrisch, im unteren Drittel bisw. schwach spindelig erweitert, basal ausspitzend und wurzelnd, im oberen Drittel leuchtend gelb, zur Basis hin blasser hellgelb bis cremegelb, ohne Rottöne, an berührten Stellen schwach blau verfärbend, mit vom Apex etwa bis zur Mitte reichendem Netz mit nach unten hin zunehmend langgestreckten Maschen, das unterhalb der Mitte in eine schwache Streifung ohne Maschen übergeht; Basalmyzel variabel weiß bis gelb. **Röhren** bis 7 mm lang, am Stiel schwach ausgebuchtet, leuchtend gelb, im Schnitt streifig (nicht komplett) blauend. **Poren** jung sehr fein, leuchtend gelb, auf Druck rasch blaugrün verfärbend. **Fleisch** im Hut hellgelb, im Stiel cremeweiß, in der Stielbasis bräunlich ohne rosa Töne, im Schnitt im Hut und ganz oben in der Stielrinde sofort

Anschriften der Autoren: [1]Lipowskystraße 12a, D-81373 München; matthias.dondl@pilze-muenchen.de; [2]Ludwig-Werder-Weg 15b, D-81479 München; georg.duenzl@pilze-muenchen.de

mittelstark blauend, sonst ohne Verfärbung. **Geruch** nicht untersucht. **Geschmack** mild.

Hymenium unreif, mit nur wenigen entwickelten Sporen. **HDS** ein Trichoderm aus ca. 2,5 – 4,5 µm breiten Hyphen, diese farblos oder mit diffusem olivgelbem Pigment, überwiegend glatt, einige deutlich quergestreift inkrustiert (auch an farblosen Zellen).

Molekulare Untersuchung

In der ITS-Region stimmt die Kollektion zu 99,73 % mit dem Holotyp von *B. roseogriseus* (Beleg PRM 923483, GenBank Nr. KJ419927) überein. Die Übereinstimmung mit dem Neotyp von *Butyriboletus fuscoroseus* in der ITS-Region beträgt 90,90 % (Beleg HR:86133, GenBank Nr. KJ419926).

Untersuchte Kollektion

D, By, Landkreis Bad Tölz-Wolfratshausen, Gemeinde Sachsenkam, Kirchsee; Mischwald (Tanne, Buche, Fichte) über würmzeitlicher Moräne; bei mittelgroßen Weißtannen und (weiter entfernt) Buche; 3 Fruchtkörper; 720 m ü. NN; TK 8135/441; 16.07.2023; leg. Lamparter, Dünzl & Dondl, det. Dünzl & Dondl; Herbar MD Butyriboletus-roseogriseus-1 (vgl. Dondl 2022, Nr. 1).

Verbreitung und Ökologie

In den online abrufbaren Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie sind für Butyriboletus roseogriseus insgesamt 5 Datensätze ausgewiesen. Davon stammen 4 Datensätze aus Bayern und einer aus Rheinland-Pfalz (DGFM 2023). Die bisherigen bayerischen Vorkommen wurden aus dem Werdenfelser Land im Landkreis Garmisch-Partenkirchen und aus der Rohrbachschlucht im Landkreis Lindau gemeldet, stets mit Weißtanne oder Fichte als Baumpartner. Abb. 7 und 8 zeigen die Kollektion aus der Rohrbachschlucht, deren Bestimmung ebenfalls sequenzanalytisch bestätigt ist. Der Datensatz aus Rheinland-Pfalz dokumentiert eine Kollektion, die 2017 in einem Kalk-Buchenwald in der Eifel gesammelt wurde. Seither wurde die Art dort mehrfach nachgewiesen. Eine Sequenzanalyse liegt jedoch nicht vor (pers. Mitt. Karl Wehr). Die Datenlage deutet daraufhin, dass B. roseogriseus in Deutschland sehr selten ist.

In der mykologischen Datenbank der ÖMG sind 8 Datensätze zu *B. roseogriseus* hinterlegt (ÖMG 2023).

Die Erstbeschreiber hatten an allen Fundstellen Weißtanne als Begleitbaum notiert und deshalb vermutet, dass *Abies alba* der Mykorrhiza-Partner von *B. roseogriseus* ist (Šutara et al. 2014). Die Funde in der Eifel legen jedoch nahe, dass die Art auch mit Laubbäumen assoziiert sein kann. Eine Bestätigung entsprechender Kollektionen durch Sequenzierung wäre wünschenswert.

Über die europaweite Verbreitung sind kaum belastbare Aussagen möglich, da die Art erst 2014 beschrieben wurde.

Molekularbiologisch abgesicherte, in der Literatur dokumentierte Funde sind uns aus Tschechien, Österreich und Deutschland bekannt (Šutara et al. 2014, Klofac 2014, diese Arbeit).

Taxonomie und Artabgrenzung

Butyriboletus roseogriseus wurde erst 2014 aus Tschechien beschrieben (Šutara et al. 2014). In derselben Arbeit wurde auch ein Neotyp für *Butyriboletus fuscoroseus* festgelegt, eine Art, die mit *B. roseogriseus* verwandt und auch morphologisch ähnlich ist. Sie unterscheidet sich im Wesentlichen durch fehlende Grautöne am Hut, eine meist vorhandene rötliche Zone in der unteren Stielhälfte, oft rosa Fleisch in der Stielbasis, viel auffälligere Inkrustationen in der Hutdeckschicht und schlankere Sporen (Šutara et al. 2014, Klofac 2014). Die in den zitierten Quellen skizzierte ökologische Trennung (*B. roseogriseus* im kollinen bis submontanen Nadelwald, *B. fuscoroseus* im wärmebegünstigten Laubwald) müsste durch die oben erwähnten möglichen Laubwald-Vorkommen von *B. roseogriseus* in der Eifel als hinfällig angesehen werden, wenn sich dies auch sequenzanalytisch bestätigen sollte.

Die von Šutara et al. (2014) herausgearbeiteten morphologischen Erkennungsmerkmale von *B. roseogriseus* innerhalb der Gattung *Butyriboletus* lassen sich anhand der von uns untersuchten Kollektion weitgehend bestätigen: Hut zumindest stellenweise mit Rosatönen, sonst überwiegend mit grauen, ocker oder braunen Farben; Stiel gelb, ohne rosa oder rote Färbung; Fleisch in der Stielbasis bräunlich; relativ intensives Blauen von Hutfleisch und Röhren. Eine leichte Abweichung müssen wir bei der Beurteilung der Huthauthyphen konstatieren. Hier sind uns – wenn auch nur stellenweise – deutlich quergestreift inkrustierte Hyphen aufgefallen, während Šutara et al. (2014) von fehlenden oder nur sporadisch auftretenden unauffälligen, sehr schwachen Inkrustationen sprechen, die sich lediglich in einer feinen Aufrauung der Hyphenoberfläche manifestieren. Den ebenfalls als Erkennungsmerkmal aufgeführten relativ niedrigen Sporenquotienten konnten wir bei unserer Kollektion wegen der fehlenden Sporenreife nicht nachprüfen.

Zur Unterscheidung von *B. roseogriseus* von anderen Arten der Gattung *Butyriboletus* vgl. auch Šutara et al. (2014) und Klofac (2014).

Abb. 1: *B. roseogriseus*, Koll. MD Butyriboletus roseogriseus-1

Abb. 2: *B. roseogriseus*, Koll. MD Butyriboletus-roseogriseus-1

Abb. 3: *B. roseogriseus*, Koll. MD Butyriboletus-roseogriseus-1; Schnittbild im Labor ca. 30 Stunden nach dem Aufsammeln, fotografiert wenige Minuten nach dem Aufschneiden.

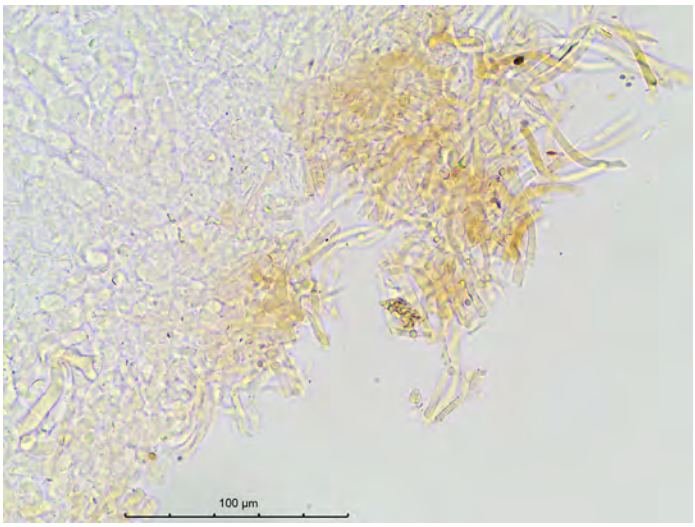

Abb. 4: *B. roseogriseus*, Koll. MD Butyriboletus-roseogriseus-1; Hutdeckschicht.

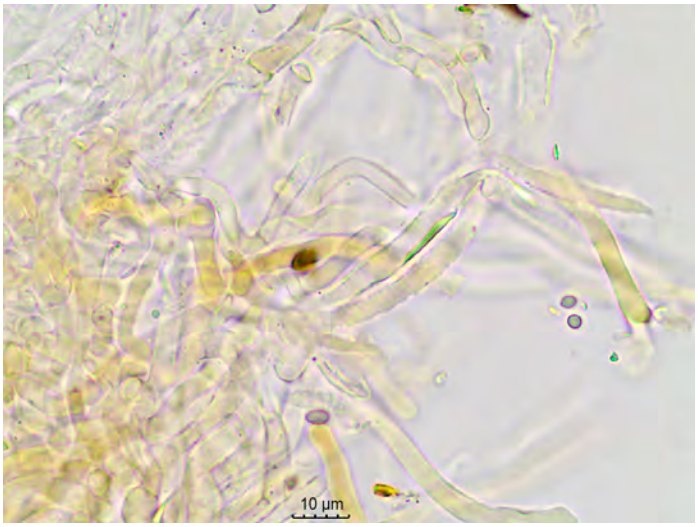

Abb. 5: *B. roseogriseus*, Koll. MD Butyriboletus-roseogriseus-1; Hutdeckschicht mit teilweise inkrustierten Hyphen.

Abb. 6: *B. roseogriseus*, Koll. MD Butyriboletus-roseogriseus-1; Hutdeckschicht mit teilweise inkrustierten Hyphen.

Abb. 7: *Butyriboletus roseogriseus,* D, By, Landkreis Lindau, Gemeinde Sigmarszell, Kinberg, Rohrbachschlucht; Mischwald (Tanne, Fichte, Buche); bei Weißtanne; einzeln; 650 m ü. NN; TK 8424/22; 30.08.2019; leg./det. P. Karasch; durch Sequenzanalyse bestätigt. Foto: Peter Karasch

Abb. 8: *B. roseogriseus*, Koll. aus der Rohrbachschlucht vom 30.08.2019. (Funddaten: siehe Abb. 7); Foto: Peter Karasch

Danksagungen

Wir danken Peter Karasch (Hohenau) für die Fotos und Informationen zu seiner Kollektion von *Butyriboletus roseogriseus* aus der Rohrbachschlucht. Für die Informationen zu den Funden in der Eifel bedanken wir uns bei Karl Wehr (Krefeld).

Literaturverzeichnis

DGfM (2023) – *Butyriboletus roseogriseus* (Šutara, M. Graca, M. Kolarík, V. Janda & M. Kríž) Vizzini & Gelardi 2014. https://www.pilze-deutschland.de/organismen/butyriboletus-roseogriseus-%C5%A1utara-m-graca-m-kolar%C3%ADk-v-janda-m-kr%C3%AD%C5%BE-vizzini-gelardi-2014-1 (zuletzt aufgerufen am 18.07.2023).

Dondl M (2022): *Boletaceae*. https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2022/boletaceae/boletaceae.html (zuletzt aufgerufen am 18.07.2023).

Haynold B (2023) – Koordinaten-Ermittler (nicht nur für Orchideen). Arbeitskreis Heimische Orchideen Baden-Württemberg. https://www.orchids.de/haynold/koordinatenermittler2/ (zuletzt aufgerufen am 04.12.2023).

Klofac W (2014) – *Butyriboletus roseogriseus*, ein neuer Röhrling, auch in Österreich gefunden. Österreichische Zeitschrift für Pilzkunde **23**: 89-96.

ÖMG (2023) – Mykologische Datenbank. Bearbeitet von Krisai-Greilhuber I, Friebes G (Fortsetzung von Dämon W, Hausknecht A, Krisai-Greilhuber I: Datenbank der Pilze Österreichs). Mykologische Datenbank.
https://pilzdaten-austria.eu
(zuletzt aufgerufen am 18.07.2023).

Šutara J, Janda V, Kříž M, Graca M, Kolarik M (2014) – Contribution to the study of genus *Boletus*, section Appendiculati: *Boletus roseogriseus* sp. nov. and neotypification of *Boletus fuscoroseus* Smotl. Czech Mycology **66**: 1-37.

Mycologia Bavarica
Band 23: 73-124

ISSN 2940-8342 (Online)
www.mycologia-bavarica.de

Fachbeitrag

Nachtrag zur Kenntnis der phytoparasitischen Kleinpilze aus dem bayerischen Allgäu

Julia Kruse[1]

Online publiziert am 19.12.2023

Kruse J (2023) – Addendum to the knowledge of plant-parasitic microfungi from the Bavarian Allgäu. Mycologia Bavarica **23**: 73-124.

Key words: Bavarian Alps, diversity, investigation, lost microfungi, new fungus-host-combinations

Abstract: More than 10 years after the comprehensive compilation of plant-parasitic microfungi in the region Allgäu, an addendum is now appearing as an important contribution to the knowledge of this group of fungi in the region Allgäu. Since the number of current collections from the Alps is still very fragmentary, surveys in the Alpine region are very important. The investigations of the author within the last few years have resulted in a total of 443 different records of plant-parasitic microfungi with a total of 645 different fungus-host-combinations, including four white rusts (Albuginaceae), 40 downy mildews (Peronosporaceae), one representative of the Blastocladiomycota, eight Chytridiomycota, 55 powdery mildew fungi (Erysiphaceae), nine Taphrinomycotina, 103 other Ascomycota, 181 rust fungi (Pucciniomycotina, including Microbotryales), 38 smut fungi (Ustilaginomycotina) and four other basidiomycetes.

Five fungal species new to Germany were found in the study area (*Puccinia bellidiastri* on *Aster bellidiastrum*, *Schizonella elynae* on *Kobresia myosuroides*, *Tilletia anthoxanthi* on *Anthoxanthum nipponicum*, *Urocystis irregularis* on *Aconitum napellus* subsp. *lusitanicum* and *Uromyces phlei-michelii* on *Phleum rhaeticum*). The detection of an *Anthracoidea*-species on *Carex sylvatica*-ovars is new to science. However, the exact species affiliation has not yet been clarified. A total of 14 plant-parasitic microfungi were considered as "lost" (RL 0) in Germany and were rediscovered – several other "lost" species have not yet been found despite active searches. Furthermore, the investigations revealed numerous fungus-host-combinations that were new to Germany. A commented list of species provides information on distribution (including information about finds from the neighboring Austria), taxonomy and morphology.

Zusammenfassung: Mehr als 10 Jahre nach der umfassenden Darstellung pflanzenparasitischer Kleinpilze im Allgäu erscheint dazu jetzt ein Nachtrag als wichtiger Beitrag zur Kenntnis dieser Pilzgruppe im Allgäu. Da aus den Alpen die Anzahl aktueller Nachweise immer noch sehr überschaubar ist, sind Erhebungen im Alpenraum sehr wichtig. Die Untersuchungen der Autorin in den letzten Jahren ergaben insgesamt 443 verschiedene Nachweise von pflanzenparasitischen Kleinpilzen mit insgesamt 645 verschiedenen Pilz-Wirt-Kombinationen, darunter vier Weißroste (Albuginaceae), 40 Falsche Mehltaue (Peronosporaceae), ein Vertreter der Blastocladiomycota, acht Töpfchenpilze (Chytridiomycota), 55 Echte Mehltaupilze (Erysiphaceae), neun Narrentaschen (Taphrinomycotina), 103 sonstige Ascomycota, 181 Rostpilze (Pucciniomycotina, inkl. Microbotryales), 38 Brandpilze (Ustilaginomycotina) und vier sonstige Basidiomyceten.

Im Untersuchungsgebiet wurden fünf für Deutschland neue Pilzarten gefunden (*Puccinia bellidiastri* auf *Aster bellidiastrum, Schizonella elynae* auf *Kobresia myosuroides, Tilletia anthoxanthi* auf *Anthoxanthum nipponicum, Urocystis irregularis* auf *Aconitum napellus* subsp. *lusitanicum* und *Uromyces phlei-michelii* auf *Phleum rhaeticum*). Der Nachweis einer *Anthracoidea*-Sippe an *Carex sylvatica*-Früchten ist neu für die Wissenschaft. Die genaue Artzugehörigkeit konnte aber noch nicht geklärt werden. Insgesamt 14 pflanzenparasitische Kleinpilze galten als verschollen (RL 0) in Deutschland und wurden wiederentdeckt – mehrere weitere verschollene Arten konnten trotz aktiver Nachsuche bisher nicht wiedergefunden werden. Des weiteren erbrachten die Untersuchungen zahlreiche für Deutschland neue Pilz-Wirt-Kombinationen. In einer kommentierten Artenliste werden Informationen zu Verbreitung (einschließlich Fundangaben vom angrenzenden österreichischen Allgäu), zur Taxonomie und Morphologie geliefert.

Einleitung

Mehr als zehn Jahre ist es her, dass von Jage et al. (2010b) eine umfassende Zusammenstellung von pflanzenparasitischen Kleinpilzfunden aus dem Allgäu erstellt wurde. Auch mehrere Funde von der seinerzeit ersten und zweiten Alpentour der Autorin in 2007 und 2008 flossen in diese Publikation mit ein. Seither sucht die Autorin regelmäßig in den Alpen nach pflanzenparasitischen Kleinpilzen, z.B. Berchtesgaden [Kruse 2013, 2023 (letzteres unpubliziert)] oder auch im Karwendelgebirge (2016), Ammergauer Alpen bzw. Ammergebirge (2021), Wettersteingebirge (2021), Chiemgau (2014) (Daten in Schmidt 2022). 2022 fand sogar die jährlich stattfindende Kleinpilztagung im Alpenraum (Ammergebirge/Estergebirge) statt.

Das Oberallgäu und hier explizit die Region um Oberstdorf war mehr als einmal Ziel von Exkursionen der Autorin (s.u.).

Anschrift der Autorin: [1]Pfalzmuseum für Naturkunde – POLLICHIA-Museum, Hermann-Schäfer-Straße 17, 67098 Bad Dürkheim, julia.kruse1@gmx.de

Bereits während der Vorarbeiten zu einer Roten Liste und Gesamtartenliste für pflanzenparasitische Kleinpilze in Deutschland (Thiel et al. 2023) ab 2016 wurde schnell klar, dass es immer noch eher wenige aktuelle Fundnachweise von pflanzenparasitischen Kleinpilzen aus den Alpenregionen gibt und die Kenntnis über die Verbreitung der Sippen in den Alpen eher mangelhaft ist. Dieses Datendefizit haben bereits Jage et al. (2010b) benannt.

Zahlreiche Kleinpilzarten die in Deutschland als verschollen gelten wurden letztmalig in den Allgäuer Alpen oder, wenn nicht hier, in einer anderen deutschen Alpenregion gefunden. Dies kann unterschiedliche Ursachen haben, aber ein wesentlicher Grund ist sicherlich, dass dort eher selten gesammelt wird. Es ist mühselig sein ganzes Equipment auf den Berg zu tragen und bei alle dem noch dafür zu sorgen dass die mühsam zusammengetragenen Belege nicht schimmeln und später noch für mikroskopische oder sogar sequenzanalytische Analysen brauchbar sind.

2017 wurde im Rahmen der Vorarbeiten zur oben erwähnten Roten Liste (Thiel et al. 2023) mehrere Nachsuchen nach verschollenen Kleinpilzarten an historisch belegten Fundorten durch die Autorin ausgeführt. Das Rote-Liste-Zentrum des Projektträgers im Deutschen Zentrum für Luft- und Raumfahrt e. V. (DLR) förderte das Projekt im Auftrag des Bundesamtes für Naturschutz (BfN) im Rahmen einer „Unterstützungsleistung zur Koordination der bundesweiten Roten Liste der phytoparasitischen Pilze“. Auch in den darauffolgenden Jahren war die Autorin nochmals im Oberallgäu, um vor allem nach diversen verschollenen Arten (RL 0) zu suchen. Mehrere Kleinpilzarten konnten dabei wiedergefunden werden.

Alle Nachweise von pflanzenparasitischen Kleinpilzen aus dem Allgäu aus den letzten Jahren – erfasst von der Autorin selbst – sind als Nachtrag zur umfassenden Arbeit von Jage et al. (2010b) in dieser Aufstellung gelistet. Sie ergänzen die Arbeit von Jage et al. (2010b) und geben so eine bessere Kenntnis der aktuellen Verbreitung von pflanzenparasitischen Kleinpilzen im Allgäu, mit Schwerpunkt Oberstdorf und Pfronten. Die Ergebnisse lassen sich exemplarisch auch auf andere Alpenregionen anwenden. Die Autorin plant, in den nächsten Jahren weitere Alpenregionen näher zu untersuchen. Für 2024 und eventuell auch 2025 stehen die Berchtesgadener Alpen auf dem Plan.

Material & Methoden

Exkursionen

Die Exkursionsziele lagen vor allem im mittleren und südlichen Teil des Oberallgäukreises sowie im Ostallgäukreis um Pfronten. Beobachtungen aus dem benachbarten österreichischen Allgäu (Tirol) im Rahmen grenznaher Exkursionen werden in der kommentierten Artenliste ebenfalls aufgeführt.

Daten zwischen 2013 und 2021, gesammelt und bestimmt durch die Autorin, sind in die Publikation mit eingeflossen. Sie sollen die Arbeit von Jage et al. (2010b) ergänzen. Nähere Funddaten siehe Tab. 1.

1. **Exkursion:** 21.06.2013 Tagesexkursion nach Oberjoch mit befreundeten Botaniker*innen
2. **Exkursion:** 24.07. bis 01.08.2015 verschiedene Gebiete um Oberstdorf (Mehrtages-Hüttentour)
3. **Exkursion:** 29.06. bis 06.07.2017 verschiedene Gebiete um Oberstdorf
4. **Exkursion:** 18.07. bis 20.07.2017 Burgberg/Sonthofen und Grünten (Mehrtages-Hüttentour)
5. **Exkursion:** 29.08. bis 31.08.2017 verschiedene Gebiete um Oberstdorf (Mehrtages-Hüttentour)
6. **Exkursion:** 02.09. bis 05.09.2019 verschiedene Gebiete um Oberstdorf (Mehrtages-Hüttentour gemeinsam mit R. Kruse)
7. **Exkursion:** 24.06. bis 02.07.2021 Gebiete um Pfronten, Oberjoch und Oberstdorf (Abb. 1, 2)

Dokumentation, Bestimmung, Nomenklatur

Von zahlreichen Funden wurde Belegmaterial angefertigt welches sich zum Teil noch im Privatherbarium der Autorin befindet (H.KRU) aber nach und nach in die Sammlungen des Senckenberg Museums für Naturkunde in Görlitz (GLM) überführt werden.

Die Nomenklatur der wissenschaftlichen Namen der Kleinpilze und der Pflanzen in der Artenliste richtet sich im Großen und Ganzen nach Thiel et al. (2023), bei den Pilzgruppen die in der Roten Liste nicht enthalten sind (Chytridiomycota, Taphrinomycota etc.) nach Klenke & Scholler (2015), mit wenigen Ergänzungen durch aktuellere Literatur (Bradshaw et al. 2022), sowie vor allem bei den anamorphen und weiteren Schlauchpilzen (Ascomycota) nach indexfungorum (2023).

Mehrere Meldungen von pflanzenparasitischen Kleinpilzen aus dem Allgäu, die in der kommentierten Artenliste (s.u.) zu finden sind, sind bereits in unterschiedliche Publikationen eingeflossen. Erstnachweise für Deutschland in der Regel in der regelmäßig in der Zeitschrift für Mykologie erscheinenden Reihe „Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze“ und Funde von Falschen Mehltauen (Peronosporaceae) in die Arbeit von Jage et al. (2017) als aktuelle oder neue Nachweise für Bayern.

Abb. 1 – Die Autorin am Kienberg-Gipfelkreuz oberhalb von Pfronten am 25.06.2021.

Abb. 2 – Bei der Exkursion Ende Juni bzw. Anfang Juli 2021 waren noch weitläufige Schneefelder nördlich des Laufbacher Ecks ausgebildet – die Wegfindung gestaltete sich hier durchaus schwierig.

Die makroskopischen Fotos wurden ausnahmslos mit der DMC-LX7 (Panasonic) freihand im Gelände angefertigt. Stellenweise handelt es sich bei den Bildern um Ausschnittsvergrößerungen der Originalfotos. Alle Fotos im Artikel stammen von der Autorin.

Mikroskopische Analysen fanden mit dem Seben SBX bei 400- bis 1000-facher Vergrößerung unter Verwendung von Leitungswasser (Frischproben), aufgekochter Milchsäure (Herbarproben) oder aufgekochtem Hoyers Medium (für Keimporen von Rostpilzen) statt.

Tabelle 1: Kurzcharakterisierung der einzelnen Fundorte (Allgäuer Alpen).

BY, Allgäuer Alpen, Oberallgäukreis		
0	8428/43	Oberjoch, Aufstieg Kühgundspitze über Schmugglersteig, 1150-1850 m ü. NN, Bergmischwald, Latschen-Gebüsch, alpine Matten, Geröll
1	8428/34	Oberjoch, Iseler Nordhang, 1400-1750 m ü. NN, Latschen-Gebüsch, alpine Matten
1A	8428/43	Oberjoch, Iseler Nordosthang, Abstieg über Gundalpe, 1330-1840 m ü. NN, Latschen-Gebüsch, alpine Matten, Hochalmen
2	8428/34	Oberjoch, Ortslage, Rundwanderweg Moor, 1150-1200 m ü. NN, Flachmoor, Feuchtwiese
3	8427/4	Sonthofen, Ortslage bis Parkplatz „Winkel“, 740-960 m ü. NN, Straßen- und Wegrand, Garten
4	8427/42	NO Burgberg, Aufstieg zum Grünten durch das Wustbachtal, 820-1420 m ü. NN, Fichtenwald, Hochalmen
5	8427/24	NO Burgberg, nahe Grüntenhaus, 1500-1700 m ü. NN, alpine Matten, Hochalmen
5A	8427/42	NO Burgberg, nahe Grüntenhaus, 1420-1540 m ü. NN, alpine Matten, Hochalmen

6	8427/24	ONO Burgberg, zw. Grüntenhütte und Obere Schwandalpe, 1100-1500 m ü. NN, Hochalmen, Fichtenwald, Hochstaudenflur
7	8627/23	SW Faistenoy, Fellhorn-Parkplatz/ Talstation, 910 m ü. NN, Straßen- und Wegrand, Wiesen
8	8627/23	SW Faistenoy, zw. Fiderepasshütte und Fellhorn-Parkplatz, über Warmatsgund, 990-2010 m ü. NN, alpine Matten, Hochalmen, Hochstaudenflur, Fichtenwald
8A	8627/41	SW Faistenoy, zw. Fiderepasshütte und Fellhorn-Parkplatz, 990-1225 m ü. NN, Bergmischwald
9	8627/32	SW Faistenoy, Umgebung Warmatsgundbach, unterhalb Fiderepasshütte, 1300-1800 m ü. NN, Hochstaudenflur, Hochalmen
10	8627/34	SW Faistenoy, zw. Fiderepasshütte und Kühgundalpe, 1800-2100 m ü. NN, Hochalmen, Geröllflur
11	8627/32	SW Faistenoy, Steig von Fiderepasshütte zur Mittelstation Fellhorn, 1600-1700 m ü. NN, Hochalmen
12	8627/14	SW Faistenoy, Schlappholdsee über Fahrweg zur Talstation Fellhorn, 1405-1750 m ü. NN, Hochalmen
13	8627/43	SSW Einödsbach, zw. Einödsbach und Enzianhütte, über Petersalpe, 1350-1650 m ü. NN, Hochalmen
13A	8627/41	SSW Einödsbach, zw. Einödsbach und Enzianhütte, 1020 m ü. NN, Hochstaudenflur
14	8727/21	S Einödsbach, nahe Rappenseehütte, 2080-2100 m ü. NN, Geröllflur
15	8727/12	S Einödsbach, zw. Rappenseehütte und Schwarze Hütte, 1650-1900 m ü. NN, alpine Matten, Geröllflur
16	8727/21	S Einödsbach, zw. Rappenseehütte und Hohes Licht, 2200-2550 m ü. NN, Geröllflur, Schneetälchen
17	8727/21	SW Einödsbach, zw. Enzianhütte und Rappenseehütte, 1750-1950 m ü. NN, Geröllflur, Hochalmen, Hochstaudenflur
18	8727/21	S Einödsbach, zw. Rappenseehütte und Hochrappenkopf, 2000-2350 m ü. NN, Geröllflur, Schneetälchen
19	8627/42	SSO Oberstdorf, zw. Spielmannsau und ‚Am Knie‘, 1055-1260 m ü. NN, Hochalmen, Hochstaudenflur
19A	8627/44	SSO Oberstdorf, zw. ‚Am Knie‘ und Kemptner Hütte über Sperrbachtobel, 1260-1720 m ü. NN, Geröll, Hochstaudenflur, alpine Matten
20	8627/44	SSO Oberstdorf, nahe Kemptner Hütte, 1750-1900 m ü. NN, alpine Matten
21	8528/33	O Oberstdorf, Umgebung Edmud-Probst-Haus, unterhalb Nebelhorngipfel, 1900-2000 m ü. NN, alpine Matten, Geröllflur
22	8528/33	O Oberstdorf, zw. Edmud-Probst-Haus und Laufbacher Eck, 1880-1990 m ü. NN, alpine Matten, Geröllflur
22A	8628/12	O Oberstdorf, zw. Edmud-Probst-Haus und Laufbacher Eck, 2000-2140 m ü. NN, alpine Matten
22B	8628/12	O Oberstdorf, Laufbacher Eck über Himmelecksattel zum Oytalhaus, 1670-2040 m ü. NN, alpine Matten, Hochalmen
23	8628/12	OSO Oberstdorf, zw. Laufbacher Eck und Lachenkopf, 1950-2100 m ü. NN, alpine Matten
23A	8628/11	OSO Oberstdorf, zw. Kühplätt und Schochen, 1950-1980 m ü. NN, alpine Matten
24	8528/33	O Oberstdorf, zw. Edmud-Probst-Haus und Oberstdorf, Fahrweg, 1600-1850 m ü. NN, Hochstaudenflur, Hochalmen
24A	8527/44	O Oberstdorf, zw. Edmud-Probst-Haus und Oberstdorf, Fahrweg, 1080-1330 m ü. NN, Hochstaudenflur
25	8527/44	SO Oberstdorf, Oytal, 850-950 m ü. NN, Bergwiese

25A	8627/22	SO Oberstdorf, zw. Oytalhaus und Oberstdorf, 930 m ü. NN, Bergwiese
25B	8628/11	SO Oberstdorf, zw. Milchhäusle und Oberstdorf, 1095-1140 m ü. NN, Hochstaudenflur, Bergwiese
25C	8628/13	SO Oberstdorf, zw. Himmelecksattel und Oberstdorf über Oytalhaus, 1205-1485 m ü. NN, Hochalmen, Hochstaudenflur
26	8528/32	NO Oberstdorf, zw. Koblatsee und Großer Daumen, 2000-2100 m ü. NN, Geröllflur
26A	8528/31	NO Oberstdorf, zw. Edmud-Probst-Haus und Koblatsee, 1900-2000 m ü. NN, Geröllflur
27	8528/33	NO Oberstdorf, zw. Edmud-Probst-Haus und Oberstdorf, über Gaisalpe, 1700-1900 m ü. NN, Geröllflur, Hochalmen
27A	8527/42	SO Oberstdorf-Reichenbach, zw. Parkplatz Gaisalpe und oberer Gaisalpsee, 880-1520 m ü. NN, Hochstaudenflur, Hochalmen
28	8527/34	W Oberstdorf-Kornau, Breitachklamm, 850-900 m ü. NN, Hochstaudenflur
28A	8627/12	W Oberstdorf-Kornau, Breitachklamm, 945-1060 m ü. NN, Hochstaudenflur
29	8727/12	NO Oberstdorf, oberhalb Schwarze Hütte, 1355 m ü. NN, Hochalmen
30	8527/43	Oberstdorf, Ortslage, 800-825 m ü. NN, Straßen- und Wegrand, Garten
31	8527/41	Oberstdorf-Rubi, Ortslage, 800 m ü. NN, Garten
32	8527/34	W Oberstdorf-Kornau, Parkplatz Söllereckbahn, 990-1000 m ü. NN, ruderalisierter Wegrand
33	8627/12	SW Oberstdorf-Kornau, Aufstieg Söllereck, zw. Berghaus Schönblick und Sölleralpe, 1035-1460 m ü. NN, Garten, Feuchtwiese, Hochalmen, ruderalisierter Wegrand, Hochstaudnflur
33A	8627/14	SW Oberstdorf-Kornau, Aufstieg Söllereck über Sölleralpe, 1520-1730 m ü. NN, Hochalmen, Borstgrasrasen, Feuchtwiese
34	8627/12	SW Oberstdorf-Kornau, zw. Berghaus Schönblick und Berggasthof Hochleite, 1410-1425 m ü. NN, Hochstaudenflur, Moorwiese, Bergmischwald
34A	8627/21	S Oberstdorf-Kornau, zwischen Berghaus Schönblick und Berggasthof Hochleite, 1160-1380 m ü. NN, Bergmischwald, Hochalmen
35	8627/21	S Oberstdorf, Umgebung Freibergsee, 980-1170 m ü. NN, Bergmischwald, Hochstaudenflur
35A	8627/21	S Oberstdorf, Freibergsee Richtung Berggasthof Bergkristall, Edmud-Probst-Weg, 995-1040 m ü. NN, Bergmischwald, Feuchtwiese, Bergwiese
36	8627/23	S Oberstdorf, zw. Skiflugschanze und Berggasthof Hochleite, 895-1145 m ü. NN, Bergmischwald, Bergwiese
37	8527/33	W Oberstdorf-Rohrmoos, Ortslage, 1070 m ü. NN, ruderalisierter Wegrand
38	8526/44	W Oberstdorf, zw. Rohrmoos und Aibele Alpe, 1070-1130 m ü. NN, Bergwiese, Feuchtwiese, feuchter Wegrand
38A	8626/21	W Oberstdorf, zw. Hirschgund und Aibele Alpe, entlang Rubach, 1000-1050 m ü. NN, feuchter Wegrand
39	8626/22	W Oberstdorf, Aufstieg Gatterkopf über Gatterschwang, 1140-1475 m ü. NN, Hochstaudenflur, Bergwiese
39A	8626/22	W Oberstdorf, zw. Gatterkopf und Windecksattel, 1475-1840 m ü. NN, alpine Matten, Geröll, Schneetälchen
40	8626/21	W Oberstdorf, zw. Totenkopfscharte und Hirschgund, 1050-1750 m ü. NN, Bergmischwald, Hochstaudenflur, Bergwiese, Geröll

BY, Allgäuer Alpen und Vorland, Ostallgäukreis		
41	8429/31	SW Pfronten-Steinach, Aufstieg Breitenberg von der Achtalstraße über Ostlerforstweg, 1040-1540 m ü. NN, Feuchtwiese, Hochalmen, Bergmischwald, montane Matten
41A	8429/32	SSW Pfronten-Steinach, Aufstieg Breitenberg über Ostlerforstweg, 1580-1615 m ü. NN, Feuchtwiese, Hochalmen, montane Matten
42	8429/23	SO Pfronten-Steinach, Aufstieg Bad Kissinger Hütte über Reichenbachklamm. 850 m ü. NN, Bergwiese
42A	8429/14	SO Pfronten-Steinach, Aufstieg Bad Kissinger Hütte über Reichenbachklamm, 870-1120 m ü. NN, Bergwiese, Bergmischwald, Klamm
42B	8429/32	S Pfronten-Steinach, Aufstieg Bad Kissinger Hütte über Reichenbachklamm und Böser Tritt, 1240-1700 m ü. NN, Bergmischwald, Bergwiese, alpine Matten (Abb. 3)
43	8429/32	S Pfronten-Steinach, Umgebung Bad Kissinger Hütte, 1780-1800 m ü. NN, alpine Matten
44	8429/32	S Pfronten-Steinach, Umgebung Breitenberggipfel, 1430-1765 m ü. NN, Hochalmen
44A	8429/14	S Pfronten-Steinach, Abstieg Breitenberg, 1315 m ü. NN, Hochalmen
45	8429/14	NW Pfronten-Steinach, Aufstieg Kienberg über Pfrontener Berg, 870-1340 m ü. NN, Garten, Hochalmen, Bergmischwald
45A	8429/13	NW Pfronten-Steinach, Aufstieg Kienberg über Pfrontener Berg, 1425-1510 m ü. NN, Hochalmen, Bergmischwald
46	8429/13	NW Pfronten-Steinach, Abstieg Kienberg Richtung Fallmühle, 980-1325 m ü. NN, Hochalmen, Hochstaudenflur
47	8429/13	SW Pfronten-Steinach, Wanderweg am Steinacher Achen, Fallmühle zum Parkplatz Achtal, 960-990 m ü. NN, Hochstaudenflur, Bergwiese
47A	8429/31	SW Pfronten-Steinach, Wanderweg am Steinacher Achen, Fallmühle zum Parkplatz Achtal, 975 m ü. NN, Bergwiese
47B	8429/13	SW Pfronten-Steinach, Wanderweg am Steinacher Achen, Fallmühle Richtung Pfronten-Steinach, 905-920 m ü. NN, Hochstaudenflur

Kommentierte Artenliste

Anmerkungen

Die Artenliste ist der Reihe nach in verschiedene Gruppen von pflanzenparasitischen Kleinpilzen untergliedert: Albuginaceae (Weißroste), Peronosporaceae (Falsche Mehltaue), Blastocladiomycota, Chytridiomycota (Flagellatenpilze), Erysiphaceae (Echte Mehltaupilze), Taphrinomycotina (Wucherlinge, Narrentaschen), Ascomycota (Sonstige Schlauchpilze), Pucciniomycotina, inkl. Microbotryales (Rostpilze), Ustilaginomycotina (Brandpilze), Basidiomycota (Sonstige Ständerpilze).

Innerhalb dieser Gruppen sind die verschiedenen Arten und ihnen zugeordneten Wirtspflanzen alphabetisch sortiert. Zu den einzelnen Wirtsarten gibt es Fundnachweise, die mit einem Fundort (Nummerncode aus Tabelle 1), bei Bedarf näherer Ortsbezeichnung, der Höhe über NN, dem Pilzstadium (s.u. bei Abkürzungen), dem Funddatum und wenn vorhanden der Information des Vorhandensein eines Herbarbeleges ausgewiesen sind.

Pilzarten bzw. Wirtsarten die sich in eckigen Klammern finden (zusätzlich nicht im Fettdruck),

Abb. 3 – Artenreiche alpine Matten unterhalb ‚Böser Tritt' auf dem Weg zum Aggenstein (Pfronten).

sind auch in der Publikation von Jage et al. (2010b) enthalten. Es werden hier die aktuellen Funde der Exkursionen der Autorin gelistet. Pflanzenarten die im **Fettdruck** stehen, fehlen bei der jeweiligen Pilzart in der Arbeit von Jage et al. (2010b). Pilzarten im **Fettdruck**, sind in Jage et al. (2010b) nicht enthalten.

Abkürzungen

Staaten:
A = Österreich, CH = Schweiz, D = Deutschland

Länder und Kantone:
Deutschland: BB = Berlin-Brandenburg, BE = Berlin, BR = Brandenburg, BW = Baden-Württemberg, BY = Bayern, HE = Hessen, MV = Mecklenburg-Vorpommern, NI = Niedersachsen, NW = Nordrhein-Westfalen, RP = Rheinland-Pfalz, SH = Schleswig-Holstein, ST = Sachsen-Anhalt, TH = Thüringen

Herbarien:
GLM = Sammlung am *Senckenberg* Museum für Naturkunde in Görlitz; H.KRU = Privatherbarium Julia Kruse

Himmelsrichtungen:
N, O, S, W = Norden, Osten, Süden, Westen bzw. das dazugehörige Adjektiv

Pilz-Entwicklungsstadien und Sporenlagerformen:
Anam. = Anamorphe, Teleom. = Teleomorphe,
0 = Spermogonien, I = Aezien, II = Uredien,
III = Telien, IV = Basidien

Weitere Abkürzungen:
cult. = kultiviert, Lkr. = Landkreis, MI = Mischinfektion, PWK = Pilz-Wirt-Kombination(en)

Albuginaceae (Weißroste)

[*Albugo candida*-Gruppe **Abb. 4-5**

auf *Arabis alpina* L., **0**, Kühgundrücken, 1565 m, 27.06.2021, H.KRU; **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU] – auf ***Arabis hirsuta*** (L.) Scop., **42B**, Aggensteinlift, 1320 m, 26.06.2021; **45**, 890 m, 25.06.2021, H.KRU – auf ***Aurinia saxatilis*** (L.) Desv., cult., **3**, 745 m, 18.07.2017 – [auf *Biscutella laevigata* L. subsp. *laevigata*, **10**, Warmatsgundbach, 1880 m, 29.08.2017, H.KRU; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU; **20**, 1880 m, 30.06 & 01.07.2017, H.KRU; **22**, 1935 m, 28.06.2021, H.KRU; **24**, 1815 m, 04.07.2017, H.KRU; **27**, 1870 m, 06.07.2017, H.KRU] – auf ***Draba aizoides*** L., **5**, am Übelhorn, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU – [auf *Hornungia alpina* (L.) Appel (Syn. *Pritzelago alpina* (L.) Kuntze), **10**, 1880 m & 2075 m, 29.08 & 30.08.2017, H.KRU; **18**, 2280 m, 29.07.2015, H.KRU; **42B**, Aggensteinlift, 1330 m, 26.06.2021, H.KRU, mit Oosporen] – auf ***Noccaea rotundifolia*** (L.) Moench, **10**, Fiderepassscharte, 2100 m, 30.08.2017, H.KRU.

Abb. 4 – Ein Vertreter aus der *Albugo candida*-Gruppe auf fruchtenden *Draba aizoides*-Pflanzen am Übelhorn. a. Habitus, b. Detailaufnahme.

Abb. 5 – Hellgrüne Blattverfärbungen an vegetativen *Noccaea rotundifolia*-Pflanzen, hervorgerufen durch einen Vertreter aus der *Albugo candida*-Gruppe.

Draba aizoides ist ein seltener Wirt für diesen Parasiten und die PWK neu fürs Allgäu (Jage et al. 2017). Er ist aus dem benachbartem Karwendelgebirge bereits bekannt (Jage et al. 2017). Auf *Biscutella laevigata* sind es weitere aktuelle Nachweise dieses Parasiten, nachdem von Jage et al. (2010b) diese PWK erstmals für die Allgäuer Alpen nachgewiesen wurde. Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung dieser PWK vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, Geröllflur, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017, H.KRU.

Weitere Nachweise von *Hornungia alpina* nach dem Erstnachweis in einer Wildpopulation in Jage et al. (2010b) werden hier gelistet, sowie eine aktuelle Beobachtung von österreichischer Seite: Tirol, Bezirk Reutte, Aufstieg Hohes Licht, Geröllflur, MTB 8727/21, 2400 m, 27.07.2015. Auf *Noccaea rotundifolia* handelt es sich um den ersten Nachweis in D auf einer Wildpopulation (bisher war die PWK nur aus Botanischen Gärten bekannt, Brandenburger & Hagedorn 2006a) und erster Nachweis für BY (vgl. Brandenburger & Hagedorn 2006a, Jage et al. 2017).

Pustula obtusata-Gruppe **Abb. 6**

auf ***Scorzoneroides helvetica*** (Mérat) Holub, **11**, 1770 m, 31.08.2017, H.KRU, mit Oosporen.

Abb. 6 – Um die gelblichweißen *Pustula obtusata*-Pusteln an den *Scorzoneroides helvetica*-Blättern sind zahlreiche dunkle Punkte ausgebildet, die die im Gewebe liegenden Oosporen sind.

Scorzoneroides helvetica ist ein neuer Wirt für diesen Parasiten für D. Bisher gab es keine Nachweise dieses Parasiten von *Leontodon* oder *Scorzoneroides*-Arten aus D (siehe Thiel et al. 2023).

Blattoberseits diffuse gelbliche bis dunkelrote Verfärbungen an wenigen Grundblättern (erinnert etwas an *Protomyces*-Arten), auf deren Unterseite je zwei bis drei gelblichweiße Pusteln sitzen, die mit einem Schlitz

in der Mitte aufreißen und die Sporenmasse freigeben. Zahlreiche Oosporen im das die Pusteln umgebende Gewebe vorhanden, als kleine dunkle Punkte sichtbar. Vor allem in den rötlich verfärbten Blattregionen. Konidien rundlich, 17-21 µm im Durchmesser, Oosporen rundlich, dunkelbraun, 40-55 µm im Durchmesser.

Pustula spinulosa (de Bary) Thines

auf ***Centaurea scabiosa*** L., **19A**, Sperrbachtobel, 1540 m, 01.07.2017, H.KRU – auf ***Cirsium oleraceum*** (L.) Scop., **9**, 1325 m, 29.08.2017, H.KRU; **12**, 1480 m, 31.08.2017, H.KRU; **13**, oberhalb Petersalpe, 1340 m, 24.07.2015, H.KRU (vgl. Jage et al. 2017); **28A**, Rundwanderweg, 945 m, 02.09.2019.

Der Parasit an *Centaurea scabiosa* ist bereits aus dem Allgäu bekannt (Brandenburger & Hagedorn 2006a, unter *P. tragopogonis*, Jage et al. 2017). Für *Cirsium oleraceum* sind es aktuelle Nachweise dieser PWK fürs Allgäu (Brandenburger & Hagedorn 2006a, Jage et al. 2017).

Wilsoniana portulacae (DC.) Thines

auf ***Portulaca oleracea*** L., **30**, 825 m, 02.09.2019.

Parasit neu fürs Allgäu (vgl. Brandenburger & Hagedorn 2006a, Jage et al. 2017, DGfM 2023), zugleich südlichster Nachweis in D.

Peronosporaceae (Falsche Mehltaue)

Bremia centaureae Syd.

auf ***Centaurea jacea*** L., **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, H.KRU; **38**, 1100 m, 02.07.2021.

[*Bremia lactucae*-Gruppe **Abb. 7**

auf ***Carduus defloratus*** L., **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, 04.07.2017, H.KRU – auf ***Carduus personata*** (L.) Jacq., **19**, ‚Am Knie‘, 1250 m, 29.06.2021, H.KRU – auf ***Crepis pyrenaica*** (L.) Greuter, **19A**, ‚Untere Schneeflucht‘, 1380 m, 29.06.2021, H.KRU – auf ***Hieracium murorum*** L., **4**, 1125 m, 18.07.2017; **19**, 1120 m, 29.06.2017.

Abb. 7 – Ein Vertreter aus der *Bremia lactucae*-Gruppe auf *Crepis pyrenaica*-Blättern. a. gelbliche Verfärbungen blattoberseits, b. weißer lockerer Rasen blattunterseits.

Auf *Carduus defloratus* erster Nachweis fürs Allgäu (Brandenburger & Hagedorn 2006a, Jage et al. 2017). Aus BY an *Carduus defloratus* bereits aus dem Karwendelgebirge bekannt (vgl. Jage et al. 2017). *Crepis pyrenaica* ist ein seltener Wirt und wurde in Berchtesgaden erstmals in D als Wirt für *Bremia lactucae* festgestellt (Kruse 2013, sowie darauf Bezug nehmend Jage et al. 2017).

Bremia taraxaci S. Ito & Tokun.

auf ***Taraxacum* sect. *Ruderalia*** Kirschner, H. Øllg. & Štěpánek, **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, 04.07.2017.

Erster Nachweis dieser PWK fürs Allgäu (Brandenburger & Hagedorn 2006a, Jage et al. 2017).

Hyaloperonospora iberidis (Gäum.) C. Salgado & J.A. Crouch

auf ***Iberis sempervirens*** L., cult., **33**, 1035 m, 30.06.2021.

[*Hyaloperonospora lunariae* (Gäum.) Constant.

auf *Lunaria rediviva* L., **19**, ‚Am Knie‘, 1250 m, 29.06.2021; **19A**, ‘Untere Schneeflucht’, 1495 m, 29.06.2017; **25C**, 1205 m, 28.06.2021].

Hyaloperonospora niessliana (Berl.) Constant.

auf ***Alliaria petiolata*** (M. Bieb.) Cavara & Grande, **35A**, 1040 m, 30.06.2021.

***Hyaloperonospora parasitica*-Gruppe** **Abb. 8**

auf ***Hornungia alpina*** (L.) Appel (Syn. *Pritzelago alpina* (L.) Kuntze), **10**, Fiderepassscharte, 2100 m, 30.08.2017, H.KRU.

Abb. 8 – Lockerer weißer Rasen aus verzweigten *Hyaloperonospora parasitica*-Konidienträgern auf einer *Hornungia alpina*-Blattunterseite.

PWK neu für D, bisher nur aus A (Tirol) gesammelt von H. Jage bekannt (vgl. Klenke & Scholler 2015: 458).

Mehrere kleine Pflanzen in einem Geröllfeld befallen. Pflanzen blühten nicht und waren mehr oder weniger deformiert. Fiederblätter vollständig gelbgrün, manche auch nur teilweise verfärbt. Auf der Unterseite lockerer weißer Rasen aus verzweigten Konidienträgern ausgebildet. Konidienträger 200–250 µm lang, Enden der Astspitzen innwärts gekrümmt (gekrallt), Konidien farblos, 18–20 x 15–18 µm.

Peronospora agrestis Gäum.

auf ***Veronica chamaedrys*** L., **41**, 1360 m, 24.06.2021, H.KRU.

[*Peronospora alchemillae* G. H. Otth, in Jage et al. 2010b unter *Peronospora sparsa* Berk.]

auf ***Alchemilla monticola*** Opiz, **1A**, 1335 m, 27.06.2021, H.KRU, Wirt det. H. Thiel.

[*Peronospora alpicola* Gäum.

auf *Ranunculus aconitifolius* L., **17**, 1800 m, 28.07.2015, H.KRU; **19A**, 'Auf den Wänden', 1900 m, 30.06.2017, H.KRU; **40**, 1750 m, 02.07.2021, H.KRU] – auf ***Ranunculus platanifolius*** L., **34**, 1420 m, 30.06.2021, H.KRU.

[*Peronospora alta*-Gruppe]

auf ***Plantago atrata*** Hoppe, **1A**, 1335 m, 27.06.2021, H.KRU.

Befälle auf *Plantago atrata* wurden von Davis et al. (2021) nicht untersucht. Die PWK ist neu für D, sie fehlt in Thiel et al. (2023).

[*Peronospora alta* Fuckel

auf *Plantago major* L. subsp. *major,* **1A**, 1335 m, 27.06.2021; **3**, Uferbereich Starzlach, 755 m, 18.07.2017, H.KRU; **11**, 1730 m, 31.08.2017; **19**, 990 m, 29.06.2017; **19A**, ‚Am Knie', 1260 m, 29.06.2021; **25B**, 1100 m, 28.06.2021; **35**, 980 m, 01.07.2021; **45**, 955 m, 25.06.2021; **47**, 960 m, 25.06.2021].

Peronospora arthurii Farl.

auf ***Oenothera*** sp., **32**, 995 m, 30.06.2021.

Peronospora calotheca de Bary

auf ***Galium odoratum*** (L.) Scop., **19**, 1090 m, 29.06.2021; **34**, 1285 m, 30.06.2021; **36**, 905 m, 01.07.2021; **41**, 1065 m, 24.06.2021; **42B**, 1240 m, 26.06.2021.

Peronospora gaponenkoae Thines

auf ***Plantago lanceolata*** L., **5A**, Südhang, 1425 m, 20.07.2017, H.KRU.

Für das Allgäu ist es der erste Nachweis (Brandenburger & Hagedorn 2006a, Jage et al. 2017).

***Peronospora grisea*-Gruppe**

auf ***Veronica alpina*** L., **18**, am Rappensee, 2080 m, 29.07.2015, H.KRU (Jage et al. 2017).

Peronospora grisea (Unger) Unger

auf ***Veronica beccabunga*** L., **35**, 1170 m, 30.06.2021.

Peronospora knautiae Fuckel ex J. Schröt.

auf ***Knautia maxima*** (Opiz) Ortmann (Syn. *K. dipsacifolia* Kreutzer), **6**, Forststraße, 1340 m, 20.07.2017; **9**, 1330 m, 29.08.2017; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, 31.08.2017; **17**, 1800 m, 28.07.2015, H.KRU; **38**, 1085 m, 02.07.2021, H.KRU.

Erste Nachweise dieser PWK fürs Allgäu (Brandenburger & Hagedorn 2006a, Jage et al. 2017).

Peronospora leptoclada Sacc. **Abb. 9**

auf ***Helianthemum alpestre*** (Jacq.) DC., **10**, Fiderepassscharte, 2065 m, 30.08.2017, H.KRU; **23A**, Schochen, 1975 m, 03.07.2017, H.KRU – auf ***Helianthemum nummularium* subsp. *grandiflorum*** (Scop.) Schinz & Thell., **1A**, 1335 m, 27.06.2021, H.KRU; **15**, 1780 m, 26.07.2015, H.KRU (siehe auch Jage et al. 2017).

Abb. 9 – Diffuse gelbliche Verfärbungen mehrerer *Helianthemum alpestre*-Blätter aufgrund eines *Peronospora leptoclada*-Befalls.

Von *H. nummularium* (ohne Nennung der Kleinart) bereits aus dem Allgäu bekannt (Doppelbaur & Doppelbaur 1972). Zweiter Nachweis dieses Parasiten an *H. alpestre* für D (erster Nachweis Karwendelgebirge, Jage et al. 2017). Bisher liegen generell nur wenige Nachweise dieses Parasiten vor, der nach Constantinescu & Fatehi (2002) in die Gattung *Hyaloperonospora* gehört.

Befall durch die diffuse gelbliche, stellenweise auch rote Verfärbung der Blätter oder Blattregionen eigentlich gut zu erkennen. Nicht alle Blätter einer Pflanze befallen. Bei ausreichend Feuchte war

der weiße Rasen gut und dicht auf der Blattunterseite ausgebildet, stellenweise aber auch nur sehr spärlich (bei trockenerer Witterung). Auf *H. alpestre* wegen der schmalen und eher kleineren Blätter des Wirtes schwieriger zu entdecken. Um den Parasiten zu finden, sollten Standorte aufgesucht werden, die etwas luftfeuchter sind, z.B. geschützt unter einem Felsvorsprung.

Peronospora lotorum Syd.

auf ***Lotus corniculatus*** L., **11**, 1730 m, 31.08.2017, H.KRU; **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU.

Es bestehen weiterhin Uneinigkeiten darüber, ob der echte *Lotus alpinus* wirklich in D vorkommt (Jäger 2017: 389). In Metzing et al. (2018) taucht die Sippe nicht mehr auf. Kruse (2013) berichtet von *P. lotorum* an *Lotus alpinus* aus den Berchtesgadener Alpen. Vermutlich handelt es sich bei diesem Fund ebenfalls um *L. corniculatus*. Die Trennungsmerkmale zwischen beiden *Lotus*-Sippen weisen Überschneidungbereiche auf und die dunkelrote Färbung der Schiffchenspitze kann auch durch starke Sonneneinstrahlung (Einlagerung von Anthocyanen) hergerührt sein und tritt auch regelmäßig im Tiefland an *Lotus corniculatus*-Pflanzen auf.

Peronospora oerteliana J. G. Kühn

auf ***Primula elatior*** (L.) Hill, **35A**, 1110 m, 30.06.2021, H.KRU.

[*Peronospora phyteumatis* Fuckel]

auf ***Phyteuma betonicifolium*** Vill., **33A**, 1520 m, 30.06.2021, H.KRU – auf ***Phyteuma orbiculare*** L., **1A**, 1335 m, 27.06.2021, H.KRU; **40**, 1480 m, 02.07.2021, H.KRU.

Auf *Ph. betonicifolium* erster Nachweis für D (Brandenburger & Hagedorn 2006a, Jage et al. 2017).

[*Peronospora potentillae* de Bary

auf *Potentilla aurea* L.,**11**, 1770 m, 31.08.2017, H.KRU; **17**, 2020 m, 28.07.2015, H.KRU; **26A**, 1980 m, 05.07.2017, H.KRU].

Peronospora ranunculi Gäum.

auf ***Ranunculus montanus*** Willd., **23**, unterhalb Lachenkopf, 2015 m, 03.07.2017, H.KRU – auf ***Ranunculus repens*** L., **5**, 1650 m, 20.07.2017; **25B**, 1095 m, 28.06.2021; **40**, 1750 m, 02.07.2021, H.KRU.

Auf *R. montanus* zweiter Nachweis für BY (Doppelbaur & Doppelbaur 1972).

Peronospora rubi Rabenh.

auf ***Rubus* sect. *Rubus*, 8**, 1225 m, 29.08.2017, H.KRU.

Peronospora rumicis Corda **Abb. 10**

auf ***Rumex arifolius*** All., **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1900 m, 30.06.2017; **21**, 1930 m, 02.07.2017; **22**, 1890 m, 03.07.2017; **22A**, 2090 m, 28.06.2021; **33A**, Gratweg oberhalb Söllerlalpe, 1730 m, 30.06.2021; **42B**, Böser Tritt, 1700 m, 26.06.2021 – auf ***Rumex nivalis*** Hegetschw., **16**, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU (Jage et al. 2017).

Abb. 10 – *Peronospora rumicis* auf *Rumex nivalis*-Blättern in einem frisch abgetauten Schneetälchen. a. Habitus, b. Detailaufnahe.

Bereits von Jage et al. (2017) wird die PWK mit *Rumex nivalis* als neu für Mitteleuropa ausgewiesen. Aus CH und A gibt es auch Funde (pers. Mitteilung H. Voglmayr). Ein weiterer aktueller Fund für A wird hier genannt: Tirol, Bezirk Reutte, Wanderweg vom Gipfelbereich Rappenseekopf zum Hochrappenkopf über Gratwanderweg, direkt an deutscher Grenze, Schneetälchen, MTB 8727/21, 2310 m, 29.07.2015.

Mehrere Blätter deutlich bleichgrün verfärbt, mit abwärts eingerolltem Blattrand; auf der Blattunterseite weißgrauer bis dunkelgrauer Rasen aus verzweigten Konidienträgern zu erkennen. Manchmal auch systemischer Befall.

Peronospora silenes G. W. Wilson **Abb. 11**

auf ***Silene vulgaris*** (Moench) Garcke, **1A**, 1490 m, 27.06.2021, H.KRU.

Dieser Falsche Mehltau wurde zuletzt 1878 in D (MV, Parchim, Lübstorf 1878) nachgewiesen und galt seither als verschollen. In Jage et al. (2017) wird ein Fund aus dem Salzburger Land von V. Kummer genannt, mit dem Hinweis, dass der Parasit in BY in den Hochalpen zu erwarten wäre. Der aktuelle Fund bestätigt dies.

Nur eine kleine (maximal 5 cm hoch) Jungpflanze von *Silene vulgaris* war befallen, genaue Unterart des

Abb. 11 – Schwacher *Peronospora silenes*-Befall an einer *Silene vulgaris*-Jungpflanze.

Wirtes nicht feststellbar. Der Fund gelang zufällig, keine Verfärbung an den Blättern erkennbar. Rasen auf der Blattunterseite, gleichmäßig locker, hellgrau. Konidien eiförmig, bräunlich, 22-24 x 19-21 µm.

Peronospora silvestris Gäum.

auf ***Veronica urticifolia*** Jacq., **19**, 1120 m, 29.06.2021, H.KRU; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, 04.07.2017, H.KRU.

Die PWK ist bisher nur selten in D nachgewiesen (erstmals in Jage et al. 2017).

Peronospora trifolii-hybridi Gäum.

auf ***Trifolium hybridum*** L., **15**, 1780 m, 26.07.2015.

Peronospora trifolii-minoris Gäum. **Abb. 12**

auf ***Trifolium badium*** Schreb., **10**, am Warmatsgundbach, 1930 m, 31.08.2017, H.KRU, mit Oosporen; **11**, 1690 m, 31.08.2017, H.KRU, mit Oosporen; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 24.07.2015, H.KRU; **15**, 1780 m, 26.07.2015, H.KRU; **17**, Linkerskopf-Flanke, 1920 m, 28.07.2015.

Abb. 12 – Deutlich sichtbarer *Peronospora trifolii-minoris*-Befall einer *Trifolium badium*-Population. a Habitus, b. Blattunterseite mit dem weißgrauen Rasen aus verzweigten Konidienträgern, und zahlreichen Oosporen.

Peronospora trifolii-pratensis A. Gustavsson

auf ***Trifolium pratense*** L., **5**, 1545 m, 19.07.2017; **17**, Enzianhütte, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU.

Peronospora trifoliorum de Bary

auf ***Trifolium medium*** L., **27A**, Wiesenweg, 910 m, 01.07.2021; **35A**, 1040 m, 30.06.2021.

Peronospora valerianae Trail

auf ***Valeriana dioica*** L., **35A**, 1020 m, 30.06.2021, H.KRU.

Ein seltener Parasit (aus D gibt es nur wenige Angaben) in einer noch viel selteneren PWK. Bisher war diese nur aus SH bekannt (Jaap 1901).

[*Peronospora violacea* Berk. ex Cooke

auf *Knautia maxima* (Opiz) Ortmann (Syn. *K. dipsacifolia* Kreutzer), **4**, Forstweg, 995 m, 18.07.2017, H.KRU; **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU] – auf ***Scabiosa lucida*** Vill., **5**, Südhang, 1575 m, 19.07.2017, H.KRU; **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU (vgl. Jage et al. 2017).

Peronospora violae de Bary ex J. Schröt.

auf ***Viola biflora*** L., **40**, 1570 m, 02.07.2021, H.KRU; **47B**, 915 m, 25.06.2021, H.KRU.

Seltene PWK, die erst in Jage et al. (2017) als neu für D vorgestellt wurde (Karwendel, Kruse). Es ist anzunehmen, dass es sich hierbei um eine andere Pilzart handelt, als die von Stiefmütterchen beschriebene.

Plasmopara angelicae (Casp.) Trotter

auf ***Angelica sylvestris*** L., **19**, ‚Am Knie', 1260 m, 29.06.2017.

[*Plasmopara densa* (Rabenh.) J. Schröt.

auf *Rhinanthus alectorolophus* (Scop.) Pollich, **1A**, 1450 m, 27.06.2021; **5A**, Südhang, 1425 m, 20.07.2017; **38**, 1070 m, 02.07.2021; **47**, 960 m, 25.06.2021] – auf ***Rhinanthus minor*** L., **38**, 1100 m, 02.07.2021.

Plasmopara epilobii (G. H. Otth) Sacc. & P. Syd.

auf ***Epilobium parviflorum*** Schreb., **6**, Forststraße, 1100 m, 20.07.2017, H.KRU.

[*Plasmopara geranii-sylvatici* Săvul. & O. Săvul.

auf *Geranium sylvaticum* L., **1**, 1560 m, 21.06.2013, H.KRU; **1A**, 1580 m, 27.06.2021, H.KRU; **4**, 1260 m, 18.07.2017, H.KRU; **7**, 910 m, 29.08.2017; **8**, 1055 m,

29.08.2017; **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU; **19**, 1055 m, 29.06.2017, H.KRU; **19A**, 'Untere Schneeflucht', 1440 m, 01.07.2017 & 29.06.2021, H.KRU; **23**, unterhalb Laufbacher Eck, 2065 m, 03.07.2017, H.KRU; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1460 m, 06.07.2017, H.KRU, sowie unterhalb Gaisalpe, 1140 m, 01.07.2021; **33**, Berghaus Schönblick, 1330 m, 30.06.2021; **39**, 1150 m, 02.07.2021; **47A**, 975 m, 25.06.2021, H.KRU].

[*Plasmopara laserpitii* (Wartenw.) Săvul. & Rayss

auf *Laserpitium latifolium* L., **13**, 1550 m, 01.08.2015, H.KRU; **19A**, ‚Am Knie', 1260 m, 29.06.2017, H.KRU; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1460 m, 06.07.2017, H.KRU].

[*Plasmopara mei-foeniculi* Săvul. & O. Săvul.

auf *Ligusticum mutellina* (L.) Crantz, **1A**, 1395 m, 27.06.2021, H.KRU; **10**, am Warmatsgundbach, 1930 m, 31.08.2017; **12**, 1640 m, 04.07.2017; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU; **15**, 1770 m, 26.07.2015; **22**, 1995 m, 03.07.2017 & 28.06.2021, H.KRU].

[*Plasmopara nivea* (Unger) J. Schröt.

auf *Aegopodium podagraria* L., **19**, 1090 m, 29.06.2017 & 29.06.2021; **25A**, zum Oytalhaus, 940 m, 04.07.2015; **25C**, 1205 m, 28.06.2021; **33**, 1330 m, 30.06.2021; **38A**, 1050 m, 02.07.2021; **45**, 890 m, 25.06.2021; **47**, 960 m, 25.06.2021].

Plasmopara pimpinellae Săvul. & O. Săvul.

auf ***Pimpinella major*** (L.) Huds., **5**, 1425 m, 20.07.2017; **12**, 1405 m, 31.08.2017.

Blastocladiomycota

Physoderma graminis (Büsgen) De Wild.

auf ***Elymus repens*** (L.) Gould **subsp. *repens***, **3**, Parkplatz „Am Ried", 1060 m, 20.07.2017, H.KRU; **12**, 1710 m, 31.08.2017, H.KRU.

Eine Art, die vor allem im Herbst nicht selten ist (vgl. DGFM 2023). Fällt leicht auf, Pflanzen bleiben steril und sind auffällig gefärbt. Nähere Informationen zu der Art und Fotos in Kruse et al. (2017: 141f).

Chytridiomycota (Flagellatenpilze)

Synchytrium alpicola Rytz

auf ***Anthyllis vulneraria* subsp. *alpicola*** (Brügger) Gutermann, **10**, 2030 m, 30.08.2017, H.KRU; **18**, 2105 m, 29.07.2015, H.KRU.

[*Synchytrium aureum* J. Schröt. s. l.] **Abb. 13**

auf ***Carduus defloratus*** L., **21**, 1935 m, 04.07.2017, H.KRU – auf ***Minuartia rupestris*** (Scop.) Schinz & Thell., **16**, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU – [auf *Prunella vulgaris* L., **47A**, 975 m, 25.06.2021] – auf ***Scabiosa lucida*** Vill., **5**, 1590 m, 20.07.2017, H.KRU – auf ***Silene vulgaris*** (Moench) Garcke, **16**, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU – auf ***Thymus praecox*** Opiz, **33A**, 1520 m, 30.06.2021, H.KRU.

Abb. 13 – Am Rand eines Schneetälchens zeigten sowohl *Silene vulgaris*-Pflanzen (a), als auch *Minuartia rupestris*-Pflanzen (b) gelbliche *Synchytrium aureum*-Gallen.

Es handelt sich um einen polyphagen Pilz, der ein breites Spektrum verschiedener Wirtspflanzen befällt. Beobachtung aus den Alpen: gerne an den frisch getauten Schneefeldern auf verschiedenen Wirten zu finden. Der Pilz hat Geißeln zur Fortbewegung der Verbreitungseinheiten und ist demnach auf einen durchgehenden Wasserfilm angewiesen. Durch den abtauenden Schnee dort wohl im Vorkommen begünstigt. Umfassende molekulare Arbeiten zu der Gruppe *Synchytrium* fehlen bisher, eventuell handelt es sich um spezialisierte Arten.

Synchytrium galii Rytz

auf ***Galium anisophyllon*** Vill., **18**, Rappenseekopf, Gipfel, 2425 m, 29.07.2015, H.KRU.

Von diesem Wirt z.B. bereits fürs Chiemgau gemeldet (DGFM 2023).

Synchytrium globosum J. Schröt.

auf ***Campanula cochleariifolia*** Lam., **40**, 1570 m, 02.07.2021, H.KRU – auf ***Campanula scheuchzeri*** Vill., **16**, 2200 m, 27.07.2015, H.KRU.

Synchytrium infestans Rytz

auf ***Hornungia alpina*** (L.) Appel (Syn. *Pritzelago alpina* (L.) Kuntze), **18**, Rappenseekopf, 2105 m, 29.07.2015, H.KRU – auf ***Noccaea rotundifolia*** (L.) Moench, **16**, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU.

Auf österreichischer Seite ebenfalls an *Hornungia alpina*: Tirol, Bezirk Reutte, Wanderweg von Rappenseehütte zum Hohen Licht, Geröllflur, MTB 8727/21, 2260 m, 27.07.2015.

Synchytrium mercurialis (Lib.) Fuckel
auf ***Mercurialis perennis*** L., **25A**, 930 m, 28.06.2021.

[*Synchytrium taraxaci* de Bary & Woronin
auf *Taraxacum* sect. *Ruderalia* Kirschner, H. Øllg. & Štěpánek, **3**, Uferbereich Starzlach, 745 m, 18.07.2017; **19**, 990 m, 29.06.2017; **41**, 1040 m, 24.06.2021].

[*Synchytrium vulgatum* Rytz
auf *Homogyne alpina* (L.) Cass., **1A**, 1490 m, 27.06.2021; **10**, unterhalb Fiderepassscharte, 2065 m, 30.08.2017; **16**, 2200 m, 27.07.2015, H.KRU; **19A**, 'Auf den Wänden', 1860 m, 30.06.2017, H.KRU; **21**, 1935 m, 04.07.2017; **22**, 1995 m, 03.07.2017].

Auf österreichischer Seite grenznah ebenfalls vorhanden: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017.

Erysiphaceae (Echte Mehltaupilze)

[*Blumeria dactylidis* M. Liu & Humbl., Anam. (in Jage et al. 2010b unter *Blumeria graminis* (DC.) Speer)
auf *Dactylis glomerata* L., **7**, 910 m, 29.08.2017].

[*Blumeria graminicola* M. Liu & Humbl., Anam. (in Jage et al. 2010b unter *Blumeria graminis* (DC.) Speer)
auf *Poa pratensis* L., **11**, Mittelstation, 1750 m, 31.08.2017].

Blumeria graminis-Gruppe
auf ***Deschampsia cespitosa*** (L.) P. Beauv., **5**, 1545 m, 19.07.2017, H.KRU.

Der Pilz kommt auf *Deschampsia cespitosa* in D eher selten vor. Für BY ist es der erste Nachweis auf diesem Wirt.

Blumeria graminis (DC.) Speer, Anam.
auf ***Elymus caninus*** (L.) L., **4**, 1125 m, 18.07.2017 – auf ***Elymus repens*** (L.) Gould, **32**, 995 m, 30.06.2021; **45**, 880 m, 25.06.2021; **47B**, 905 m, 25.06.2021.

Von *Elymus caninus* bereits aus BY belegt (vgl. Brandenburger & Hagedorn 2006b), aber der Nachweis ist neu fürs Allgäu.

[*Erysiphe alphitoides* (Griffon & Maubl.) U. Braun & S. Takam., Anam.]
auf ***Fagus sylvatica*** L., **3**, 745 m, 18.07.2017, H.KRU – [auf *Quercus robur* L., **27A**, Wallrafweg, 1020 m, 01.07.2021].

Ein Neomyzet, der auf *Fagus* selten in D gefunden wird (Jage et al. 2010a, Brandenburger & Hagedorn 2006b). Vor allem an Stockausschlägen.

[*Erysiphe aquilegiae* DC. var. *aquilegiae*, Anam., Teleom.]
auf ***Caltha palustris*** L., **6**, 1505 m, 20.07.2017; **9**, 1330 m, 29.08.2017.

[*Erysiphe aquilegiae* DC. var. *ranunculi* (Grev.) R. Y. Zheng & G. Q. Chen] (in Jage et al. 2010b unter *E. ranunculi* Grev.)
auf ***Aconitum lycoctonum*** L., **9**, 1305 m, Anam., Teleom., 29.08.2017, H.KRU – auf ***Aconitum napellus* agg.**, **1A**, 1490 m, Anam., 27.06.2021, H.KRU; **5A**, Nordwesthang Stuhlwand, 1540 m, Anam., 19.07.2017; **9**, 1330 m, Anam., 29.08.2017 – [auf *Ranunculus acris* L., **3**, Uferbereich N Starzlach, 745 m, Anam., Teleom., 18.07.2017; **8**, 990 m, Anam., Teleom., 29.08.2017; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1088 m, Anam., 04.07.2017] – auf ***Ranunculus lanuginosus*** L., **9**, 1305 m, Anam., 29.08.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1340 m, Anam., 24.07.2015 – auf ***Ranunculus montanus*** Willd., **11**, Richtung Roßgundalpe, 1715 m, Anam., Teleom., 31.08.2017; **15**, 1770 m, Anam., 26.07.2015, H.KRU – [auf *Ranunculus polyanthemos* subsp. *nemorosus*, **5**, 1545 m, Anam., 19.07.2017] – auf ***Ranunculus repens*** L., **8**, 990 m, Anam., Teleom., 29.08.2017.

Erysiphe arcuata U. Braun, Heluta & S. Takam., Anam.
auf ***Carpinus betulus*** L., **3**, 745 m, 18.07.2017; **28A**, Rundwanderweg, 945 m, 02.09.2019; **30**, 825 m, 02.09.2019.

[*Erysiphe astragali* DC., Anam.
auf *Astragalus glycyphyllos* L., **4**, 965 m, 18.07.2017].

Erysiphe berberidis DC., Anam.
auf ***Berberis thunbergii*** DC., cult., **3**, 745 m, 18.07.2017 – auf ***Berberis vulgaris*** L., cult., **3**, 740 m, 18.07.2017.

[*Erysiphe cruciferarum* Opiz ex L. Junell, Anam.
auf *Alliaria petiolata* (M. Bieb.) Cavara & Grande, **25A**, zum Oytalhaus, 940 m, 04.07.2017 – auf *Biscutella laevigata* L. subsp. *laevigata*, **10**, unterhalb Fiderepassscharte, 2065 m, 30.08.2017].

In den Alpen ist die PWK mit *Biscutella* nicht so selten, obwohl diese PWK erst vor 10 Jahren erstmals für D nachgewiesen wurde (Kruse 2013).

[*Erysiphe flexuosa* (Peck) U. Braun & S. Takam., Anam., Teleom.

auf *Aesculus hippocastanum* L., cult., **30**, 825 m, 02.09.2019].

[*Erysiphe heraclei* DC.

auf *Chaerophyllum hirsutum* L., **3**, Parkplatz „Auf dem Ried", 960 m, Anam., Teleom., 18.07.2017; **7**, 910 m, Anam., 29.08.2017; **27A**, unterhalb Richteralpe, 1090 m, Anam., 06.07.2017; **28**, Rundwanderweg, 850 m, Anam., Teleom., 02.09.2019] – auf ***Heracleum sphondylium*** L., **3**, Uferbereich N Starzlach, 745 m, Anam., 18.07.2017; **4**, 965 m, Anam., 18.07.2017 – auf ***Pimpinella major*** (L.) Huds., **5**, nahe Zweifelgehrenalpe, 1425 m, Anam., 20.07.2017; **12**, 1405 m, Anam., 31.08.2017.

Pimpinella major ist ein seltener Wirt für diesen Pilz. Die PWK ist neu für das Allgäu (Jage et al. 2010a, Brandenburger & Hagedorn 2006b).

[*Erysiphe hyperici* (Wallr.) S. Blumer, Anam.

auf *Hypericum montanum* L., **3**, zwischen Kehralpe und Parkplatz „Am Ried", 1060 m, 20.07.2017].

[*Erysiphe knautiae* Duby

auf *Knautia maxima* (Opiz) Ortmann (Syn. *K. dipsacifolia* Kreutzer), **6**, nahe Obere Schwandalpe, 1340 m, Anam., Teleom., 20.07.2017, H.KRU; **13A**, 1020 m, Anam., 01.08.2015].

[*Erysiphe mayorii* S. Blumer var. *cicerbitae* U. Braun, Anam., Teleom.

auf *Cicerbita alpina* (L.) Wallr., **12**, 1305 m, 29.08.2017, H.KRU; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 24.07.2015, H.KRU].

Erysiphe palczewskii (Jacz.) U. Braun & S. Takam., Anam., Teleom.

auf ***Caragana arborescens*** Lam., cult., **3**, Richtung Osten am Mühlbach, 740 m, 20.07.2017, H.KRU.

Erysiphe pisi DC., Anam., Teleom.

auf ***Vicia sylvatica*** L., **4**, 965 m, 18.07.2017, H.KRU.

[*Erysiphe thesii* L. Junell, Anam.

auf *Thesium alpinum* L., **6**, 1340 m, 20.07.2017; **45A**, Kienberg-Hauptgipfel, 1510 m, 25.06.2021].

[*Erysiphe trifoliorum* (Wallr.) U. Braun] (in Jage et al. 2010b unter *E. trifolii*) **Abb. 14**

auf ***Anthyllis vulneraria* subsp. *alpicola*** (Brügger) Gutermann, **5**, 1425 m, Anam., 20.07.2017, H.KRU; **6**, 1340 m, Anam., 20.07.2017 – auf ***Lotus corniculatus*** L., **9**, 1325 m, Anam., 29.08.2017 – auf ***Trifolium hybridum*** L., **8A**, 1225 m, Anam., 29.08.2017; **8**, 1080 m, Anam., 03.09.2019 – auf ***Trifolium medium*** L., **4**, 965 m, Anam., 18.07.2017; **12**, 1405 m, Anam., 31.08.2017; **28A**, Rundwanderweg, 945 m, Anam., Teleom., 02.09.2019 – [auf *Trifolium pratense* L.. **3**, 745 m, Anam., Teleom., 18.07.2017; **8**, 990 m, Anam., 29.08.2017].

Abb. 14 – Schwaches *Erysiphe trifoliorum*-Myzel auf *Anthyllis vulneraria* subsp. *alpicola*-Blättern.

Anthyllis vulneraria (inkl. subsp. *alpicola*) ist ein neuer Wirt für die Allgäuer Alpen (BY). Aus D liegen von dieser PWK bisher nur wenige Nachweise vor (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010a).

[*Erysiphe vanbruntiana* W. R. Gerard var. *sambuci-racemosae* (U. Braun) U. Braun & S. Takam., Anam., Teleom.

auf *Sambucus racemosa* L., **3**, nahe Parkplatz „Auf dem Ried", 960 m, 18.07.2017; **12**, 1405 m, 31.08.2017].

Golovinomyces asperifolii (Erikss.) U. Braun & H.D. Shin, Anam.

auf ***Myosotis alpestris*** F. W. Schmidt, **5**, 1545 m, 19.07.2017, H.KRU.

Golovinomyces asterum (Schwein.) U. Braun, Anam. **Abb. 15**

Abb. 15 – Schwaches *Golovinomyces asterum*-Myzel auf *Aster alpinus*-Blättern.

auf ***Aster alpinus*** L., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU.

Golovinomyces bolayi S. Takam., Lebeda & M. Götz, Anam.

auf ***Mycelis muralis*** (L.) Dumort., **4**, 965 m, 18.07.2017; **7**, 910 m, 29.08.2017.

Golovinomyces circumfusus (Schltdl.) U. Braun, Anam.

auf ***Eupatorium cannabinum*** L., **4**, 1260 m, 18.07.2017.

[*Golovinomyces depressus* (Wallr.) Heluta, Anam.

auf *Centaurea montana* L., **15**, 1780 m, 26.07.2015].

Golovinomyces hieraciorum G.-X. Guan & S.-Y. Liu

auf ***Hieracium murorum*** L., **5**, 1425 m, Anam., Teleom., 20.07.2017.

Nach Bradshaw et al. (2022) handelt es sich bei dem auf *Hieracium*-Arten vorkommenden *Golovinomyces* um die oben genannte, eigenständige Art.

[*Golovinomyces monardae* (G.S. Nagy) M. Scholler, U. Braun & Anke Schmidt (in Jage et al. 2010b unter *G. biocellatus*), Anam.]

auf ***Mentha longifolia*** (L.) Huds., **8**, 1080 m, 03.09.2019, H.KRU; **12**, 1405 m, 31.08.2017 – auf ***Thymus pulegioides*** L., **6**, 1340 m, 20.07.2017, H.KRU.

Golovinomyces montagnei U. Braun

auf ***Carduus crispus*** L., **4**, 995 m, Anam., 18.07.2017 – auf ***Carduus defloratus*** L., **4**, 1125 m, Anam., 18.07.2017; **11**, 1705 m, Anam., 31.08.2017 – auf ***Cirsium oleraceum*** (L.) Scop., **4**, 995 m, Anam., Teleom., 18.07.2017; **5**, 1530 m, Anam., 20.07.2017; **8A**, 1060 m, Anam., Teleom., 29.08.2017, MI mit *Puccinia laschii* und *Phacellium vossianum*; **13**, oberhalb Petersalpe, 1340 m, Anam., 24.07.2015; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, Anam., 04.07.2017; **38**, 1100 m, Anam., 02.07.2021.

Carduus defloratus ist ein seltener Wirt für diesen Pilz in D. Bisher aus D von diesem Wirt nur von der Schwäbischen Alb bekannt (Jage et al. 2010b).

[*Golovinomyces orontii*-Gruppe, Anam.]

auf ***Origanum vulgare*** L. **8**, 1080 m, 03.09.2019, H.KRU.

[*Golovinomyces prenanthis* U. Braun (in Jage et al. 2010b unter *G. cichoracearum*), Anam., Teleom.

auf *Prenanthes purpurea* L., **6**, 1340 m, 20.07.2017; **8**, 1080 m, 03.09.2019; **12**, 1405 m, 31.08.2017, H.KRU].

Golovinomyces senecionis U. Braun, Anam.

auf ***Senecio doronicum*** (L.) L., **23**, 1980 m, A, 03.07.2017.

Erstnachweis auf diesem Wirt in D (Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010a). Auch aus dem benachbarten A (Tirol) nachgewiesen: ca. 3 km N Oberstdorf, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, Geröll, MTB 8628/33, ca. 1890 m, 01.07.2017.

Golovinomyces sonchicola U. Braun & R. T. A. Cook, Anam.

auf ***Sonchus asper*** (L.) Hill, **7**, 910 m, 29.08.2017; **35A**, 1040 m, 30.06.2021.

Golovinomyces verbasci (Jacz.) Heluta, Anam.

auf ***Verbascum cf. thapsus*** L., **45**, 1110 m, 25.06.2021.

[*Neoerysiphe galeopsidis* (DC.) U. Braun

auf *Galeopsis* sp., **12**, 1480 m, Anam., Teleom., 31.08.2017] – auf ***Galeopsis speciosa*** Mill., **6**, 1450 m, Anam., Teleom., 20.07.2017, H.KRU – auf ***Lamium maculatum*** L., **5**, Südhang zum Sendemast, 1575 m, Anam., 19.07.2017; **8**, 1080 m, Anam., 03.09.2019 – auf ***Stachys alpina*** L. **8**, 1080 m, Anam., 03.09.2019, H.KRU.

[***Neoerysiphe nevoi*** Heluta & S. Takam.]

auf ***Aposeris foetida*** (L.) Less., **27A**, nahe Gaisalpe, 1300 m, Anam., 06.07.2017].

Es waren keine Fibrosinkörper und zahlreiche gelappte Appressorien vorhanden (vgl. Kruse et al. 2023). Für D ist es der erste gesicherte Nachweis dieser PWK.

Phyllactinia fraxini (DC.) Fuss, Anam., Teleom.

auf ***Fraxinus excelsior*** L., **7**, 910 m, 29.08.2017.

Podosphaera amelanchieris Maurizio

auf ***Amelanchier lamarckii*** F. G. Schroed., cult., **3**, 745 m, Anam., Teleom., 18.07.2017; **30**, 825 m, Anam, Teleom., 02.09.2019; **45**, Kienbergstraße, 870 m, Anam., 25.06.2021].

[*Podosphaera aphanis* (Wallr.) U. Braun & S. Takam., Anam.

auf *Alchemilla vulgaris* agg., **0**, 1150 m, 27.06.2021; **3**, Uferbereich N Starzlach, 18.07.2017; **8**, 990 m, Teleom., 29.08.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, 04.07.2017; **25B**, 1100 m, 28.06.2021; **27A**, unterhalb Gaisalpe, 1140 m, 01.07.2021; **28**, Rundwanderweg, 905 m, 02.09.2019; **32**, 995 m, 30.06.2021; **42**, 850 m, 26.06.2021; **47**, 960 m, 25.06.2021] – auf ***Geum rivale*** L.,

27A, unterhalb Richteralpe, Wallrafweg, 1020 m, 06.07.2017 – [auf *Geum urbanum* L., **3**, N Starzlach, 745 m, 18.07.2017; **25**, zum Oytalhaus, 880 m, 04.07.2017] – auf ***Potentilla fruticosa*** L., cult., **3**, 745 m, 18.07.2017 – auf ***Potentilla reptans*** L., **3**, 1060 m, 20.07.2017.

Podosphaera aucupariae Erikss., Anam.

auf ***Sorbus aucuparia*** L., **34**, 1285 m, 30.06.2021, H.KRU.

[*Podosphaera balsaminae* (Kari ex U. Braun) U. Braun & S. Takam., Anam., Teleom.

auf *Impatiens noli-tangere* L., **28**, Rundwanderweg, 850 m, 02.09.2019].

[*Podosphaera epilobii* (Wallr.) U. Braun & S. Takam.

auf *Epilobium alpestre* (Jacq.) Krock., **5**, unterhalb Übelhorn, 1700 m, Anam., Teleom., 19.07.2017, H.KRU – auf *Epilobium montanum* L., **6**, 1100 m, Anam., 20.07.2019] – auf ***Epilobium tetragonum*** L., **6**, 1340 m, Anam., 20.07.2017.

Podosphaera erigerontis-canadensis (Lév.) U. Braun & T. Z. Liu (stellenweise in Jage et al. 2010b unter *P. fusca*) **Abb. 16**

auf ***Adenostyles alliariae*** (Gouan) Kern., **15**, 1780 m, Anam., Teleom., 26.07.2015, H.KRU – auf ***Crepis aurea*** (L.) Cass., **15**, w Rappenseehütte, 1900 m, Anam., 26.07.2015, H.KRU – auf ***Crepis paludosa*** (L.) Moench, **5A**, Nordwesthang Stuhlwand, 1540 m, Anam., Teleom., 19.07.2017, H.KRU; **5**, am Übelhorn, 1700 m, Anam., Teleom., 19.07.2017, H.KRU; **8A**, 1225 m, Anam., Teleom., 29.08.2017, H.KRU; **34**, 1200 m, Anam., 30.06.2021 – auf ***Crepis pyrenaica*** (L.) Greuter, **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, Anam., Teleom., 19.07.2017, H.KRU; **9**, 1325 m, Anam., Teleom., 29.08.2017, H.KRU – auf ***Scorzoneroides helvetica*** (Mérat) Holub, **14**, 2080 m, Anam., 31.07.2015, H.KRU – [auf *Taraxacum* sect. *Ruderalia* Kirschner, H. Øllg. & Štěpánek, **32**, 995 m, Anam., 30.06.2021].

Abb. 16 – Weißes *Podosphaera erigerontis-canadensis*-Myzel auf *Crepis pyrenaica*-Blättern.

PWK mit *Scorzoneroides helvetica* und *Crepis pyrenaica* sind neu für D (vgl. Brandenburger & Hagedorn 2006b, Jage et al. 2010a).

[*Podosphaera filipendulae* (Z. Y. Zhao) T. Z. Liu & U. Braun (in Jage et al. 2010b unter *P. spiraeae* (Sawada) U. Braun & S. Takam.), Anam.

auf *Filipendula ulmaria* (L.) Maxim., **2**, 1160 m, 21.06.2013; **3**, am Mühlbach, 740 m, 18.07.2017; **25**, zum Oytalhaus, 880 m, 04.07.2017; **27A**, unterhalb Richteralpe, Wallrafweg, Abzweigung nach Rubi, 995 m, 06.07.2017, sowie oberhalb Gaisalpe, 1210 m, 01.07.2021; **28A**, Rundwanderweg, 945 m, 02.09.2019; **35A**, 1010 m, 30.06.2021; **36**, 985 m, 01.07.2021; **38**, 1070 m, 02.07.2021].

[*Podosphaera ferruginea* (Schltdl. ex Fr.) U. Braun & S. Takam., Anam.

auf *Sanguisorba officinalis* L., **0**, 1180 m, 27.06.2021].

[*Podosphaera fugax* (Penz. & Sacc.) U. Braun & S. Takam., Anam.

auf *Geranium sylvaticum* L., **4**, 1260 m, 18.07.2017; **11**, 1770 m, 31.08.2017; **15**, 1770 m, 26.07.2015; **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1380 m, 29.06.2017; **27A**, unterhalb Richteralpe, 1090 m, 06.07.2017, sowie oberhalb Gaisalpe, 1210 m, 01.07.2021; **33**, 1460 m, 30.06.2021].

[*Podosphaera fuliginea* (Schltdl. ex Fr.) U. Braun & S. Takam.], Anam.

auf ***Veronica montana*** L., **8A**, 1225 m, 29.08.2017.

Podosphaera helianthemi (L. Junell) U. Braun & S. Takam., Anam. **Abb. 17**

auf ***Helianthemum nummularium*** (L.) Mill., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU.

Von Jage et al. (2010b) wird darauf hingewiesen, dass dieser Pilz in den Allgäuer Alpen zu erwarten ist, nachdem mehrere Funde auf Tiroler Seite gelangen. Dies wurde durch den Fund bestätigt.

[*Podosphaera phtheirospermi* (Henn. & Shirai) U. Braun & T. Z. Liu (in Jage et al. 2010b unter *P. fusca* (Fr.) U. Braun & Shishkoff), Anam.

auf *Pedicularis foliosa* L., **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU].

Podosphaera plantaginis (Castagne) U. Braun & S. Takam., Anam., Teleom.

auf ***Plantago lanceolata*** L., **32**, 995 m, 30.06.2021.

[*Podosphaera senecionis* U. Braun (in Jage et al. 2010b unter *P. fusca* (Fr.) U. Braun & Shishkoff)]

Abb. 17 – *Podosphaera helianthemi* ist neu für die Allgäuer Alpen.

Abb. 18 – Zahlreiche, winzige *Podosphaera volkartii* Chasmothecien auf einer *Dryas octopetala*-Blattunterseite.

auf ***Senecio aquaticus* agg.**, **8**, 1055 m, Anam., Teleom., 29.08.2017, H.KRU – [auf *Senecio alpinus* (L.) Scop., **6**, 1420 m, Anam., Teleom., 20.07.2017, H.KRU; **34**, Umgebung Berggasthof Hochleite, 1180 m, Anam., 30.06.2021 – auf *Senecio ovatus* (P. Gaertn., B. Mey. & Scherb.) Willd., **5A**, Südhang, 1425 m, Anam., Teleom., 20.07.2017, H.KRU; **11**, 1730 m, Anam., Teleom., 31.08.2017, H.KRU].

[*Podosphaera pannosa* (Wallr. ex Fr.) de Bary], Anam.

auf ***Rosa canina*** L., **3**, Uferbereich N Starzlach, 745 m, 18.07.2017; **33**, 1280 m, 30.06.2021.

Podosphaera tridactyla (Wallr.) de Bary, Anam.

auf ***Prunus padus* subsp. *padus*** L., **3**, 745 m, 18.07.2017.

Podosphaera volkartii (S. Blumer) U. Braun & S. Takam., Anam., Teleom. **Abb. 18**

auf ***Dryas octopetala*** L., **9**, Kühgundalpe, 1750 m, 29.08.2017, H.KRU; **10**, Saubuckel, 2030 m, 30.08.2017, H.KRU.

Von diesem in D extrem seltenen Pilz gab es bisher nur einen Nachweis. Dieser Erstnachweis stammt von kultivierten *Dryas octopetala*-Pflanzen aus dem Botanischen Garten in Hannover (Klenke & Scholler 2015, MTB 3624/11, ca. 55 m ü. NN, 21.09.2010, leg. & det. J. Kruse, H.KRU). Die beiden Funde aus dem Allgäu sind die ersten Nachweise in einer Wildpopulation dieser Wirtsart. Es ist unklar, ob der Pilz in den Bayerischen Alpen bisher übersehen wurde. Das Befallsbild jedenfalls ist ziemlich unauffällig. Unterseits von gelblich oder rötlich verfärbten Blättern sind zahlreiche, winzige Chasmothecien ausgebildet.

Podosphaera xanthii (Castagne) U. Braun & Shishkoff, Anam., Teleom.

auf ***Arnica montana*** L., **15**, w Rappenseehütte, 1900 m, 26.07.2015, H.KRU.

[*Sawadaea bicornis* (Wallr. ex Fr.) Homma, Anam.

auf *Acer campestre* L., cult., **3**, 745 m, 18.07.2017; **25**, zum Oytalhaus, 850 m, 04.07.2017 – auf *Acer pseudoplatanus* L., **3**, 745 m, 18.07.2015; **13A**, 1020 m, 01.08.2015; **25**, zum Oytalhaus, 880 m, 04.07.2017; **28**, 905 m, 02.09.2019; **45**, 910 m, 25.06.2021].

[*Sawadaea tulasnei* (Fuckel) Homma, Anam.

auf *Acer platanoides* L., **3**, am Mühlbach, 740 m, 18.07.2017; **30**, 825 m, 02.09.2019].

Taphrinomycotina (Wucherlinge, Narrentaschen)

[*Protomyces kreuthensis* J.G. Kühn (in Jage et al. 2010b unter *P. pachydermus* Thüm.),

auf *Aposeris foetida* (L.) Less., **0**, 1190 m, 27.06.2021; **1A**, 1335 m, 27.06.2021; **8A**, 1225 m, 29.08.2017, H.KRU; **9**, 1305 m, 29.08.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 24.07.2015; **19**, 1090 m, 29.06.2017; **19A**, ‚Am Knie‘, 1250 m, 29.06.2021; **27A**, nahe Gaisalpe, 1300 m, 06.07.2017, sowie Gaisalptobelweg, 1090 m, 01.07.2021; **34**, 1380 m, 30.06.2021].

Protomyces kriegerianus Büren

auf ***Leontodon hispidus*** L., **5**, um Grüntenhaus, 1545 m, 19.07.2017, H.KRU; **17**, Aufstieg Linkerskopf, 1920 m, 28.07.2015, H.KRU; **19**, ‚Am Knie‘, 1250 m, 29.06.2017, H.KRU; **34A**, 1160 m, 01.07.2021; **38A**, 1050 m, 02.07.2021; **41**, 1040 m, 24.06.2021; **46**, Himmelreich, 1200 m, 25.06.2021.

[*Protomyces macrosporus* Unger,

auf *Aegopodium podagraria* L., **3**, Uferbereich N Starzlach, 745 m, 18.07.2017; **4**, 965 m, 18.07.2017; **7**, 910 m, 29.08.2017; **19**, 1090 m, 29.06.2017 & 29.06.2021; **25A**, zum Oytalhaus, 940 m, 04.07.2017; **27A**, Wallrafweg, 1020 m, 06.07.2017, sowie Wiesenweg, 910 m, 01.07.2021; **35**, 1110 m, 30.06.2021; **36**, 1145 m, 01.07.2021; **38A**, 1050 m, 02.07.2021; **42A**, 930 m, 26.06.2021; **47B**, 905 m, 25.06.2021] – auf ***Chaerophyllum villarsii*** W. D. J. Koch, **39A**, 1830 m, 02.07.2021 – auf ***Heracleum sphondylium*** subsp. ***elegans*** (Crantz) Schübl. & Martens, **0**, 1180 m, 27.06.2021; **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017; **17**, 1790 m, 28.07.2015; **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1380 m, 29.06.2017; **23**, Schochen, 1975 m, 03.07.2017; **42B**, Böser Tritt, 1700 m, 26.06.2021; **46**, 1065 m, 25.06.2021 – auf ***Laserpitium latifolium*** L., **5**, Nordhang Hochwarte , 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, 31.08.2017, H.KRU; **40**, 1270 m, 02.07.2021 – [auf *Ligusticum mutellina* (L.) Crantz, **10**, Saubuckel, 2030 m, 30.08.2017; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU; **15**, 1770 m, 26.07.2015; **19**, ‚Auf den Wänden', 1900 m, 30.06.2017; **22**, 1890 m, 03.07.2017; **26**, Richtung Großer Daumen, 1980 m, 05.07.2017].

Auf *Laserpitium latifolium* auch auf österreichischer Seite: Tirol, Aufstieg Bad Kissinger Hütte über Böser Tritt, Geröllflur um Bad Kissinger Hütte, MTB 8429/32, ca. 1785 m, 26.06.2021.

Protomyces pachydermus Thüm.

auf ***Taraxacum*** sect. ***Ruderalia*** Kirschner, H. Øllg. & Štěpánek, **5**, 1545 m, 19.07.2017; **18**, nahe Rappensee, 2080 m, 29.07.2015, H.KRU.

Protomycopsis leucanthemi Magnus **Abb. 19**

auf ***Achillea atrata*** L., **2**, 1160 m, 21.06.2013, H.KRU; **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU – auf ***Leucanthemopsis alpina*** (L.) Heywood, **10**, am Warmatsgundbach, 1930 m, 31.08.2017, H.KRU – auf ***Leucanthemum adustum*** (W. D. J. Koch) Gremli, **5**, 1545 m, 19.07.2017, H.KRU; **38A**, 1000 m, 02.07.2021, H.KRU.

Eher unscheinbarer Pilz, der leicht mit den Saugstellen von Blattläusen verwechselt werden kann. Auf *A. atrata* ein Fund aus den benachbarten österreichischen Alpen:

Tirol, Bezirk Reutte, Wanderweg von Rappenseehütte zum Hohen Licht, Geröllflur, MTB 8727/21, 2260 m, 27.07.2015.

Taphrina padi (Jacz.) Mix

auf ***Prunus padus*** L., **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 29.06.2017.

Abb. 19 – Wenig auffällige, gelbgrüne *Protomycopsis leucanthemi*-Lager an *Achillea atrata*-Blättern.

Taphrina pseudoplatani (C. Massal.) Jaap **Abb. 20**

auf ***Acer pseudoplatanus*** L., **33**, 1140 m, 30.06.2021, H.KRU.

Abb. 20 – Eher unscheinbar sind die hellgrünen Blattwölbungen an *Acer pseudoplatanus*, hervorgerufen durch einen Befall mit *Taphrina pseudoplatani*.

Taphrina sadebeckii Johanson

auf ***Alnus glutinosa*** (L.) J. Gaertn., **3**, Uferbereich N Starzlach, 755 m, 20.07.2017.

Volkartia rhaetica (Volkart) Maire **Abb. 21**

auf ***Crepis pyrenaica*** (L.) Greuter, **33**, 1460 m, 30.06.2021, H.KRU.

Ein nur selten in D berichteter Pilz auf dem Typus-Wirt. Von Volkart (1903) anhand von schweizerischem Material als *Taphrina rhaetica* Volkart beschrieben, wohl wissend, dass die Merkmale nicht alle zu einer typischen *Taphrina* passen, und eine eigene Gattung für diese Art vermutlich besser

Abb. 21 – An den gelbgrünen *Crepis pyrenaica*-Blattwölbungen ist oberseits bereits eine gräuliche Bereifung durch den Befall mit *Volkartia rhaetica* zu erkennen.

wäre. Aus D aktuell bisher nur von *Crepis mollis* (Jacq.) Asch. aus TH & BW (Schmidt 2022) bekannt. PWK neu für D.

Ascomycota (Sonstige Schlauchpilze)

Hier werden alle pflanzenparasitischen Schlauchpilze geführt, die nicht bereits unter den Echten Mehltaupilzen oder den Narrentaschen bzw. Wucherlingen gelistet sind.

Blumeriella jaapii (Rehm) Arx [Syn. *Phloeosporella padi* (Lib.) Arx], Anam.

auf ***Prunus avium*** L., **3**, N Starzlach, 745 m, 18.07.2017; **4**, 995 m, 18.07.2017.

Botryotinia globosa N.F. Buchw. [Syn. *Botrytis globosa* A. Raabe], Anam.

auf ***Allium ursinum*** L., **19**, 1120 m, 29.06.2021; **40**, 1330 m, 02.07.2021.

[*Botrytis cinerea* Pers. ex Nocca & Balb., Anam.]

auf ***Phyteuma orbiculare* subsp. *orbiculare*** L., **22**, 1945 m, 03.07.2017, H.KRU.

[*Cercospora mercurialis* Pass., Anam.

auf *Mercurialis perennis* L., **0**, 1190 m, 27.06.2021; **3**, Uferbereich N Starzlach, 745 m, 18.07.2017; **27A**, Gaisalptobelweg, 965 m, 01.07.2021; **35**, 1110 m, 30.06.2021; **40**, 1050 m, 02.07.2021; **42A**, 930 m, 26.06.2021; **45**, 890 m, 25.06.2021].

Cercosporella virgaureae (Thüm.) Allesch., Anam.

auf ***Solidago virgaurea*** L., **5A**, Nordwesthang Stuhlwand, 1540 m, 19.07.2017, H.KRU; **9**, Im Wank, 1550 m, 29.08.2017; **10**, am Warmatsgundbach, 2010 m, 29.08.2017, H.KRU; **19A**, Sperrbachtobel, 1720 m, 01.07.2017, H.KRU; **22A**, Gipfelbereich Laufbacher Eck, 2075 m, 03.07.2017; **41**, 1200 m, 24.06.2021.

[*Claviceps purpurea* (Fr.) Tul. s. l., Anam. **Abb. 22**

auf *Anthoxanthum odoratum* L., **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU] – auf ***Brachypodium sylvaticum*** (Huds.) P. Beauv., **9**, 1305 m, 29.08.2017 – [auf *Dactylis glomerata* L. subsp. *glomerata*, **3**, Uferbereich N Starzlach, 755 m, 20.07.2017; **12**, 1640 m, 31.08.2017] – auf ***Festuca ovina*** agg., **5A**, Südhang, 1520 m, 20.07.2017; **11**, 1770 m, 31.08.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU – auf ***Glyceria fluitans*** (L.) R. Br., **12**, 1640 m, 31.08.2017 – auf ***Nardus stricta*** L., **5A**, Südhang, 1520 m, 20.07.2017; **11**, 1770 m, 31.08.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU – auf ***Phleum rhaeticum*** (Humphries) Rauschert, **9**, Kühgundalpe, 1750 m, 29.08.2017, H.KRU – auf ***Poa pratensis*** L., **12**, Mittelstation, 1750 m, 31.08.2017, H.KRU.

Abb. 22 – Die Sklerotien von *Claviceps purpurea* sind oftmals sehr unterschiedlich in ihrer Form ausgebildet, was stellenweise auch mit der unterschiedlichen Grassamengröße der Wirte korreliert. a. *Anthoxanthum odoratum*, b. *Brachypodium sylvaticum*, c. *Dactylis glomerata*, d. *Festuca ovina* agg., e. *Glyceria fluitans, f. Nardus stricta, g. Phleum rhaeticum, h. Poa pratensis.*

Coleroa alchemillae (Grev.) G. Winter, Teleom.

auf ***Alchemilla alpigena*** Buser, **19A**, ‚Auf den Wänden', 1900 m, 30.06.2017, H.KRU.

In D bisher nur sehr selten gefunden (DGFM 2023).

Coleroa robertiani (Fr.) E. Müll., Teleom.

auf ***Geranium robertianum*** L., **25A**, zum Oytalhaus, 940 m, 04.07.2017; **35**, 1000 m, 01.07.2021.

Cristulariella depraedans (Cooke) Höhn, Anam.

auf ***Acer pseudoplatanus*** L., **7**, 910 m, 29.08.2017.

Diachora onobrychidis (DC.) Jul. Müll. [Syn. *Diachorella onobrychidis* (DC.) Höhn.], Anam. **Abb. 23**

Abb. 23 – Schwarze *Diachora onobrychidis*-Lager unterschiedlicher Größe an *Hedysarum hedysaroides*-Blättern.

auf ***Hedysarum hedysaroides*** (L.) Schinz & Thell., **10**, am Warmatsgundbach, 1875 m, 31.08.2017, H.KRU.

Ein in D ausgesprochen seltener Pilz, von dem man eine verwandte Art, *Diachorella lathyri* (Fuckel) B. Sutton, selten bis zerstreut auf *Lathyrus tuberosus* L. finden kann (Kruse 2012).

Didymella rumicicola (Boerema & Loer.) Qian Chen & L. Cai (Syn. *Phoma rumicicola* Boerema & Loer.), Anam.

auf ***Rumex alpinus*** L., **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU.

Dilophospora alopecuri (Fr.) Fr., Anam.

auf ***Festuca*** sp., **19A**, ‚Auf den Wänden', 1860 m, 30.06.2017, H.KRU.

[*Diplocarpon alpestre* (Ces.) Rossman (Syn. *Bostrichonema polygoni* (Unger) J. Schröt.), Anam.

auf *Bistorta vivipara* (L.) Delarbre, **10**, Saubuckel, 2030 m, 30.08.2017; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU; **15**, 1770 m, 26.07.2015; **21**, 1990 m, 02.07.2017; **23**, unterhalb Lachenkopf, 2015 m, 03.07.2017, stellenweise MI mit *Pseudorhytisma bistortae*; **40**, 1480 m, 02.07.2021].

In Johnston et al. (2014) wird *Bostrichonema polygoni* in die Synonymie verwiesen. Dem wird hier gefolgt.

Diplosporonema delastrei (Lacroix) Höhn. ex Petr., Anam.

auf ***Silene dioica*** (L.) Clairv., **5**, SSO Grüntenhaus, 1545 m, 19.07.2017.

Diplocarpon fragariae (Lib.) Rossman, Anam.

auf ***Fragaria vesca*** L., **35A**, 1110 m, 30.06.2021 – auf ***Potentilla erecta*** (L.) Raeusch., **11**, 1770 m, 31.08.2017, H.KRU.

Discogloeum veronicae (Lib.) Petr., Anam.

auf ***Veronica bellidioides*** L., **22B**, Himmelecksattel, 2030 m, 28.06.2021, H.KRU – auf ***Veronica urticifolia*** Jacq., **12**, 1405 m, 31.08.2017, H.KRU.

Ein weit verbreiteter Pilz auf zwei selten berichteten Wirten.

[*Epichloe baconii* J.F. White, Teleom.

auf *Agrostis capillaris* L., **5A**, Südhang, 1425 m, 20.07.2015].

Epichloe sylvatica Leuchtm. & Schardl

auf ***Brachypodium sylvaticum*** (Huds.) P. Beauv., **3**, am Mühlbach entlang, 740 m, Teleom., 18.07.2017; **36**, 905 m, Anam., Teleom., 01.07.2021; **47B**, 920 m, Teleom., 25.06.2021.

[*Epichloe typhina* (Pers.) Brockm.

auf *Dactylis glomerata* L. **32**, 995 m, Anam., Teleom., 30.06.2021; **41**, 1140 m, Teleom., 24.06.2021].

Filiella pastinacae (P. Karst.) Videira & Crous (Syn: *Pseudocercosporella pastinacae* (P. Karst.) U. Braun), Anam.

auf ***Laserpitium latifolium*** L., **0**, 1150 m, 27.06.2021, H.KRU; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1700 m, 31.08.2017, H.KRU; **15**, 1780 m, 26.07.2015, H.KRU – auf ***Peucedanum ostruthium*** (L.) Koch, **19A**, Sperrbachtobel, 1540 m, 01.07.2017, H.KRU.

[*Fusicladiella melaena* (Fuckel) S. Hughes, Anam.

auf *Carduus personata* (L.) Jacq., **5**, zum Übelhorn, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **19A**, 'Untere Schneeflucht', 1380 m, 29.06.2017; **33A**, 1520 m, 30.06.2021; **38**, 1085 m, 02.07.2021] – auf ***Doronicum grandiflorum*** Lam., **10**, zur Fiderepassscharte, 2100 m, 30.08.2017; **16**, 2200 m, 27.07.2015, H.KRU; **19A**, S Kemptner Hütte, 1880 m, 30.06.2017; **21**, 1990 m, 02.07.2017.

Auf zuletztgenanntem Wirt auch an zwei Fundorten grenznah in A nachgewiesen: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017, sowie Tirol, Wanderweg von der Rappenseehütte zum Hohen Licht, Almwiesen, MTB 8727/21, 2200 m, 27.07.2015.

[*Fusoidiella depressa* (Berk. & Broome) Videira & Crous [Syn. *Passalora depressa* (Berk. & Broome) Sacc.], Anam.

auf *Peucedanum ostruthium* (L.) Koch, **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **10**, am Warmatsgundbach, 1875 m, 31.07.2017, H.KRU; **17**, 1800 m, 28.07.2015, H.KRU; **22A**, unterhalb Laufbacher Eck, 2065 m, 03.07.2017, H.KRU].

Isothea rhytismoides Fr., Teleom.

auf ***Dryas octopetala*** L., **9**, Kühgundalpe, 1750 m, 29.08.2017, H.KRU; **10**, Richtung Kühgundalpe, 2030 m, 30.08.2017, H.KRU, desweiteren am Warmatsgundbach, 1875 m, 31.08.2017.

[*Leptotrochila astrantiae* (Ces.) Schüepp, Teleom.

auf *Astrantia major* L., **4**, 1260 m, 18.07.2017; **8A**, 1060 m, 29.08.2017; **19**, 1120 m, 29.06.2017, H.KRU].

Leptotrochila ranunculi (Fr.) Schüepp, Teleom.

auf ***Ranunculus repens*** L., **5A**, Südhang, 1425 m, 20.07.2017.

Leptotrochila verrucosa (Wallr.) Schüepp., Teleom.

auf ***Galium rotundifolium*** L., **40**, 1180 m, 02.07.2021, H.KRU.

Seltener Wirt für diesen in D zerstreut vorkommenden Pilz (DGFM 2023).

Melasmia mougeotii (Desm.) Arx, Anam.

Abb. 24

auf ***Bartsia alpina*** L., **9**, Im Wank, 1455 m, 29.08.2017; **17**, Aufstieg Linkerskopf, 1920 m, 28.07.2015, H.KRU; **20**, 1880 m, 01.07.2017, H.KRU; **26A**, Richtung Großer Daumen, 1980 m, 05.07.2017, H.KRU – auf ***Pedicularis foliosa*** L., **17**, 1800 m, 28.07.2015, H.KRU – auf ***Pedicularis recutita*** L., **17**, 2020 m, 28.07.2015, H.KRU – auf ***Pedicularis rostratocapitata*** Crantz, **10**, am Warmatsgundbach, 1875 m, 31.08.2017, H.KRU; **16**, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU – auf ***Rhinanthus glacialis*** Personnat, **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU – auf ***Tozzia alpina*** L., **34**, 1425 m, 30.06.2021, H.KRU.

Trotz dass bei keinem der Funde je eine Teleomorphe (*Rhytisma*) ausgebildet wurde, ist mit dem eindeutigem Befallsbild die Zuordnung sicher. Vermutlich muss man die Teleomorphe auf abgestorbenen Blättern suchen, die dann im Frühjahr Lager ausbilden.

Abb. 24 – *Melasmia mougeotii* an *Bartsia alpina*-Blättern. a. Sehr junge Infektion mit gräulich-weißen Verfärbungen durch junge Pilzstroma, b. dunkelgraue bis schwarze, etwas erhabene Pilzstroma auf der Blattunterseite.

Die Pilzstroma befanden sich an den Blättern oder Stängeln als schwarze Punkte oder zusammenfließende Flächen von 1-4 mm im Durchmesser. Stromata krustig, schwarz glänzend, flach bis schwach erhaben, subepidermal, von einer weißen bis gräulichen Zone umgeben. Jung kann man bereits weißlichgraue Verfärbungen an den Befallsstellen erkennen.

Konidienträger fädig, gerade, farblos, 23-28 x 1 µm, Konidien zahlreich, zylindrisch, beidseitig abgerundet, stellenweise schwach gekrümmt, farblos, 4-6 x 1-2 µm.

Ein Pilz, von dem es nur sehr wenige Funde aus D gibt, alle von der Autorin und fast alle aus den Allgäuer Alpen (DGFM 2023). Ein Nachweis von *Bartsia alpina* stammt aus dem Hochschwarzwald: Lkr. Breisgrau-Hochschwarzwald, Gmd. Feldberg, Rinken, Aufstieg Feldberg, Wegrand Richtung Naturfreundehaus, im Moor, MTB 8114/11, 1330 m ü. NN, 19.07.2013. In der Literatur (Savile 1968, Brandenburger 1985, Farr & Rossman 2022) wird immer nur *Bartsia alpina* als Wirt für diesen Pilz angegeben. Das identische makro- und mikroskopische Befallsbild der Befälle der Wirtspflanzen und ihre nahe Verwandtschaft (Scrophulariaceae), forcierten die Pilzbestimmung als *M. mougeotii* auch auf den anderen Wirten. Es könnte sich bei den anderen Wirten um matrices novae handeln.

[*Mycosphaerella ulmi* Kleb. [Syn. *Phloeospora ulmi* (Fr.) Wallr.] (in Jage et al. 2010b unter *Septoria ulmi* Ellis & Everh.), Anam.

auf *Ulmus glabra* Huds., **3**, Uferbereich N Starzlach, 745 m, 18.07.2017; **8**, 990 m, 29.08.201; **28**, Rundwanderweg, 850 m, 02.09.2019].

Neoovularia nomuriana (Sacc.) U. Braun, Anam.

auf ***Astragalus frigidus*** (L.) A. Gray, **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU; **17**, 2020 m, 28.07.2015.

Passalora alni (Chupp & H.C. Greene) Deighton, Anam.

auf ***Alnus alnobetula*** (Ehrh.) K. Koch, **11**, 1730 m, 31.08.2017, H.KRU.

Phacellium alborosellum (Desm.) U. Braun, Anam.

auf ***Cerastium holosteoides*** Fr., **1A**, 1335 m, 27.06.2021.

Hier wird vom IndexFungorum (2023) abgewichen und die Art weiterhin unter *Phacellium* geführt.

Phacellium bulbigerum (Fuckel) U. Braun, Anam
auf ***Sanguisorba minor*** Scop. **subsp. *minor***, **47**, 965 m, 25.06.2021, H.KRU.

Phacellium carneum (Oudem.) U. Braun, Anam.
auf ***Lathyrus pratensis*** L., **38**, 1070 m, 02.07.2021; **47B**, 905 m, 25.06.2021.

[*Phacellium episphaerium* (Desm.) U. Braun, Anam.
auf *Stellaria nemorum* L., **19**, 1120 m, 29.06.2017].

Hier wird vom IndexFungorum (2023) abgewichen und die Art weiterhin unter *Phacellium* geführt.

Phacellium vossianum (Thüm.) U. Braun, Anam Abb. 25
auf ***Cirsium oleraceum*** (L.) Scop., **8**, 1060 m, 29.08.2017, H.KRU, MI mit *Golovinomyces montagnei* und *Puccinia laschii*).

Abb. 25 – Weißlicher, punktförmiger *Phacellium vossianum*-Pilzrasen auf einer *Cirsium oleraceum*-Blattunterseite. Desweiteren sieht man auch zahlreiche *Golovinomyces montagnei*-Fruchtkörper und wenige *Puccinia laschii*-Uredien.

Hier wird vom IndexFungorum (2023) abgewichen und die Art weiterhin unter *Phacellium* geführt. Auch andere eigene Funde waren stets MI gemeinsam mit den beiden oben genannten Pilzen. Ob die Pilze die Abwehr der Pflanze soweit herabsetzen das das *Phacellium* überhaupt erst Fuß fassen kann?

Phaeosphaeria lycopodina (Mont.) Hedjar., Anam., Teleom.
auf ***Lycopodium annotinum*** L., **45**, 1320 m, 25.06.2021, H.KRU.

Phloeospora aceris (Lib.) Sacc. [Syn. *Septoria aceris* (Lib.) Berk. & Broome], Anam.
auf ***Acer pseudoplatanus*** L., **4**, 995 m, 18.07.2017, H.KRU; **8A**, 1060 m, 29.08.2017; **19A**, 'Untere Schneeflucht', 1440 m, 01.07.2017, H.KRU; **33**, 1140 m, 30.06.2021.

Phyllachora graminis (Pers.) Fuckel **s. l.**, Teleom.
auf ***Deschampsia cespitosa*** (L.) P. Beauv., **27**, Richtung Gaisalpe, 1870 m, 06.07.2017, H.KRU – auf ***Elymus caninus*** (L.) L., **4**, 1260 m, 18.07.2017 – auf ***Hordelymus europaeus*** (L.) Jessen ex Harz, **8**, 960 m, 29.08.2017 – auf ***Phleum rhaeticum*** (Humphries) Rauschert, **15**, 1780 m, 26.07.2015, H.KRU – auf ***Poa alpina*** L., **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU.

Phyllachora sylvatica Sacc. & Speg., Teleom.
auf ***Festua ovina*** agg., **19A**, ‚Auf den Wänden', 1870 m, 30.06.2017, H.KRU.

Polystigma fulvum Pers. ex DC. [Syn. *Polystigma ochraceum* (Fr.) Sacc.], Anam.
auf ***Prunus padus*** L., **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 29.06.2017, H.KRU.

[*Polythrincium trifolii* Kunze, Anam.
auf *Trifolium badium* Schreb., **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, 31.08.2017, H.KRU] – auf ***Trifolium thalii*** Vill., **14**, 2080 m, 31.07.2015, H.KRU.

Pseudopeziza medicaginis (Lib.) Sacc., Teleom.
auf ***Medicago lupulina*** L., **4**, 1055 m, 18.07.2017.

Hier wird vom IndexFungorum (2023) abgewichen und eine Trennung der *Pseudopeziza*-Arten einerseits auf *Medicago*-Arten und andererseits auf *Trifolium*-Arten vorgenommen.

[*Pseudopeziza trifolii* (Biv.) Fuckel], Teleom.
auf ***Trifolium medium*** L., **8**, 990 m, 29.08.2017
– auf ***Trifolium repens*** L., **3**, 745 m, 18.07.2017.

Pseudorhytisma bistortae (DC.) Juel, Teleom.
auf ***Bistorta officinalis*** Delarbre, **41**, 1040 m, 24.06.2021 – auf ***Bistorta vivipara*** (L.) Delarbre, **23**, unterhalb Lachenkopf, 2015 m, 03.07.2017, H.KRU.

Der Pilz ist auf *B. officinalis* zumindest im Mittelerzgebirge nicht selten (Dietrich 1999). Auf *B. vivipara* findet man ihn nur selten.

Pseudocercosporella inconspicua (G. Winter) U. Braun, Anam.
auf ***Lilium martagon*** L., **19**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 01.07.2017, H.KRU.

Heterosphaeria sublineolata (Thüm.) Leuchtm. [Syn. *Pseudocercosporella sublineolata* (Thüm.) U. Braun, Anam.

auf ***Veratrum album*** L., **19**, 1260 m, 29.06.2021; **38**, 1100 m, 02.07.2021; **42B**, Böser Tritt, 1640 m, 26.06.2021, H.KRU.

[*Pseudocercosporella trollii* (Sacc. & G. Winter) U. Braun, Anam.

auf *Trollius europaeus* L., **1A**, 1580 m, 27.06.2021; **5A**, Nordwesthang Stuhlwand, 1540 m, 19.07.2017; **9**, Im Wank, 1550 m, 29.08.2017; **15**, 1900 m, 26.07.2015, H.KRU; **19**, ‚Am Knie', 1250 m, 29.06.2017, H.KRU; **33**, Alpe Schrattenwang, 1380 m, 30.06.2021; **39**, 1210 m, 02.07.2021; **42B**, 1305 m, 26.06.2021, H.KRU].

Alle *Ramularia*-Arten werden im Folgenden zusammengehalten, auch wenn stellenweise schon die sexuelle Morphe als *Mycosphaerella*-Art zu diesen im IndexFungorum (2023) ausgewiesen ist.

[*Ramularia alpina* (C. Massal.) Nannf.], Anam.

auf ***Alchemilla alpigena*** Buser, **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU; **17**, Aufstieg Linkerskopf, 1920 m, 28.07.2015; **23A**, unterhalb Lachenkopf, 1975 m, 03.07.2017; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1460 m, 06.07.2017, H.KRU – [auf *Alchemilla hoppeana* agg., **40**, 1480 m, 02.07.2021; **42B**, Böser Tritt, 1560 m, 26.06.2021] – auf *Alchemilla nitida* Buser, **5**, 1545 m, 19.07.2017, H.KRU; **9**, Warmatsgund, 1345 m, 29.08.2017].

[*Ramularia aplospora* Speg.], Anam.

auf ***Alchemilla mollis*** (Buser) Rothm., cult., **3**, 745 m, 8.07.2017; – [auf *Alchemilla vulgaris* agg., **4**, 1260 m, 18.07.2017; **8**, 1055 m, 29.08.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015; **19**, 990 m & 1260 m, 29.06.2017 & 29.06.2021; **21**, 1990 m, 02.07.2017; **25B**, 1095 m, 28.06.2021; **26A**, Richtung Großer Daumen, 1980 m, 05.07.2017; **27A**, unterhalb Gaisalpe, 1140 m, 01.07.2021; **36**, 895 m, 01.07.2021; **39**, 1265 m, 02.07.2021; **42B**, Aggensteinlift, 1320 m, 26.06.2021; **46**, 1150 m, 25.06.2021].

Ramularia armoraciae Fuckel **s. l.,** Anam.

auf ***Barbarea vulgaris*** R. Br., **41**, 1240 m, 24.06.2021 – auf ***Hesperis matronalis*** L., **19**, 990 m, 29.06.2017, H.KRU.

Ramularia cardamines Syd., Anam.

auf *Cardamine flexuosa* With., **27A**, Gaisalptobelweg, 1000 m, 01.07.2021; **47**, 990 m, 25.06.2021.

Ramularia chaerophylli Ferraris, Anam.

auf ***Chaerophyllum aureum*** L., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017; **6**, 1340 m, 20.07.2017.

[*Ramularia cynarae* Sacc.], Anam.

auf ***Carduus personata*** (L.) Jacq., **5**, zum Übelhorn, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU.

[*Ramularia didyma* Unger], Anam.

auf ***Ranunculus acris*** L., **9**, 1395 m, 29.08.2017, H.KRU – auf ***Ranunculus lanuginosus*** L., **33**, 1430 m, 30.06.2021, H.KRU.

[*Ramularia didymarioides* Briard & Har., Anam.

auf *Silene vulgaris* (Moench) Garcke, **19A**, Sperrbachtobel, 1610 m, 01.07.2017, H.KRU].

Ramularia geranii Fuckel, Anam.

auf ***Geranium sylvaticum*** L., **10**, am Warmatsgundbach, 1930 m, 31.08.2017, H.KRU.

Ramularia heraclei (Oudem.) Sacc., Anam.

auf ***Heracleum sphondylium*** L., **4**, 965 m, 18.07.2017; **19**, 990 m, 29.06.2017; **36**, 985 m, 01.07.2021 – auf ***Heracleum sphondylium*** subsp. ***elegans*** (Crantz) Schübl. & Martens, **19**, 1120 m, 29.06.2021.

[*Ramularia inaequalis* (Preuss) U. Braun], Anam.

auf ***Hieracium prenanthoides*** Vill., **17**, 1800 m, 28.07.2015, H.KRU – auf ***Taraxacum* sect. *Ruderalia*** Kirschner, H. Øllg. & Štěpánek, **0**, 1180 m, 27.06.2021; **1A**, 1395 m, 27.06.2021; **7**, 910 m, 29.08.2017, H.KRU; **15**, 1900 m, 26.07.2015; **19**, 990 m, 29.06.2017; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, 04.07.2017; **25B**, 1095 m, 28.06.2021; **42B**, Aggensteinlift, 1320 m, 26.06.2021.

[*Ramularia interstitialis* (Berk. & Broome) Gunnerb. & Constant., Anam.

auf *Primula elatior* (L.) Hill, **17**, 1800 m, 28.07.2015, H.KRU; **40**, 1270 m, 02.07.2021].

[*Ramularia lapsanae* (Desm.) Sacc., Anam.

auf *Lapsana communis* L., **3**, Uferbereich N Starzlach, 755 m, 18.07.2017; **7**, 910 m, 29.08.2017; **32**, 995 m, 30.06.2021, MI mit *Puccinia lapsanae*].

[*Ramularia macrospora* Fresen.], Anam.

auf ***Campanula glomerata*** L., **6**, 1340 m, 20.07.2017, H.KRU – auf ***Campanula scheuchzeri*** Vill., **17**, 2020 m, 28.07.2015, H.KRU – [auf *Phyteuma betonicifolium* Vill., **33A**, 1520 m, 30.06.2021 – auf *Phyteuma orbiculare* subsp. *orbiculare* L., **1A**, 1840 m, 27.06.2021; **4**, 1185 m, 18.07.2017; **10**, 2030 m, 30.08.2017; **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU; **19**, 1260 m, 29.06.2021; **19A**, Sperrbachtobel, 1540 m, 29.06. & 01.07.2017; **22**, 1890 m, 03.07.2017; **26A**, 1980 m, 05.07.2017; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1555 m, 06.07.2017; **38**, 1090 m, 02.07.2021; **41A**, 1580 m, 24.06.2021; **45**, 1070 m, 25.06.2021] – auf ***Phyteuma ovatum*** Honck.,

15, 1900 m, 26.07.2015, H.KRU – [auf *Phyteuma spicatum* L. s. str., **3**, Parkplatz „Auf dem Ried", 960 m, 18.07.2017; **27**, 1905 m, 06.07.2017; **27A**, Wiesenweg, 925 m, 01.07.2021; **33**, Alpe Schrattenwang, 1380 m, 30.06.2021; **39**, 1140 m, 02.07.2021; **42A**, Reichenbachklamm, 1120 m, 26.06.2021].

[*Ramularia macularis* (J. Schröt.) Sacc. & Syd., Anam.

auf *Chenopodium bonus-henricus* L., **5**, Südhang zum Sendemast, 1575 m, 19.07.2017].

[*Ramularia major* (Unger) U. Braun], Anam.

auf ***Petasites albus*** (L.) Gaertn., **28A**, Rundwanderweg, 945 m, 02.09.2019, H.KRU – auf ***Petasites hybridus*** (L.) G. Gaertn., B. Mey. & Scherb., **38**, 1100 m, 02.07.2021, H.KRU.

[*Ramularia mulgedii* (Bubák) Bubák, Anam.

auf *Cicerbita alpina* (L.) Wallr., **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU].

[*Ramularia oreophila* Sacc., Anam.

auf *Astrantia major* L., **1A**, 1335 m, 27.06.2021; **19**, 1120 m, 29.06.2021; **25B**, 1140 m, 28.06.2021; **33**, 1035 m, 30.06.2021; **36**, 1075 m, 01.07.2021; **42A**, 900 m, 26.06.2021; **46**, 1065 m, 25.06.2021].

Ramularia polygalae (J. Schröt.) Sacc. & P. Syd., Anam.

auf ***Polygala amarella*** Crantz, **41**, 1200 m, 24.06.2021, H.KRU.

[*Ramularia pratensis* Sacc. s.l., Anam.

auf *Rumex arifolius* All., **1A**, 1335 m, 27.06.2021; **17**, 1800 m, 28.07.2015, H.KRU].

[*Ramularia ranunculi-montani* (C. Massal.) U. Braun, Anam.

auf *Ranunculus montanus* Willd., **6**, zum Übelhorn, 1650 m, 20.07.2017; **10**, 2030 m, 30.08.2017; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015; **17**, 1790 m, 28.07.2015, H.KRU; **19A**, Sperrbachtobel, 1610 m, 29.06.2017, H.KRU; **22**, 1880 m, 28.06.2021, H.KRU; **23**, unterhalb Lachenkopf, 2015 m, 03.07.2017; **45**, 1110 m, 25.06.2021, H.KRU].

[*Ramularia rhabdospora* (Berk. & Broome) Nannf., Anam.

auf *Plantago lanceolata* L., **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, 04.07.2017].

Ramularia rhaetica (Sacc. & G. Winter) Jaap, Anam.

auf ***Peucedanum ostruthium*** (L.) Koch, **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU.

[*Ramularia rubella* (Bonord.) Nannf.], Anam

auf ***Rumex alpinus*** L., **19**, 1090 m, 29.06.2021; **42B**, Aggensteinlift, 1330 m, 26.06.2021 – [auf *Rumex obtusifolius* L., **1A**, 1335 m, 27.06.2021; **3**, Auf dem Parkplatz „Auf dem Ried", 960 m, 18.07.2017; **19**, 990 m, 29.06.2017; **32**, 995 m, 30.06.2021].

[*Ramularia simplex* Pass., Anam.

auf *Ranunculus acris* L., **5**, 1650 m, 20.07.2017, H.KRU; **17**, 1960 m, 28.07.2015, H.KRU] – auf ***Ranunculus lanuginosus*** L., **13**, 1550 m, 01.08.2015, H.KRU; **19**, ‚Am Knie', 1260 m, 29.06.2017, H.KRU.

[*Ramularia spiraeae-arunci* (Sacc.) Allesch., Anam.

auf *Aruncus dioicus* (Walter) Fernald, **19**, 1120 m, 29.06.2021, H.KRU].

Ramularia triboutiana(Sacc. & Letendre) Nannf., Anam.

auf ***Centaurea pseudophrygia*** C. A. Mey., **36**, 1075 m, 01.07.2021.

[*Ramularia tricherae* Lindr., Anam.

auf *Knautia maxima* (Opiz) Ortmann (Syn. *K. dipsacifolia* Kreutzer), **3**, Parkplatz „Auf dem Ried", 790 m, 18.07.2017; **4**, 1125 m, 18.07.2017; **17**, 1790 m, 28.07.2015, H.KRU; **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 01.07.2017; **24A**, Faltenbachtobelweg. 1330 m, 04.07.2017].

[*Ramularia valerianae* (Speg.) Sacc., Anam.

auf *Valeriana officinalis* agg., **3**, am Mühlbach entlang, 740 m, 18.07.2017].

Ramularia variabilis Fuckel, Anam.

auf ***Verbascum cf. thapsus*** L., **45**, 1220 m, 25.06.2021.

Ramularia winteri Thüm., Anam.

auf ***Ononis repens*** L., **3**, Parkplatz „Auf dem Ried", 960 m, 18.07.2017.

[*Rhytisma acerinum* (Pers.) Fr. (in Jage et al. 2010 unter *Melasmia acerina* Lév.)

auf *Acer pseudoplatanus* L., **3**, am Mühlbach entlang, 740 m, Anam., 18.07.2017; **7**, 910 m, Anam., 29.08.2017; **19**, 1120 m, Teleom., 29.06.2021; **28**, Rundwanderweg, 850 m, Anam., 02.09.2019; **39**, 1145 m, Teleom., 02.07.2021; **45**, 1330 m, Teleom., 25.06.2021].

Rhytisma salicinum (Pers.) Fr., Anam.

auf ***Salix reticulata*** L., **10**, am Warmatsgundbach, 1875

m, 31.08.2017, H.KRU – auf ***Salix retusa*** L., **10**, Fiderepassscharte, 2065 m, 30.08.2017, sowie am Warmatsgundbach, 1875 m, 31.08.2017; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU.

[*Septoria aegopodii* Desm., Anam.
auf *Aegopodium podagraria* L., **3**, am Mühlbach entlang, 740 m, 18.07.2017; **7**, 910 m, 29.08.2017; **19**, 1055 m, 29.06.2017; **25**, zum Oytalhaus, 940 m, 04.07.2017; **27A**, Wallrafweg, 1020 m, 06.07.2017; **35**, 1110 m, 30.06.2021].

Im IndexFungorum (2023) wird als aktuell gültiger Name für die Art *Mycosphaerella podagrariae* (Roth) Petr. ausgewiesen. Verkeley et al. (2013) nutzen diesen Namen ebenfalls und geben an, dass von dieser Art bisher kein reifes sexuelles Material vorliegt und der Typus von *M. podagrariae* nicht auffindbar ist. Somit ist nicht sicher geklärt, ob es sich bei den beiden Arten um die gleiche Art handelt. Braun & Bensch (2022: 68f) verweisen *M. podagrariae* in die Synonymie von *S. aegopodii* – dem wird hier gefolgt.

Septoria anemones Desm., Anam.
auf ***Anemone nemorosa*** L., **33**, Alpe Schrattenwang, 1400 m, 30.06.2021; **47**, 965 m, 25.06.2021.

Septoria calaminthae C. Massal., Anam.
auf ***Acinos alpinus*** (L.) Moench, **5**, 1530 m, 20.07.2017, H.KRU.

Septoria caricinella Sacc. & Roum., Anam.
auf ***Carex alba*** Scop., **41**, 1225 m, 24.06.2021, H.KRU.

[*Septoria cerastii* Roberge ex Desm., Anam.
auf *Cerastium holosteoides* Fr. em. Hyl., **1A**, 1335 m, 27.06.2021; **25B**, 1100 m, 28.06.2021; **41A**, 1580 m, 24.06.2021].

Septoria cornicola (DC.) Desm., Anam.
auf ***Cornus sanguinea*** L., **3**, Uferbereich N Starzlach, 755 m, 18.07.2017.

[*Septoria galeopsidis* Westend.], Anam.
auf ***Galeopsis tetrahit*** L., **27A**, 880 m, 01.07.2021.

[*Septoria heraclei* (Lib.) Desm., Anam.
auf *Heracleum sphondylium* L. s. str., **3**, Uferbereich N Starzlach, 745 m, 18.07.2017; **8**, 990 m, 29.08.2017; **38**, 1100 m, 02.07.2021] – auf *Heracleum sphondylium* subsp. *elegans* (Crantz) Schübl. & Martens, **0**, 1180 m, 27.06.2021; **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, 31.08.2017; **15**, 1780 m, 26.07.2015, H.KRU; **19**, ‚Am Knie‘, 1260 m, 29.06.2017; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1555 m, 06.07.2017.

Septoria listerae Allesch., Anam.
auf ***Listera ovata*** (L.) R. Br., **24A**, Faltenbachtobelweg, 1330 m, 04.07.2017, H.KRU.

Septoria primulae-latifoliae Jaap, Anam.
auf ***Primula farinosa*** L., **14**, 2080 m, 31.07.2015, H.KRU.

[*Septoria scabiosicola* Desm., Anam.
auf *Knautia maxima* (Opiz) Ortmann (Syn. *K. dipsacifolia* Kreutzer), **10**, am Warmatsgundbach, 1930 m, 31.08.2017; **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU; **19A**, ‚Untere Schneeflucht‘, 1495 m, 01.07.2017].

Septoria senecionis Westend., Anam.
auf ***Senecio ovatus*** (G. Gaertn., B. Mey. & Scherb.) Willd., **19**, ‚Am Knie‘, 1250 m, 29.06.2017, H.KRU.

[*Septoria soldanellae* Speg., Anam.
auf *Soldanella alpina* L., **1A**, 1580 m, 27.06.2021; **19A**, ‚Auf den Wänden‘, 1900 m, 30.06.2017, H.KRU; **20**, Sperrbachtobel, 1750 m, 29.06.2021; **22B**, 1940 m, 28.06.2021; **39A**, 1650 m, 02.07.2021; **42B**, Böser Tritt, 1640 m, 26.06.2021, H.KRU].

Septoria stachydis Roberge ex Desm., Anam.
auf ***Stachys sylvatica*** L., **38**, 1070 m, 02.07.2021.

Septoria vaccinii-uliginosi Bubák & Picb., Anam. **Abb. 26**
auf ***Vaccinium uliginosum*** L. **s. l.**, **19A**, ‚Auf den Wänden‘, 1870 m, 30.06.2017, H.KRU.

Abb. 26 – Dunkle *Septoria vaccinii-uliginosi*-Lager an violett gerandeten, bräunlichen *Vaccinium uliginosum*-Blattflecken.

Septoria violae Rabenh., Anam.
auf ***Viola biflora*** L., **19A**, ‚Untere Schneeflucht‘, 1440 m, 01.07.2017, H.KRU.

[*Sphaerellopsis filum* (Biv.) B. Sutton, Anam.

auf *Anthyllis vulneraria* subsp. *alpicola* (Brügger) Gutermann (auf *Uromyces anthyllidis*), **10**, zur Fiderepassscharte, 2100 m, 30.08.2017] – auf *Epilobium montanum* L. (auf ***Puccinia pulverulenta***), **3**, am Mühlbach entlang, 740 m, 18.07.2017, H.KRU.

Hyperparasit auf verschiedenen Rostpilz-Gattungen.

[*Sphaerulina gei* (Roberge ex Desm.) Verkley, Quaedvl. & Crous, (Syn. *Septoria gei* Roberge ex Desm.)], Anam.

auf ***Geum urbanum*** L., **32**, 995 m, 30.06.2021; **35**, 1000 m, 01.07.2021.

Sphaerulina socia (Pass.) Verkley, Quaedvl. & Crous, Anam.

auf ***Leucanthemum adustum*** (W. D. J. Koch) Gremli, **36**, 1075 m, 01.07.2021, H.KRU.

Spilopodia nervisequa (Pers.) Boud., Anam.

auf ***Plantago atrata*** Hoppe, **11**, Richtung Schlappholdsee, 1770 m, 31.08.2017, H.KRU.

Thedgonia ligustrina (Boerema) B. Sutton, Anam.

auf ***Ligustrum vulgare*** L., **3**, Parkplatz „Auf dem Ried", 790 m, 18.07.2017.

Venturia geranii (Fr.) G. Winter, Teleom.

auf ***Geranium sylvaticum*** L., **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU.

[*Venturia rumicis* (Desm.) G. Winter, Teleom.

auf *Rumex alpinus* L., **5**, 1425 m, 20.07.2017; **12**, Fahrweg vom Schlappholdsee, 1730 m, 31.08.2017; **19**, 1260 m, 29.06.2021; **23A**, Schochen, 1975 m, 03.07.2017; **27**, 1850 m, 06.07.2017; **40**, 1405 m, 02.07.2021; **42B**, Aggensteinlift, 1330 m, 26.06.2021] – auf ***Rumex obtusifolius*** L., **19**, 1090 m, 29.06.2017, H.KRU.

Pucciniomycotina, inkl. Microbotryales (Rostpilze)

[*Aecidium ranunculi-acris* Pers.], 0, I

auf *Ranunculus aconitifolius* L., **33**, 1460 m, 30.06.2021, H.KRU; **38**, 1090 m, 02.07.2021, H.KRU] – auf ***Ranunculus montanus*** Willd., **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU; **22**, 1890 m, 03.07.2017 – [auf *Ranunculus polyanthemos* subsp. *nemorosus* (DC.) Schübl. & G. Martens, **19A**, Sperrbachtobel, 1720 m, 29.06.2021; **33A**, oberhalb Sölleralpe, 1535 m, 30.06.2021, H.KRU; **39**, 1210 m, 02.07.2021; **42B**, Böser Tritt, 1600 m, 26.06.2021, H.KRU] – auf ***Ranunculus polyanthemos* subsp. *serpens*** (Schrank) Baltisb., **5**, am Übelhorn, 1700 m, 19.07.2017; **19A**, Sperrbachtobel, 1720 m, 01.07.2017, H.KRU; **23A**, unterhalb Kühplätt, 1980 m, 03.07.3017. H.KRU – auf ***Ranunculus repens*** L., **46**, 1035 m, 25.06.2021.

Aecidium schroeppelianum H. K. G. Paul & Poelt, 0, I **Abb. 27**

auf ***Bupleurum ranunculoides*** L., **43**, 1775 m, 26.06.2021, H.KRU.

Dieser in D sehr seltene Rostpilz ist wirtsspezifisch auf der in D nur in wenigen Populationen in den Allgäuer und Berchtesgadener Alpen vorkommenden Wirtsart (Bettinger et al. 2013). Es ist nur die Ausbildung von Spermogonien und Aezien bekannt, der weitere Entwicklungsgang ist unklar. Erste Nachweises dieses Parasiten stammen von 1951 „Pfronten: Steinach, S: kurz unterhalb der Pfrontener Hütte am Aggenstein" von A. Schröppel & Poelt. In Brandenburger (1994) ist vermerkt "[von] *Herrn u. Frau A. Schröppel, Pfronten, auf dem Aggenstein noch mehrfach gefunden*". Wann zuletzt ist nicht bekannt. Seit vielen Jahren lagen allerdings keine Bestätigungen des Fundes vor. Bei der gezielten Nachsuche im Juni 2021 wurde das bereits bekannte Gebiet um die Hütte unterhalb des Aggensteines nach dem Rostpilz abgesucht – mit Erfolg. Auch im benachbarten Tirol – die Grenze verläuft ganz in der Nähe der Hütte – fanden sich mit dem Rostpilz infizierte Pflanzen bei ca. 1785 m, H.KRU. Es ist davon auszugehen, dass seit seiner Erstbeschreibung anhand des Typusmaterials aus 1951 dieser Pilz in der stabilen Population der Wirtspflanze vorkommt und überdauert. Da die Pflanzen oft recht klein ausgebildet sind, könnte der Rostpilz bisher übersehen worden sein. Eine spätere Nachsuche im Jahr (August oder September) sollte erfolgen, um die weitere Entwicklung des Rostpilzes zu studieren.

Abb. 27 – Zahlreiche orangefarbene und becherförmige *Aecidium schroeppelianum*-Aezien auf einer *Bupleurum ranunculoides*-Blattunterseite.

Aecidium thalictri Grev., 0, I

auf ***Thalictrum aquilegiifolium*** L., **19A**, Sperrbachtobel, 1720 m, 01.07.2017 & 29.06.2021, H.KRU; **39A**, 1590 m, 02.07.2021.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung dieser PWK vor: Tirol, nahe der Hütte

unterhalb Aggenstein, MTB 8429/32, 1780 m, 26.06.2021, H.KRU.

[*Chrysomyxa rhododendri* de Bary
auf *Picea abies* (L.) P. Karst., **4**, 965 m, 0, I, 18.07.2017; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1715 m, 0, I, 31.08.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 0, I, 26.07.2015; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1520 m, 0, I, 06.07.2017] – auf ***Rhododendron ferrugineum*** L., **0**, Kühgundrücken, 1565 m, II, 27.06.2021; **11**, Richtung Schlappholdsee, 1770 m, II, 31.08.2017; **15**, 1900 m, II, 26.07.2015; **21**, 1930 m, II, 02.07.2017; **26A**, Richtung Großer Daumen, 1980 m, II, 05.07.2017, H.KRU; **33A**, oberhalb Sölleralpe, 1630 m, II, 30.06.2021; **39**, 1370 m, II, 02.07.2021 – [auf *Rhododendron hirsutum* L., **0**, 1270 m, III, 27.06.2021; **1**, 1560 m, II, 21.06.2013, H.KRU; **10**, 2065 m, II, 30.08.2017; **15**, 1770 m, III, 26.07.2015; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1900 m, II, 30.06.2017; **20**, Sperrbachtobel, 1750 m, III, 29.06.2021; **21**, 1930 m, II; 02.07.2017; **22,** 1935 m, II, 28.06.2021; **25C**, 1485 m, II, 28.06.2021; **26**, nahe Laufbichlsee, 2050 m, II, 05.07.2017; **26A**, 1980 m, II, 05.07.2017, H.KRU; **27**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1605 m, II, 06.07.2017 & 01.07.2021; **39A**, 1475 m, II, 02.07.2021; **42B**, Böser Tritt, 1560 m, III, 26.06.2021, H.KRU] – auf ***Rhododendron x intermedium*** Tausch, **26A**, 1980 m, II, 05.07.2017, H.KRU.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *Rh. hirsutum* vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017, H.KRU.

[*Coleosporium cacaliae* G. H. Otth
auf *Adenostyles alliariae* (Gouan) A. Kern., **5**, 1545 m, II, 19.07.2017; **10**, am Warmatsgundbach, 1880 m, II, 29.08.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, II, III, 24.07.2015; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, II, III, 25.07.2015; **22**, 1890 m, II, 03.07.2017; **27**, 1870 m, II, III, 06.07.2017; **34**, 1420 m, II, 30.06.2021; **39**, 1145 m, II, 02.07.2021 – auf *Adenostyles glabra* (Mill.) DC., **4**, 1125 m, II, 18.07.2017; **8A**, 1060 m, II, 29.08.2017; **10**, zur Kühgundalpe, 2030 m, II, III, 30.08.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 24.07.2015; **17**, 1830 m, II, III, 28.07.2015; **19**, 1090 m, II, III, 29.06.2017; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1555 m, II, III, 06.07.2017; **45**, 1110 m, II, 25.06.2021].

[*Coleosporium campanulae* (F. Strauss) Tul.], II
auf ***Campanula cochleariifolia*** Lam., **3**, Parkplatz „Auf dem Ried", 960 m, 18.07.2017, H.KRU; **10**, 2030 m, 30.08.2017 – [auf *Campanula scheuchzeri* Vill., **5**, 1530 m, 20.07.2017, H.KRU].

[*Coleosporium euphrasiae* G. Winter, II
auf *Rhinanthus glacialis* Personnat., **13A**, 1020 m, 01.08.2015].

[*Coleosporium melampyri* (Rebent.) P. Karst., II
auf *Melampyrum sylvaticum* L., **4**, 1055 m, 18.07.2017].

[*Coleosporium petasitidis* Cooke]
auf ***Petasites albus*** (L.) J. Gaertn., **4**, 965 m, II, 18.07.2017; **8A**, 1225 m, II, 29.08.2017 – [auf *Petasites hybridus* (L.) P. Gaertn., B. Mey. & Scherb., **8A**, 1225 m, II, 29.08.2017; **19**, 990 m, II, 29.06.2017; **28A**, Rundwanderweg, 945 m, II, 02.09.2019 – auf *Petasites paradoxus* (Retz.) Baumg., **4**, 1055 m, II, 18.07.2017; **8A**, 1225 m, II, 29.08.2017; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, II, 31.08.2017, MI mit *Puccinia poarum*-Gruppe; **24**, 1640 m, II, 04.07.2017; **27**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1520 m, II, III, 06.07.2017 & 01.07.2021].

[*Coleosporium senecionis* (Pers.) J. Kickx f.
auf *Senecio alpinus* (L.) Scop., **4**, 1260 m, II, 18.07.2017; **5A**, Südhang, 1425 m, II, 20.07.2017; **8**, 1055 m, II, 29.08.2017; **9**, Kühgundalpe, 1750 m, II, III, 29.08.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, II, III, 26.07.2015, H.KRU; **19**, 990 m, II, 29.06.2017; **24**, 1815 m, II, III, 04.07.2017; **27A**, Wallrafweg, 1020 m, 06.07.2017 – auf *Senecio ovatus* (P. Gaertn., B. Mey. & Scherb.) Willd., **4**, 1125 m, II, 18.07.2017; **5A**, Südhang, 1425 m, II, 20.07.2017; **9**, 1330 m, II, III, 29.08.2017; **11**, 1730 m, II, III, 31.08.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, II, 26.07.2015; **19**, ‚Am Knie', 1260 m, II, 29.06.2017].

[*Coleosporium tussilaginis* (Pers.) Berk. s. str., II
auf *Tussilago farfara* L., **8**, 1225 m, 29.08.2017].

Gymnosporangium amelanchieris E. Fisch. ex F. Kern, 0, I
auf ***Amelanchier embergeri*** (Favarger & Stearn) Landolt, **29**, 1355 m, 05.09.2019, H.KRU.

Seit 1936 galt dieser Rostpilz in D als verschollen, bis er bei Oberstdorf wiedergefunden wurde. Mittlerweile gibt es auch einen aktuellen Nachweis aus TH (Bad Blankenburg, Kruse & Schmidt 2021), sowie einen Verdachtsfall (nur Spermogonien) bei Garmisch-Partenkirchen, der im Rahmen der Kleinpilztagung 2022 gelang. Eine Prüfung des zuletzt genannten Befalls steht noch aus. Populationen der Wirtsart sollten im Sommer gezielt nach diesem Rostpilz untersucht werden.

[*Gymnosporangium cornutum* Arthur ex F. Kern, 0, I
auf *Sorbus aucuparia* L., **4**, 995 m, 18.07.2017, H.KRU; **5A**, Südhang, 1520 m, 20.07.2017; **8A**, 1060 m, 29.08.2017; **11**, 1705 m, 31.08.2017; **27A**, Wiesenweg, 925 m, 01.07.2021; **33**, Alpe Schrattenwang, 1380 m, 30.06.2021].

[*Gymnosporangium* cf. *sabinae* G. Winter, 0
auf *Pyrus communis* L. em. Gaertn., cult., **42**, 850 m, 26.06.2021].

[*Hyalopsora aspidiotus* (Magnus) Magnus, II
auf *Gymnocarpium dryopteris* (L.) Newman, **39**, 1145 m, 02.07.2021, H.KRU, MI mit *Herpobasidium filicinum*; **45**, 1340 m, 25.06.2021].

[*Hyalopsora polypodii* (Dietel) Magnus], II
auf ***Cystopteris alpina*** (Lam.) Desv., **17**, 1790 m, 28.07.2015, H.KRU – [auf *Cystopteris fragilis* (L.) Bernh., **10**, 2100 m, 30.08.2017, H.KRU; **19A**, Sperrbachtobel, 1610 m, 29.06.2017, H.KRU].

Kuehneola uredinis (Link) Arthur
auf ***Rubus* sect. *Rubus***, **8A**, 1225 m, II, III, 29.08.2017; **33,** 1280 m, II, 30.06.2021.

Melampsora arctica Rostr., II, III
auf ***Salix retusa*** L., **10**, 2065 m, sowie Saubuckel, 2030 m, 30.08.2017, H.KRU.

Melampsora euphorbiae (C. Schub.) Castagne, II
auf ***Euphorbia cyparissias*** L., **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1380 m, 29.06.2017.

[*Melampsora larici-epitea* Kleb., II, III
auf *Salix waldsteiniana* Willd., **10**, 2065 m, 30.08.2017, H.KRU].

[*Melampsora lini* (Ehrenb.) Desm., II
auf *Linum catharticum* L., **6**, 1340 m, 20.07.2017; **10**, 2020 m, 30.08.2017; **15**, 1780 m, 26.07.2015; **25A**, 930 m, 28.06.2021; **36**, 1145 m, 01.07.2021; **41**, 1040 m, 24.06.2021; **42B**, 1305 m, 26.06.2021].

[*Melampsora reticulatae* A. Blytt
auf *Salix reticulata* L., **10**, am Warmatsgundbach, 1875 m, II, III, 31.08.2017, H.KRU] – auf ***Salix retusa*** L., **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, II, 25.07.2015, H.KRU; **15**, 1780 m, II, 26.07.2015, H.KRU.

[*Melampsora rostrupii* G. Wagner, 0, I
auf *Mercurialis perennis* L., **45**, 955 m, 25.06.2021].

Melampsorella caryophyllacearum J. Schröt., II
auf ***Stellaria nemorum*** L., **33**, 1430 m, 30.06.2021.

[*Melampsoridium betulinum* (Fr.) Kleb.], II
auf ***Betula pendula*** Roth, **9**, Im Wank, 1550 m, 29.08.2017; **29**, 1355 m, 05.09.2019.

Melampsoridium hiratsukanum S. Ito ex Hirats. f., II
auf ***Alnus incana*** (L.) Moench, **7**, 910 m, 29.08.2017; **28A**, Rundwanderweg, 945 m, 02.09.2019.

[*Microbotryum alpinum* R. Ziegler, M. Lutz & Piątek (in Jage et al. 2010b unter *M. pinguiculae* (Rostr.) Vánky), Teleom.
auf *Pinguicula alpina* L., **0**, Kühgundrücken, 1565 m, 27.06.2021; **1**, 1560 m, 21.06.2013, H.KRU; **20**, Sperrbachtobel, 1750 m, 29.06.2021; **22B**, 1670 m, 28.06.2021, H.KRU; **39A**, 1780 m, 02.07.2021; **42B**, 1450 m, 26.06.2021].

[*Microbotryum bistortarum* (DC.) Vánky, Teleom.
auf *Bistorta vivipara* (L.) Delarbre, **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015; **15**, 1780 m, 26.07.2015; **21**, 1930 m, 02.07.2017, H.KRU; **22**, 1890 m, 03.07.2017].

Microbotryum intermedium (J. Schröt.) Vánky, Teleom. **Abb. 28**
auf ***Scabiosa lucida*** Vill., **5**, Südhang zum Sendemast, 1575 m, 19.07.2017, H.KRU; **10**, am Warmatsgundbach, 2010 m, 29.08.2017, H.KRU; **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1460 m, 06.07.2017, H.KRU.

Abb. 28 – *Microbotryum intermedium* an *Scabiosa lucida*-Blütenständen. Links befallen, rechts gesund.

[*Microbotryum pustulatum* (DC.) R. Bauer & Oberw., Teleom.
auf *Bistorta officinalis* Delarbre, **33**, Alpe Schrattenwang, 1400 m, 30.06.2021, H.KRU; **39A**, 1475 m, 02.07.2021].

[*Microbotryum silenes-dioicae* T. Giraud, Denchev & M.E. Hood (in Jage et al. 2010b unter *M. lychnidis-dioicae* (DC.) G. Deml & Oberw.), Teleom.
auf *Silene dioica* (L.) Clairv., **1**, 1560 m, 21.06.2013; **1A**, 1580 m, 27.06.2021, H.KRU; **5**, Nordhang Hochwarte,

1700 m, 19.07.2017; **6**, 1340 m, 20.07.2017; **11**, 1730 m, 31.08.2017; **19**, ‚Am Knie', 1250 m, 29.06.2017 & 29.06.2021; **24**, 1815 m, 04.07.2017; **33**, 1430 m, 30.06.2021; **40**, 1405 m, 02.07.2021].

[*Microbotryum silenes-inflatae* (DC. ex Liro) G. Deml & Oberw., Teleom.

auf *Silene vulgaris* (Moench) Garcke, **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU; **16**, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU; **19A**, Sperrbachtobel, 1720 m, 29.06.2017, H.KRU].

[*Microbotryum violaceum* (Pers. ex Pers.) G. Deml & Oberw.], Teleom.

auf ***Gypsophila repens*** L., **19**, ‚Am Knie', 1250 m, 29.06.2017, H.KRU, & 29.06.2021; **23**, unterhalb Lachenkopf, 2015 m, 03.07.2017, H.KRU; **27**, 1830 m, 06.07.2017, H.KRU; **38**, 1130 m, 02.07.2021; **43**, 1775 m, 26.06.2021.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung dieser PWK vor: Tirol, nahe Bad Kissinger Hütte unterhalb Aggenstein, Geröll, MTB 8429/32, 1785 m, 26.06.2021, H.KRU.

[*Milesina blechni* (P. Syd. & Syd.) P. Syd. & Syd., II

auf *Blechnum spicant* (L.) Roth, **9**, 1305 m, 29.08.2017, H.KRU; **33,** Alpe Schrattenwang, 1400 m, 30.06.2021; **35**, 1170 m, 30.06.2021, H.KRU].

[*Milesina neovogesiaca* Berndt, II

auf *Polystichum aculeatum* (L.) Roth, **19A**, 'Untere Schneeflucht', 1495 m, 29.06.2017 & 29.06.2021, H.KRU; **39A**, 1650 m, 02.07.2021] – auf ***Polystichum lonchitis*** (L.) Roth, **19A**, 'Untere Schneeflucht', 1440 m, 29.06.2017 & 29.06.2021, H.KRU; **42B**, Böser Tritt, 1530 m, 26.06.2021, H.KRU.

[*Naohidemyces vacciniorum* (Link) Spooner, II

auf *Vaccinium myrtillus* L., **5**, unterhalb Grüntenhaus, 1510 m, 18.07.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU; **33**, 1430 m, 30.06.2021 – auf *Vaccinium vitis-idaea* L., **5**, Südhang zum Sendemast, 1575 m, 19.07.2017; **19A**, 'Auf den Wänden', 1870 m, 30.06.2017, H.KRU; **22A**, Gipfelbereich Laufbacher Eck, 2075 m, 03.07.2017, H.KRU; **33**, Alpe Schrattenwang, 1380 m, 30.06.2021].

[*Nyssopsora echinata* (Lév.) Arthur, III

auf *Ligusticum mutellina* (L.) Crantz, **10**, am Warmatsgundbach, 1930 m, 31.08.2017; **14**, Fuß Linkerskopf, 1085 m, 25.07.2015, H.KRU; **15**, 1770 m, 26.07.2015; **17**, 1960 m, 28.07.2015; **19A**, 'Auf den Wänden', 1870 m, 30.06.2017, H.KRU; **26A**, 1980 m, 05.07.2017, H.KRU; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1605 m, 06.07.2017].

[*Peridermium oblongisporum* Fuckel, 0, I

auf *Pinus mugo* Turra, **1**, 1750 m, 21.06.2013; **1A**, 1580 m, 27.06.2021; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1715 m, 31.08.2017; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1870 m, 30.06.2017; **21**, 1930 m, 02.07.2017; **26A**, 1980 m, 05.07.2017; **27**, 1870 m, 06.07.2017; **27A**, 1410 m, 01.07.2021].

[*Phragmidium bulbosum* (F. Strauss) Schltdl., II, III

auf *Rubus caesius* L., **7**, 910 m, 29.08.2017].

Phragmidium fragariae (DC.) Rabenh., II

auf ***Potentilla sterilis*** (L.) Garcke, **3**, Parkplatz „Auf dem Ried", 960 m, 18.07.2017; **8**, 1080 m, 03.09.2019; **19**, 1055 m, 29.06.2017 & 29.06.2021; **27A**, unterhalb Gaisalpe, 1140 m, 01.07.2021; **34**, 1260 m, 30.06.2021; **36**, 905 m, 01.07.2021; **41**, 1540 m, 24.06.2021.

[*Phragmidium fusiforme* J. Schröt.

auf *Rosa pendulina* L., **0**, 1220 m, I, 27.06.2021; **4**, 1185 m, I, II, 18.07.2017; **5A**, Südhang, 1425 m, II, 20.07.2017; **8A**, 1225 m, II, III, 29.08.2017; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, II, III, 31.08.2017, H.KRU, sowie Mittelstation, 1750 m, II, III, 31.08.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 0, I, II, 24.07.2015; **15**, 1900 m, I, II, 26.07.2015; **19**, 1055 m, 0, I, II, III, 29.06.2017, sowie ‚Am Knie', 1250 m, I, 29.06.2021; **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 0, I, II, 01.07.2017; **21**, 1930 m, 0, I, II, 02.07.2017; **22A**, Gipfelbereich Laufbacher Eck, 2075 m, 0, I, II, 03.07.2017; **22B**, 1670 m, II, 28.06.2021; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1330 m, 0, I, II, 04.07.2017; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1555 m, II, 06.07.2017, sowie 1350 m, 0, I, 01.07.2021; **28**, Rundwanderweg, 850 m, II, III., 02.09.2019; **33**, 1080 m, I, 30.06.2021; **39**, 1140 m, I, 02.07.2021; **42A**, 980 m, I, 26.06.2021; **44A**, 1315 m, I, 26.06.2021, H.KRU; **46**, 1150 m, I, 25.06.2021].

Phragmidium mucronatum (Pers.) Schltdl., II

auf ***Rosa canina*** L., **27A**, oberhalb Gaisalpe, 1225 m, 01.07.2021, H.KRU; **33**, 1080 m, 30.06.2021, H.KRU.

[*Phragmidium potentillae* (Pers.) P. Karst.

auf *Potentilla aurea* L., **1A**, 1490 m, II, 27.06.2021; **9**, 1325 m, II, 29.08.2017; **11**, 1770 m, II, III, 31.08.2017, H.KRU; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, II, 26.07.2015; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1860 m, II, 30.06.2017, H.KRU; **22**, 1995 m, II, 03.07.2017; **22A**, 2140 m, II, 28.06.2021; **33**, Alpe Schrattenwang, 1400 m, II, 30.06.2021] – auf ***Potentilla crantzii*** (Crantz) Beck ex Fritsch, **5**, Südhang zum Sendemast, 1575 m, II, 19.07.2017.

[*Phragmidium rubi-idaei* (DC.) P. Karst.

auf *Rubus idaeus* L., **0**, 1150 m, I, 27.06.2021; **3**, Parkplatz „Auf dem Ried", 960 m, II, III, 18.07.2017; **8A**, 1060 m, II, III, 29.08.2017; **19**, 1055 m, I, II, 29.06.2017 & 29.06.2021; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1088 m, I, 04.07.2017; **27A**, unterhalb Richteralpe, 1090 m, II, 06.07.2017, sowie Gaisalptobelweg,

965 m, I, 01.07.2021; **28**, 905 m, II, III, 02.09.2019; **33**, 1140 m, I, 30.06.2021; **36**, 905 m, I, 01.07.2021; **42B**, 1240 m, I, 26.06.2021; **45**, 910 m, I, 25.06.2021].

Phragmidium sanguisorbae (DC.) J. Schröt., II
auf ***Sanguisorba minor*** Scop. **s. str.**, **25A**, zum Oytalhaus, 920 m, 04.07.2017; **27A**, Wallrafweg, 1020 m, 01.07.2021; **35A**, 1040 m, 30.06.2021.

Phragmidium tuberculatum Jul. Müll., II
auf ***Rosa canina*** L., **41**, 1185 m, II, 24.06.2021, H.KRU.

Phragmidium tormentillae Fuckel, II
auf ***Potentilla erecta*** (L.) Raeusch., **19**, 1090 m, 29.06.2017; **28A**, Rundwanderweg, 945 m, 02.09.2019; **46**, Himmelreich, 1200 m, 25.06.2021.

[*Puccinia acetosae* Körn., II
auf *Rumex arifolius* All., **5**, unterhalb Grüntenhause, 1510 m, 18.07.2017, H.KRU, sowie SSO Grüntenhaus, 1550 m, 19.07.2017, H.KRU; **11**, 1730 m, 31.08.2017; **15**, 1780 m, 26.07.2015; **33A**, 1520 m, 30.06.2021; **38**, 1100 m, 02.07.2021].

[*Puccinia aecidii-leucanthemi* E. Fisch.]
auf ***Leucanthemum adustum*** (W. D. J. Koch) Gremli, **5**, zum Übelhorn, 1590 m, 0, I, H.KRU 20.07.2017; **19**, ‚Am Knie', 1250 m, 0, 29.06.2017, H.KRU; **25A**, 930 m, 0, I, 28.06.2021, **27A**, oberhalb Gaisalpe, 1225 m, 0, I, 01.07.2021; H.KRU; **34A**, 1160 m, 0, I, 01.07.2021; **44**, 1430 m, 0, I, 26.06.2021, H.KRU.

[*Puccinia aegopodii* (Schumach.) Röhl., III
auf *Aegopodium podagraria* L., **19**, 1120 m, 29.06.2017; **27A**, Wiesenweg, 920 m, 01.07.2021; **33**, 1035 m, 30.06.2021; **36**, 985 m, 01.07.2021; **41**, 1065 m, 24.06.2021; **47B**, 920 m, 25.06.2021].

Puccinia allii F. Rudolphi, II, III
auf ***Allium carinatum*** subsp. ***carinatum*** L., **3**, Parkplatz „Am Ried", 1060 m, 20.07.2017, H.KRU.

[*Puccinia alpina* Fuckel, III
auf *Viola biflora* L., **1A,** 1450 m, 27.06.2021; **5A**, 1540 m, 19.07.2017; **17**, 1800 m, 28.07.2015; **40**, 1330 m, 02.07.2021; **41**, 1360 m, 24.06.2021, H.KRU; **42B**, 1285 m, 26.06.2021; **47B**, 915 m, 25.06.2021].

Puccinia angelicae (Schumach.) Fuckel, II
auf ***Angelica sylvestris*** L., **24A**, Faltenbachtobelweg, 1330 m, 04.07.2017, H.KRU.

Auffällig waren die sekundären zimtbraunen Uredien, die zu größeren Gruppen zusammenfließend an den Blattnerven zu Verkrümmungen führten.

Puccinia anthoxanthina Gäum., II
auf ***Anthoxanthum odoratum*** L., **14**, 2080 m, 31.07.2015, H.KRU.

[*Puccinia arenariae* (Schumach.) G. Winter], III
auf ***Silene dioica*** (L.) Clairv., **5**, 1545 m, 19.07.2017; **13**, 1020 m, 01.08.2015; **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 01.07.2017 – [auf *Stellaria nemorum* L., **4**, 1260 m, 18.07.2017; **12**, 1670 m, 31.08.2017; **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 01.07.2017].

[*Puccinia arnicae-scorpioides* (DC.) Magnus, III
auf *Doronicum grandiflorum* Lam., **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung dieser PWK vor: Tirol, Bezirk Reutte, Aufstieg Hohes Licht, Geröllflur im Gipfelbereich, MTB 8727/21, 2540 m, 27.07.2015.

[*Puccinia asarina* Kunze, III
auf *Asarum europaeum* L., **28**, Rundwanderweg, 850 m, 02.09.2019].

Puccinia bellidiastri G. Winter, III
auf ***Aster bellidiastrum*** (L.) Scop., **5**, Geröll am Übelhorn, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **10**, Saubuckel zur Kühgundalpe, 2030 m, 30.08.2017, H.KRU.

Diese im deutschsprachigen Raum äußerst seltene Art wurde im Allgäu erstmalig in D gefunden (siehe auch Anmerkungen in Kruse et al. 2019a).

[*Puccinia biporospora* (Zwetko) M. Scholler (in Jage et al. 2010b unter *Puccinia dioicae* s.l.), II
auf *Carex pallescens* L., **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU].

[*Puccinia bistortae* DC.
auf *Bistorta officinalis* Delarbre, **13**, 1110 m, II, III, 01.08.2015, H.KRU; **19**, 990 m, II, III, 29.06.2017, H.KRU; **38**, 1070 m, II, III, 02.07.2021, H.KRU – auf *Ligusticum mutellina* (L.) Crantz, **22**, 1935 m, 0, I, 28.06.2021, H.KRU].

Puccinia brachycyclica E. Fisch., III
auf ***Tragopogon pratensis*** L., **s. l.**, **35A**, 1020 m, 30.06.2021, H.KRU.

Puccinia brachypodii G. H. Otth
auf ***Brachypodium sylvaticum*** (Huds.) P. Beauv., **4**, 1125 m, II, 18.07.2017; **8A**, 1225 m, II, III, 29.08.2017;

13A, 1020 m, II, 01.08.2015; **19**, 1090 m, II, 29.06.2021; **28**, 905 m, II, III, 02.09.2019; **41**, 1185 m, II, 24.06.2021; **45**, 1110 m, II, 25.06.2021.

[*Puccinia calthicola* J. Schröt., II
auf *Caltha palustris* L., **33A**, 1535 m, 30.06.2021, H.KRU].

[*Puccinia carduorum* Jacky, II
auf *Carduus defloratus* L., **4**, 1260 m, 18.07.2017; **15**, 1780 m, 26.07.2015; **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU; **45**, 1070 m, 25.06.2021 – auf *Carduus personata* (L.) Jacq., **5**, Wanderweg zum Übelhorn, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **19**, ‚Am Knie', 1250 m, 29.06.2021; **33**, 1460 m, 30.06.2021].

[*Puccinia caricina* DC. s. str., 0, I
auf *Ribes alpinum* L., **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 29.06.2017, H.KRU; **41**, 1065 m, 24.06.2021, H.KRU].

Puccinia* cf. *caricina* var. *ribesii-ferrugineae Zwetko, III
auf ***Carex* cf. *ferruginea*** Scop., **42B**, Böser Tritt, 1640 m, 26.06.2021, H.KRU (an alten, überwinterten Blättern).

Sowohl Pilz- als auch Wirtsbestimmung sind mit einer kleinen Unsicherheit behaftet. Es wurden alte Blätter an der Basis eines *Carex ferruginea*-Bestandes gesammelt, aber ohne Kontakt zu grünen lebenden Pflanzen. Ein Vorkommen von *C. sempervirens*, die in den Alpen gerne auch gemeinsam mit *C. ferruginea* steht, kann nicht ausgeschlossen werden. Der Rostpilz lag lediglich im Telien-Stadium vor, Uredien waren keine zu finden. IIIsp 2-zellig, 42-46 x 12-14 µm, am Scheitel auf bis zu 12 µm verdickt.

Die oben genannte Art ist sehr ähnlich zu *Puccinia urticae-frigidae* Hasler, die ebenfalls auf diesem Wirt vorkommt. Ohne Vorliegen von Merkmalen der Uredosporen ist eine Artansprache nur unsicher. In Zukunft sollte verstärkt auf Rostpilzbefälle von *C. ferruginea* und *C. sempervirens* geachtet werden. Zumindest aus BY ist die oben genannte Rostpilzart von der Zugspitze belegt.

[*Puccinia caricis-montanae* E. Fisch. (in Jage et al. 2010b unter *P. arenariicola* Plowr. var. *caricis-montanae* (E. Fisch.) Zwetko), 0, I
auf *Centaurea jacea* L, **0**, 1150 m, 27.06.2021, H.KRU; **27A**, oberhalb Gaisalpe, 1225 m, 01.07.2021, H.KRU; **41**, 1140 m, 24.06.2021, H.KRU – auf *Centaurea montana* L., **0**, 1150 m, 27.06.2021, H.KRU; **5**, Südhang zum Sendemast, 1575 m, 19.07.2017; **15**, 1780 m, 26.07.2015; **19**, 'Am Knie', 1260 m, 29.06.2017; **22**, 1890 m, 03.07.2017 & 28.06.2021, H.KRU; **27**, 1870 m, 06.07.2017; **27A**, 1275 m, 01.07.2021; **38**, 1100 m, 02.07.2021; **41**, 1065 m, 24.06.2021, H.KRU; **42A**, 930 m, 26.06.2021, H.KRU – auf *Centaurea pseudophrygia* C. A. Mey., **19**, 1055 m, 29.06.2017, H.KRU; **34**, 1180 m, 30.06.2021, H.KRU; **34A**, 1160 m, 01.07.2021] – auf ***Centaurea scabiosa*** L., **19A**, Sperrbachtobel, 1670 m, 29.06.2017, H.KRU.

Puccinia carlinae Jacky, II, III
auf ***Carlina acaulis*** L., **9**, Warmatsgund, 1395 m, 29.08.2017; **12**, 1730 m, 31.08.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU.

[*Puccinia centaureae* DC.], II, III
auf ***Centaurea jacea*** L., **5**, 1530 m, 20.07.2017, H.KRU – auf ***Centaurea pseudophrygia*** C. A. Mey., **8**, 1055 m, 29.08.2017, H.KRU.

[*Puccinia chondrillae* Corda, II
auf *Mycelis muralis* (L.) Dumort., **4**, 1125 m, 18.07.2017].

Puccinia circaeae Pers., III
auf ***Circaea alpina*** L., **28**, Rundwanderweg, 850 m, 02.09.2019 – auf ***Circaea lutetiana*** L., **36**, 895 m, 01.07.2021.

Puccinia circaeae-caricis Hasler, 0, I
auf ***Circaea alpina*** L., **35**, 1000 m, 01.07.2021, H.KRU – auf ***Circaea lutetiana*** L., **35**, 1000 m, 01.07.2021, H.KRU.

Puccinia cnici H. Mart., II
auf ***Cirsium vulgare*** (Savi) Ten., **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, 04.07.2017.

[*Puccinia cnici-oleracei* Pers. ex Desm. s. str., III
auf *Cirsium oleraceum* (L.) Scop., **6**, 1340 m, 20.07.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1340 m, 24.07.2015; **19**, 1090 m, 29.06.2017, sowie ‚Am Knie', 1250 m, III, 29.06.2021; **38A**, 1000 m, III, 02.07.2021].

[*Puccinia conglomerata* (F. Strauss) Röhl., III
auf *Homogyne alpina* (L.) Cass., **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015; **21**, 1935 m, 04.07.2017; **22A**, kurz unterhalb Laufbacher Eck, 2065 m, 03.07.2017; **26**, Laufbichlsee, 2025 m, 05.07.2017; **26A**, Richtung Großer Daumen, 1980 m, 05.07.2017].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung dieser PWK vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017, H.KRU.

[*Puccinia coronata* Corda]
auf ***Deschampsia cespitosa*** (L.) P. Beauv., **12**, 1405 m,

II, 31.08.2017, H.KRU – [auf *Frangula alnus* Mill., **2**, 1160 m, 0, I, 21.06.2013; **25A**, 930 m, 0, I, 28.06.2021; **27A**, Wallrafweg, 1090 m, 0, I, 01.07.2021; **33**, 1140 m, 0, I, 30.06.2021; **34A**, 1160 m, 0, I, 01.07.2021; **38**, 1090 m, 0, I, 02.07.2021; **42**, 850 m, 0, I, 26.06.2021 – auf *Festuca gigantea* (L.) Vill., **3**, 960 m, II, 18.07.2017; **45**, 885 m, 0, I, 25.06.2021] – auf ***Rhamnus cathartica*** L., **42**, 850 m, 0, I, 26.06.2021 – auf ***Rhamnus pumila*** Turra, **39A**, 1590 m, 0, I, 02.07.2021; **45**, 1220 m, 0, I, 25.06.2021.

[*Puccinia crepidis-aureae* Syd. & P. Syd.

auf *Crepis aurea* (L.) Cass., **5**, 1545 m, II, 19.07.2017; **16**, 2200 m, 0, I, 27.07.2015; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1860 m, 30.06.2017; **22**, 1890 m, 0, I, 03.07.2017; **33A**, 1520 m, 0, I, 30.06.2021; **42B**, Böser Tritt, 1600 m, 0, I, 26.06.2021, H.KRU].

[*Puccinia crepidis-blattarioides* Hasler]

auf ***Crepis alpestris*** (Jacq.) Tausch, **25A**, 920 m, II, III, 04.07.2017, H.KRU – [auf *Crepis pyrenaica* (L.) Greuter, **5**, 1545 m, II, III, 19.07.2017, H.KRU, sowie über Zweifelgehrenalpe zum Übelhorn, 1530 m, III, 20.07.2017, H.KRU; **9**, 1330 m, III, 29.08.2017, H.KRU; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, III, 24.07.2015, H.KRU; **17**, 1790 m, II, 28.07.2015; **19**, 1120 m, III, 29.06.2017, H.KRU, sowie ‚Am Knie', 1250 m, 0, I, 29.06.2021; **25B**, 1140 m, 0, I, 28.06.2021; **39A**, 1650 m, 0, I, 02.07.2021].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *Crepis pyrenaica* vor: Tirol, in der Nähe der Hütte unterhalb des Aggensteines, 0, I, 26.06.2021, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017, H.KRU. Die PWK mit *C. alpestris* ist sehr selten und aus D bisher nur von einem Fund aus BW belegt (Welschingen, H. Jage, Herbarium KR, Klenke & Scholler 2015).

Puccinia crepidis-grandiflorae Hasler

auf ***Crepis conyzifolia*** (Gouan) Kern., **15**, 1900 m, II, 26.07.2015, H.KRU; **33A**, oberhalb Sölleralpe, 1630 m, 0, I, 30.06.2021.

Bis zu diesem aktuellen Nachweis galt die Art in D seit 1939 als verschollen (Huber & Poeverlein 1954). Nachweise gab es bisher nur aus der Region Oberstdorf (Brandenburger 1994).

[*Puccinia crepidis-montanae* Magnus **Abb. 29**

auf *Crepis pontana* (L.) Dalla Torre (in Jage et al. 2010b unter *C. bocconei* P. D. Sell), **9**, Im Wank, 1550 m, II, III, 29.08.2017, H.KRU; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1715 m, II, III, 31.08.2017, H.KRU; **17**, 1790 m, 0, I, II, III, 28.07.2015, H.KRU; **22**, 1890 m, 0, I, 03.07.2017, H.KRU].

Abb. 29 – Zahlreiche schwarzbraune *Puccinia crepidis montanae*-Telien auf einer *Crepis pontana*-Blattunterseite.

Weitere aktuelle Nachweise in Ergänzung zum Erstnachweis 2008 in den Allgäuer Alpen nahe der Enzianhütte (Jage et al. 2010b). Der Pilz ist bisher nur aus den Allgäuer Alpen bekannt, könnte aber seiner Wirtspflanze folgend auch in den Ammergauer, Chiemgauer oder Berchtesgadener Alpen gefunden werden.

Abb. 30 – Kurz nachdem der Laufbacher Eck Sattel überschritten war, konnten mehrere mit *Puccinia crucifererarum* infizierte *Cardamine resedifolia*-Pflanzen im Schotter gefunden werden. a. Fundort, b. Mit braunen Telien befallene Pflanze.

[*Puccinia cruchetii* Hasler, 0, I
auf *Crepis mollis* (Jacq.) Asch., **42B**, Böser Tritt, 1600 m, 26.06.2021, H.KRU].

Puccinia cruciferarum F. Rudolphi, III **Abb. 30**
auf ***Cardamine resedifolia*** L., **22B**, 2060 m, 28.06.2021, H.KRU.

Seit 1947 galt die Art bis zum aktuellen Nachweis in D als verschollen (Hepp 1950). Bereits 2017 wurde am ehemaligen Fundort „*am Höfats (2258 m)*" nach dem Rostpilz gesucht. Hierfür wurde der Wanderweg Richtung Laufbacher Eck, das Laufbacher Eck selbst und der Schneck untersucht. Zur Höfats selbst zu wandern und die Hänge abzusuchen ist nicht ungefährlich, weshalb erstmal an leichter erreichbaren Orten in der näheren Umgebung gesucht wurde. 2021 konnte die Art dann am Wanderweg vom Laufbacher Eck Richtung Himmelsattel wiedergefunden werden. Mehrere Pflanzen im Geröll waren deutlich mit den großen, braunen und stäubenden *Puccinia cruciferarum*-Telien befallen.

Puccinia deschampsiae Arthur, II
auf ***Deschampsia cespitosa*** (L.) P. Beauv., **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, H.KRU.

[*Puccinia dioicae* Magnus s. str.]
auf ***Carex alba*** Scop., **9**, 1305 m, II, III, 29.08.2017, H.KRU – [auf *Cirsium oleraceum* (L.) Scop., **19**, 1090 m, 0, I, 29.06.2021; **25B**, 1100 m, 0, I, 28.06.2021; **27A**, Gaisalptobelweg, 965 m, 0, I, 01.07.2021; **33**, 1140 m, 0, I, 30.06.2021, H.KRU; **38**, 1100 m, 0, I, 02.07.2021; **41**, 1360 m, 0, I, 24.06.2021, H.KRU; **42B**, 1240 m, 0, I, 26.06.2021; **46**, 1065 m, 0, I, 25.06.2021 – auf *Cirsium rivulare* (Jacq.) All., **2**, 1160 m, 0, I, 21.06.2013, H.KRU; **33**, Berghaus Schönblick, 1330 m, 0, I, 30.06.2021, H.KRU; **46**, 1065 m, 0, I, 25.06.2021].

[*Puccinia expansa* Link, III
auf *Senecio alpinus* (L.) Scop., **34**, Umgebung Berggasthof Hochleite, 1180 m, 30.06.2021, H.KRU; **39A**, 1830 m, III, 02.07.2021, H.KRU, stellenweise MI mit *Puccinia dioica* s. l.].

Puccinia festucae Plowr., 0, I
auf ***Lonicera alpigena*** L., **19**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 29.06.2017 & 29.06.2021, H.KRU.

[*Puccinia firma* Dietel, 0, I
auf *Aster bellidiastrum* (L.) Scop., **1A**, 1450 m, 27.06.2021; **10**, Fiderepassscharte zum Saubuckel, 2130 m, 30.08.2017, H.KRU; **18**, 2105 m, 29.07.2015; **19**, ‚Am Knie', 1250 m, 29.06.2017; **26**, Laufbichlsee, 2025 m, 05.07.2017; **27**, 1870 m, 06.07.2017; **27A**, 1350 m, 01.07.2021; **42B**, 1450 m, 26.06.2021] – auf ***Carex firma*** Host, **10**, Fiderepassscharte zum Saubuckel, 2130 m, 30.08.2017, H.KRU; **18**, 2105 m, 29.07.2015.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *Aster bellidiastrum* vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1930 m, 01.07.2017.

Puccinia galii-verni Ces., III
auf ***Galium album*** Mill., **41**, 1360 m, 24.06.2021, H.KRU.

Puccinia geranii-silvatici P. Karst., III
auf ***Geranium sylvaticum*** L., **17**, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1870 m, III, 30.06.2017, sowie Sperrbachtobel, 1720 m, 29.06.2017, H.KRU; **20**, Sperrbachtobel, 1850 m, 29.06.2021; **22**, 1995 m, 03.07.2017, H.KRU; **22A**, 2000 m, 28.06.2021, H.KRU; **22B**, Himmelecksattel, 2030 m, 28.06.2021; **26A**, 1980 m, 05.07.2017, H.KRU.

Genaue Funddaten zu dem vor diesen Nachweisen seit 1917 in D verschollenen Rostpilz finden sich in Kruse et al. (2019b). Auch ein Fund aus dem benachbarten Tirol (A) wird dabei gelistet. Mit Funden aus anderen Teilen der deutschen Alpen ist zu rechnen, da die Wirtspflanze, *Geranium sylvaticum,* weit verbreitet ist.

Puccinia globulariae DC., III **Abb. 31**
auf ***Globularia nudicaulis*** L., **9**, Im Wank, 1455 m, 29.08.2017, H.KRU; **11**, 1730 m; 31.08.2017, H.KRU; **20**, 1980 m, 01.07.2017, H.KRU.

Abb. 31 – Zahlreiche gelbbraune, ringförmig angeordnete *Puccinia globulariae*-Telien auf *Globularia nudicaulis*-Blättern.

Von diesem in D seit 1946 verschollenen Rostpilz (Huber & Poeverlein 1954) gibt es mehrere historische

Nachweise aus BY, BW und RP, wobei die Wirtspflanze entweder *Globularia bisnagarica* L. oder *G. cordifolia* L. war. Funde aus dem Allgäu finden sich nicht unter den historischen Angaben. Die oben genannte *G. nudicaulis* ist eine matrix nova. Der Rostpilzbefall tritt erst im Spätsommer auf. Beim Fund am 01.07 waren die Lager erst ganz schwach und jung ausgebildet.

Puccinia graminis Pers., 0, I

auf ***Berberis vulgaris*** L., **25A**, 960 m, 04.07.2017; **27A**, Wallrafweg, 1020 m, 06.07.2017 & 01.07.2021; **44**, 1430 m, 26.06.2021; **45**, 885 m, 25.06.2021, H.KRU.

Puccinia heraclei Grev., 0, I **Abb. 32**

auf ***Heracleum sphondylium*** subsp. ***elegans*** (Crantz) Schübl. & G. Martens, **42B**, Böser Tritt, 1640 m, 26.06.2021, H.KRU.

Abb. 32 – Die orangefarbenen *Puccinia heraclei*-Aezien sitzen zahlreich an den *Heracleum sphondylium*-Blattnerven und führen zu Verkrümmungen dieser.

Dieser seltene Rostpilz ist von der hier genannten Wirtspflanze bereits aus den Allgäuer Alpen (Oberstdorf) bekannt (Huber & Poeverlein 1954, Paul & Poelt 1954). Für die Region um Pfronten ist er neu. Die zahlreichen orangefarbenen Aezien, die sich mit einem Porus öffnen, deformierten die Blätter an verschiedenen Stellen.

[*Puccinia hieracii* (Röhl.) H. Mart., II

auf *Hieracium amplexicaule* L., **15**, 1900 m, 26.07.2015, H.KRU – auf *Hieracium murorum* L., **0**, 1375 m, 27.06.2021; **4**, 1125 m, 18.07.2017; **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, II, 19.07.2017; **5A**, SSO Grüntenhaus, Südhang, 1520 m, 20.07.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015; **19A**, ‚Auf den Wänden‘, 1870 m, 30.06.2017; **21**, 1930 m, 02.07.2017; **25C,** 1240 m, 28.06.2021; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1555m, 06.07.2017; **41**, 1540 m, 24.06.2021; **42B**, 1305 m, 26.06.2021 – auf *Hieracium lachenalii* C. C. Gmel., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **27A**, oberhalb Gaisalpe, 1230 m, 01.07.2021; **33A**, oberhalb Sölleralpe, 1535 m, 30.06.2021 (Wirt mit cf. Bestimmung); **38**, 1070 m, 02.07.2021] – auf ***Hieracium villosum*** Jacq., **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU; **22**, 1995 m, 03.07.2017, H.KRU.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *H. murorum* vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017.

Puccinia huteri Syd. & P. Syd., III

auf ***Saxifraga paniculata*** Mill., **19A**, Sperrbachtobel, 1540 m, 01.07.2017, H.KRU.

Dieser Pilz galt in D seit 1963 verschollen (Schröppel 1984). Genaue Funddaten siehe Kruse et al. (2019b). Von *S. paniculata* gab es bisher nur einen Nachweis aus BW (Poeverlein 1937).

[*Puccinia hysterium* (F. Strauss) Röhl.

auf *Tragopogon orientalis* L., **5**, zum Übelhorn, 1700 m, III, 19.07.2017 – auf *Tragopogon pratensis* agg., **5**, 1590 m, 0, I, III, 20.07.2017, H.KRU].

[*Puccinia impatientis* C. Schub., III

auf *Impatiens noli-tangere* L., **4**, 965 m, 18.07.2017].

Puccinia jaceae G. H. Otth, II

auf ***Centaurea jacea*** L., **38**, 1070 m, 02.07.2021, H.KRU.

Puccinia krupae Wróbl.

auf ***Crepis jacquinii* subsp. *kerneri*** (Rech.f.) Merxm., **10**, vom Saubuckel zur Kühgundalpe, 2020 m, II, III, 30.08.2017, H.KRU; **21**, 1805 m, 0, I, II, 29.07.2015, H.KRU; **26A**, Koblatsee, 1990 m, 0, I, 05.07.2017, H.KRU.

Ein seltener Rostpilz, der aktuell aus D nur aus den Berchtesgadener Alpen bekannt war (Kruse 2013). Historisch bereits aus der nähe des aktuellen Fundortes anhand einer Aufsammlung aus 1964 bekannt (Poelt 1981).

Puccinia lapsanae Fuckel

auf ***Lapsana communis*** L., **3**, 745 m, II, III, 18.07.2017; **25**, 850 m, II, 04.07.2017; **32**, 995 m, II, 30.06.2021, MI mit *Ramularia lapsanae;* **36**, 985 m, II, 01.07.2021.

[*Puccinia laschii* Lagerh.

auf *Cirsium oleraceum* (L.) Scop., **4**, 1260 m, II, 18.07.2017; **8A**, 1060 m, II, III, 29.08.2017, MI mit *Golovinomyces*

montagnei und *Phacellium vossianum*; **13**, oberhalb Petersalpe, 1340 m, II, 24.07.2015; **15**, 1780 m, II, 26.07.2015; **19**, 1055 m, II, 29.06.2017; **21**, 1935 m, II, 04.07.2017; **27A**, Gaisalptobelweg, 965 m, II, 01.07.2021; **40**, 1270 m, II, 02.07.2021] – auf ***Cirsium palustre*** (L.) Scop., **6**, Obere Schwandalpe, 1100 m, II, 20.07.2017; **11**, Mittelstation, 1750 m, II, III, 31.08.2017; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, II, 04.07.2017 – [auf *Cirsium spinosissimum* (L.) Scop., **10**, am Warmatsgundbach, 1790 m, II, 29.08.2017 & II, III, 31.08.2017, H.KRU; **10**, Saubuckel, 2030 m, II, III, 30.08.2017; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, III, 25.07.2015; **17**, Aufstieg Linkerskopf, 1920 m, II, III, 28.07.2015].

[*Puccinia leontodontis* Jacky

auf *Leontodon hispidus* L., **9**, 1325 m, II, 29.08.2017; **19A**, Sperrbachtobel, 1670 m, II, 29.06.2017; **19**, 1120 m, II, 29.06.2021; **30**, 825 m, II, 02.09.2019; **41**, 1040 m, II, 24.06.2021] – auf ***Leontodon incanus*** (L.) Schrank, **10**, vom Saubuckel zur Kühgundalpe, 2030 m, II, 30.08.2017, H.KRU; **27**, Richtung Gaisalpe, 1830 m, II, III, 06.07.2017 & 01.07.2021, H.KRU – auf ***Scorzoneroides helvetica*** (Mérat) Holub, **14**, 2080 m, II, 31.07.2015, H.KRU; **19A**, ‚Auf den Wänden‘, 1900 m, II, 30.06.2017, H.KRU; **22**, 1890 m, II, III, 03.07.2017, H.KRU; **26A**, 1980 m, II, 05.07.2017, H.KRU; **33A**, oberhalb Sölleralpe, 1660 m, II, 30.06.2021, H.KRU.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *Scorzoneroides helvetica* vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017.

Leontodon incanus ist ein seltener Wirt für diesen sonst vor allem auf *L. hispidus* und *Scorzoneroides autumnalis* weit verbreiteten Pilz. Die PWK mit *S. helvetica* ist neu für D. Auffällig waren die Verkrümmungen im Bereich der Mittelrippe der Grundblätter, die erst an die Ausbildung von Telien denken ließen. Im Mikroskop fanden sich aber nur Uredosporen, was auf die Ausbildung von sekundären Uredien hindeutet, die oftmals zu Verkrümmungen führen.

[*Puccinia maculosa* (F. Strauss) Röhl. s. str.

auf *Prenanthes purpurea* L., **4**, 995 m, II, III, 18.07.2017, H.KRU; **5**, Südhang zum Sendemast, 1575 m, II, III, 19.07.2017; **8A**, 1060 m, II, III, 29.08.2017; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1330 m, 0, I, 04.07.2017; **33**, 1430 m, 0, I, 30.06.2021; **39**, 1265 m, 0, I, 02.07.2021; **42A**, 980 m, 0, I, 26.06.2021].

[*Puccinia major* (Dietel) Dietel s. str.

auf *Crepis paludosa* (L.) Moench, **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 0, I, 19.07.2017; **9**, 1330 m, III, 29.08.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1340 m, 0, I, 24.07.2015; **15**, 1780 m, 0, I, 26.07.2015; **19**, 1120 m, 0, I, 29.06.2021; **19A**, ‘Untere Schneeflucht’, 1495 m, 0, I, 29.06.2017; **23A**, unterhalb Kühplätt, 1980 m, 0, I, 03.07.2017; **25C**, 1205 m, 0, I, 28.06.2021; **33**, Alpe Schrattenwang, 1380 m, 0, I, 30.06.2021; **38**, 1100 m, 0, I, 02.07.2021; **41**, 1360 m, 0, I, 24.06.2021].

Puccinia malvacearum Bertero ex Mont., III

auf ***Malva moschata*** L., **3**, Starzlachweg, 745 m, 18.07.2017.

[*Puccinia mei-mamillata* Semadeni]

auf ***Bistorta vivipara*** (L.) Delarbre, **10**, zur Fiderepassscharte, 2065 m, II, III, 30.08.2017, H.KRU – [auf *Ligusticum mutellina* (L.) Crantz, **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU; **19A**, ‘Auf den Wänden’, 1860 m, 0, I, 30.06.2017, H.KRU; **21**, 1930 m, 0, I, 02.07.2017; **26A**, 1980 m, 0, I, 05.07.2017].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *L. mutellina* vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017, H.KRU.

[*Puccinia menthae* Pers.]

auf ***Clinopodium vulgare*** L., **5**, zum Übelhorn, 1425 m, III, 20.07.2017; **9**, 1325 m, II, 29.08.2017, H.KRU – [auf *Mentha longifolia* (L.) L., **5**, unterhalb Grüntenhaus, 1510, III, 18.07.2017; **8**, 1055 m, III, 29.08.2017; **28**, Rundwanderweg, 905 m, II, 02.09.2019].

[*Puccinia montana* Fuckel

auf *Centaurea montana* L., **0**, 1190 m, II, 27.06.2021; **22**, 1890 m, III, 03.07.2017 & 28.06.2021 (II), H.KRU; **27**, Richtung Gaisalpe, 1870 m, III, 06.07.2017, H.KRU; **27A**, 1350 m, II, 01.07.2021; **47**, 965 m, II, 25.06.2021].

[*Puccinia montivaga* Bubák

auf *Hypochaeris uniflora* Vill., **15**, 1900 m, II, III, 26.07.2015, H.KRU; **22**, 1890 m, III, 03.07.2017, H.KRU].

[*Puccinia morthieri* Körn., III

auf *Geranium sylvaticum* L., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 24.07.2015, H.KRU; **17**, 1800 m, 28.07.2015; **19**, ‚Am Knie‘, 1250 m, 29.06.2017; **22**, 1890 m, 03.07.2017, H.KRU; **27A**, 1520 m, nahe Unterer Gaisalpsee, 06.07.2017; **40**, 1480 m, 02.07.2021].

Puccinia mougeotii Lagerh., III **Abb. 33**

auf ***Thesium alpinum*** L., **9**, Im Wank, 1455 m, 29.08.2017, H.KRU.

Abb. 33 – Mehrere fast schwarze *Puccinia mougeotii*-Telien, stellenweise noch von einem grauen Häutchen bedeckt, an einem *Thesium alpinum*-Stängel.

Seit 1935 galt diese Art in D als verschollen (Huber & Poeverlein 1956). Funde lagen vor allem aus dem Allgäu (Oberstdorf und Pfronten) vor (Brandenburger 1994). Auf der Gattung *Thesium* kommen in D insgesamt drei verschiedene Rostpilzarten vor: *Puccinia passerinii* J. Schröt., *P. thesii* Chaillet und *P. mougeotii*. Eine Bestimmung ist in der Regel schwierig und gelingt meist nur beim Vorhandensein von Telien. In diesem Stadium kann nach Mesosporen gesucht werden – ein wichtiges Unterscheidungsmerkmal zwischen den vorher genannten Rostpilzen.

[*Puccinia mulgedii* P. Syd. & Syd.

auf *Cicerbita alpina* (L.) Wallr., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, II, III, 19.07.2017, sowie Südhang zum Sendemast, 1575 m, II, III, 19.07.2017, H.KRU; **9**, 1305 m, II, III, 29.08.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 0, I, 24.07.2015; **15**, 1780 m, 0, I, 26.07.2015; **17**, 1800 m, 0, I, II, III, 28.07.2015; **19**, 1120 m, 0, I, 29.06.2017, sowie 1090 m, 0, I, 29.06.2021; **33**, 1330 m, 0, I, 30.06.2021; **39**, 1140 m, 0, I, 02.07.2021].

[*Puccinia obscura* J. Schröt. (in Jage et al. 2010b unter *P. luzulae-maximae*), II

auf *Luzula sylvatica* (Huds.) Gaudin, **4**, 1260 m, 18.07.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015; **17**, 1830 m, 28.07.2015].

Puccinia opizii Bubák, 0, I

auf ***Mycelis muralis*** (L.) Dumort., **4**, 1125 m, 18.07.2017.

[*Puccinia paludosa* Plowr.]

auf ***Parnassia palustris*** L., **33A**, 1535 m, 0, I, 30.06.2021, H.KRU.

Puccinia persistens-Gruppe

Hierunter fallen heterözische *Puccinia*-Grasroste mit diversen *Ranunculaceae*-Arten als Aezienwirt. Eine Bestimmung dieser Rostpilz beim alleinigen Vorliegen der Aezien ist meist nur schwer möglich, ohne den genauen Wechselpartner zu kennen. Die Gattung *Aconitum* wird von mehreren Rostpilzen befallen, die auf dem Wirt Spermogonien und Aezien verursachen. Dabei können diese auf auffällig gefärbten Blattflecken oder wenig auffällig an den Blättern sitzen. Die Aezien selbst können schüssel- oder becherförmig ausgebildet sein. Die Zuordnung zu den einzelnen Befällen wurde mit Hilfe mikroskopischer Analysen und dem Schlüssel in Klenke & Scholler (2015) vorgenommen. Aufgrund der oftmals eher schwammigen Merkmale und Überschneidungen sind mehrere Bestimmungen dieser Rostpilze unsicher und hier mit einem cf. versehen.

[*Puccinia actaeae-agropyri* E. Fisch. (in Jage et al. 2010b unter *Puccinia persistens*)

auf *Aconitum napellus* L., **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 0, I, 01.07.2017, H.KRU – auf *Actaea spicata* L., **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 0, I, 01.07.2017, H.KRU] – auf ***Elymus caninus*** (L.) L., **9**, 1330 m, II, III, 29.08.2017, H.KRU.

Puccinia actaeae-elymi Mayor. (in Jage et al. 2010b unter *Puccinia persistens*)

auf *Aconitum napellus* L., **19**, ‚Am Knie', 1260 m, 0, I, 29.06.2017; **10**, am Warmatsgundbach, 1930 m, 0, I, 31.08.2017, H.KRU; **25B**, 1140 m, 0, I, 28.06.2021, H.KRU; **33**, 1460 m, 0, I, 30.06.2021, H.KRU (Pilzbestimmung als cf.); **38**, 1130 m, 0, I, 02.07.2021 (Pilzbestimmung als cf.); **41**, 1360 m, 0, I, 24.06.2021, H.KRU (Pilzbestimmung als cf.) – auf ***Actaea spicata*** L., **33**, 1460 m, 0, I, 30.06.2021, H.KRU (Pilzbestimmung als cf.) – auf ***Hordelymus europaeus*** (L.) Jessen ex Harz, **9**, 1305 m, II, III, 29.08.2017, H.KRU.

Puccinia aconiti-rubrae Lüdi (in Jage et al. 2010b unter *Puccinia persistens*)

auf *Aconitum napellus* L., **17**, 2020 m, 0, I, 28.07.2015, H.KRU.

Puccinia* cf. *petasites-pendulae Gäum.

auf ***Petasites albus*** (L.) Gaertn., **41**, 1165 m, 24.06.2021, H.KRU.

Eine genaue Wirtsbestimmung eines Rostpilzes beim Vorliegen von Aezien auf der Gattung *Petasites* ist meist selbst nach mikroskopischer Analyse nur schwer machbar (Klenke & Scholler 2015). Zwar sind die

Aeziosporen mit 17-19 µm eher klein, liegen aber im Überschneidungsbereich mit Arten aus der *P. poarum*-Gruppe. Abfallende Plättchen gibt es sowohl in der *Puccinia dioicae*-Gruppe, zu der *P. petasites-pendulae* gehört, als auch in der *P. poarum*-Gruppe. Dass neben der befallenen Pflanze mehrere *Carex pendula*-Pflanzen standen unterstützt aber die Bestimmung.

Puccinia phragmitis (Schumach.) Körn.

auf ***Rumex acetosa*** L., **25**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, 0, I, 04.07.2017 – auf ***Rumex obtusifolius*** L., **32**, 995 m, 0, I, 30.06.2021; **35**, 990 m, 0, I, 01.07.2021.

Puccinia picridis Hazsl., II

auf ***Picris hieracioides*** L., **6**, Obere Schwandalpe, 1320 m, 20.07.2017.

Puccinia piloselloidarum Probst, II

auf ***Pilosella lactucella*** (Wallr.) P. D. Sell & C. West, **14**, 2080 m, 31.07.2015, H.KRU.

[*Puccinia pimpinellae* (F. Strauss) Röhl.

auf *Pimpinella major* subsp. *rubra* (Hoppe) O. Schwarz, **15**, 1770 m, II, III, 26.07.2015, H.KRU – auf *Pimpinella major* (L.) Huds., **1A**, 1490 m, 0, I, 27.06.2021, H.KRU, sowie 1395 m, 0, I, II, 27.06.2021; **4**, 995 m, II, 18.07.2017; **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 0, I, 19.07.2017; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, II, III, 31.08.2017; **19A**, Sperrbachtobel, 1540 m, II, 29.06.2017; **22**, 1890 m, 0, I, 03.07.2017 & 28.06.2021; **25B**, 1100 m, II, 28.06.2021, H.KRU; **27**, 1905 m, 0, I, 06.07.2017; **27A**, 1275 m, 0, I, 01.07.2021; **33**, 1140 m, II, 30.06.2021; **42B**, Böser Tritt, 1600 m, 0, I, 26.06.2021, H.KRU].

[*Puccinia poarum*-Gruppe (in Jage et al. 2010b unter var. *petasiti-pulchellae*), 0, I

auf *Petasites albus* (L.) Gaertn., **0**, 1220 m, 27.06.2021, H.KRU; **8A**, 1060 m, 29.08.2017; **19**, 1090 m, 29.06.2017 & 29.06.2021; **25C**, 1205 m, 28.06.2021, H.KRU; **27A**, Gaisalptobelweg, 1000 m, 01.07.2021; **33**, 1330 m, 30.06.2021; **39**, 1140 m, 02.07.2021; **41**, 1065 m, 24.06.2021, H. KRU; **42A**, 930 m, 26.06.2021] – auf ***Petasites hybridus*** (L.) G. Gaertn., B. Mey. & Scherb., **19**, 990 m, 29.06.2017 – [auf *Petasites paradoxus* (Retz.) Baumg., **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, 31.08.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 24.07.2015; **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU; **19**, 1120 m, 29.06.2017; **22**, 1945 m, 03.07.2017; **25C**, 1485 m, 28.06.2021, H.KRU; **27**, 1850 m, 06.07.2017; **27A**, 1275 m, 01.07.2021; **33**, 1460 m, 30.06.2021; **36**, 905 m, 01.07.2021; **38**, 1105 m, 02.07.2021].

An *Petasites paradoxus* auch auf österreichischer Seite: Tirol, Geröllflur um Bad Kissinger Hütte, MTB 8429/32, 1785 m, 0, I, 26.06.2021, H.KRU.

[*Puccinia poarum* Nielsen s. str., 0, I

auf *Tussilago farfara* L., **0**, 1390 m, 27.06.2021; **3**, 960 m, 18.07.2017; **4**, 1260 m, 18.07.2017; **7**, Talstation, 910 m, 29.08.2017; **15**, 1780 m, 26.07.2015; **19**, 1055 m, 29.06.2017 & 29.06.2021; **21**, 1930 m, 02.07.2017; **22**, 1935 m, 28.06.2021; **24**, 1815 m, 04.07.2017; **33**, 1035 m, 30.06.2021; **36**, 1075 m, 01.07.2021; **39**, 1140 m, 02.07.2021; **41**, 1065 m, 24.06.2021, H.KRU; **42A**, Reichenbachklamm, 1120 m, 26.06.2021; **46**, 1065 m, 25.06.2021].

[*Puccinia polygoni-vivipari* P. Karst.

auf *Bistorta vivipara* (L.) Delarbre, **1A**, 1335 m, II, III, 27.06.2021, H.KRU; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, II, III, 25.07.2015, H.KRU; **25A**, 930 m, III, 28.06.2021, H.KRU; **27A**, oberhalb Gaisalpe, 1225 m, II, III, 01.07.2021, H.KRU].

[*Puccinia pozzii* Semadeni, III

auf *Chaerophyllum hirsutum* L., **41**, 1360 m, 24.06.2021, H.KRU].

Weiterer Nachweis dieses in D seltenen Pilzes aus den Allgäuer Alpen.

[*Puccinia praecox* Bubák

auf *Crepis biennis* L., **3**, 745 m, II, III, 18.07.2017; **27A**, unterhalb Gaisalpe, 1140 m, II, 01.07.2021; **30**, 825 m, II, 02.09.2019; **36**, 905 m, II, 01.07.2021; **41**, 1040 m, II, 24.06.2021].

Puccinia pulverulenta Grev.

auf ***Epilobium alpestre*** (Jacq.) Krock., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, II, 19.07.2017, H.KRU; **20**, Sperrbachtobel, 1850 m, 0, I, 29.06.2021 (Wirtsbestimmung mit cf.) – auf ***Epilobium montanum*** L., **3**, am Mühlbach entlang, 740 m, II, 18.07.2017, H.KRU, mit viel Hyperparasit *Sphaerellopsis filum* – auf ***Epilobium palustre*** L., **41**, 1360 m, 0, I, 24.06.2021, H.KRU – auf *Epilobium* sp., **39**, 1475 m, 0, I, 02.07.2021.

[*Puccinia punctata* Link]

auf ***Galium album*** Mill., **3**, Uferbereich N Starzlach, 755 m, II, III, 18.07.2017; **5**, Südhang zum Sendemast, 1575 m, II, 19.07.2017 – auf ***Galium anisophyllon*** Vill. **s. str**., **4**, 1260 m, II, 18.07.2017; **5**, 1545 m, II, 19.07.2017; **18**, Gipfelbereich, 2425 m, II, 29.07.2015, H.KRU; **27**, 1830 m, 0, I, 06.07.2017, H.KRU; **41A**, 1580 m, II, 24.06.2021, H.KRU.

Puccinia prunellarum-moliniae P. Cruchet, 0, I

auf ***Prunella grandiflora*** (L.) Scholler, **25A**, 930 m, 28.06.2021, H.KRU; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1460 m, 06.07.2017 & 01.07.2021, H.KRU.

In Kruse et al. (2018c) wurden die ersten rezenten Nachweise dieses Rostpilzes seit 1947 auf *Prunella*

vulgaris und *P. grandiflora* (s. o.) in einem Portrait vorgestellt. 2021 wurde an derselben Stelle das Vorkommen nahe Unterer Gaisalpsee bestätigt und ein weiteres Vorkommen im Oytal nachgewiesen.

Puccinia pygmaea Erikss., II, III

auf ***Calamagrostis varia*** (Schrad.) Host, **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, 31.08.2017, H.KRU – auf ***Calamagrostis villosa*** (Chaix ex Vill.) J. F. Gmel., **9**, 1330 m, 29.08.2017, H.KRU.

Puccinia retifera Lindr.

auf ***Chaerophyllum aureum*** L., **5**, Südhang zum Sendemast, 1575 m, II, III, 19.07.2017, H.KRU – auf ***Chaerophyllum hirsutum*** L. **s. str.**, **19A**, Sperrbachtobel, 1540 m, 0, I ,II, 29.06.2017, H.KRU.

[*Puccinia salviae* Unger, III

auf *Salvia glutinosa* L., **4**, 965 m, 18.07.2017; **8A**, 1060 m, 29.08.2017, H.KRU; **9**, 1305 m, 29.08.2017; **13A**, 1020 m, 01.08.2015].

Puccinia saniculae Grev. **Abb. 34**

auf ***Sanicula europaea*** L., **9**, 1305 m, II, III, 29.08.2017, H.KRU; **13**, 1110 m, II, 01.08.2015, H.KRU.

Abb. 34 – Kleine, unauffällige, zimtbraune *Puccinia saniculae*-Uredien auf einer *Sanicula europaea*-Blattunterseite.

Ein Rostpilz, von dem es historisch gesehen zahlreiche Funde gibt (Brandenburger 1994), rezent ist die Art aber nur noch von wenigen Standorten bekannt. Der Großteil der rezenten Funde stammt aus den bayerischen Alpen (z.B. Kruse 2013).

Puccinia sessilis W. G. Schneid.

auf ***Festuca ovina* agg.**, **10**, am Warmatsgundbach, 1930 m, III, 31.08.2017, H.KRU – auf ***Polygonatum verticillatum*** (L.) All., **41**, 1065 m, 0, I, 24.06.2021, H.KRU.

Puccinia silvatica J. Schröt., 0, I **Abb. 35**

auf ***Senecio alpinus*** (L.) Scop., **39A**, 1830 m, 02.07.2021, H.KRU, stellenweise MI mit *Puccinia expansa*.

Abb. 35 – *Puccinia silvatica*-Aezien auf einem *Senecio alpinus*-Blatt. a. Habitus, sowie mittig eine Gruppe dunkelbrauner *Puccinia expansa*-Telien, b. Detail der in Gruppen angeordneten, becherförmigen Aezien.

In einem Schneetälchen fanden sich auf den Grundblättern der Wirtspflanze neben zahlreichen in Gruppen angeordneten Aezien auch Blätter die zusätzlich dunkelbraune *Puccinia expansa*-Telien ausgebildet hatten.

[*Puccinia soldanellae* (DC.) Fuckel

auf *Soldanella alpina* L., **1**, 1560 m, 0, I, III, 21.06.2013, H.KRU; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 0, I, 25.07.2015, H.KRU; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1860 m, 0, I, 30.06.2017; **22,** 1900 m, 0, I, 28.06.2021; **27**, 1980 m, 0, I, 05.07.2017, H.KRU].

[*Puccinia suaveolens* (Pers.) Rostr. (Syn: *P. punctiformis* (F. Strauss) Röhl.)

auf *Cirsium arvense* (L.) Scop., **36**, 895 m, 0, 01.07.2021; **41**, 1240 m, II, 24.06.2021].

Puccinia symphyti-bromorum Fr. Müll., II

auf ***Bromus erectus*** Huds., **45**, 880 m, 25.06.2021; **46**, 1150 m, 25.06.2021.

[*Puccinia taraxaci* Plowr., II

auf *Taraxacum* sect. *Ruderalia* Kirschner, H. Øllg. & Štěpánek, **3**, 745 m, 18.07.2017; **5**, 1545 m, 19.07.2017; **11**, am Warmatsgundbach, 1835 m, 31.08.2017; **25A**, 920 m, 04.07.2017; **30**, 825 m, 02.09.2019; **38**, 1100 m, 02.07.2021].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *Taraxacum* vor, eventuell sogar einer alpinen Sippe, was allerdings ohne Blüten bzw. Achänen

nicht zu klären ist: Tirol, Bezirk Reutte, Wanderweg von Rappenseehütte zum Hohen Licht, Geröllflur, MTB 8727/21, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU.

Puccinia thlaspeos C. Schub., III

auf ***Noccaea rotundifolia*** (L.) Moench, **18**, 2290 m, 29.07.2015, H.KRU.

Von der österreichischen Seite liegen zwei weitere Beobachtungen dieser PWK vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 2010 m, 01.07.2017, H.KRU, sowie Bezirk Reutte, Wanderweg von Rappenseehütte zum Hohen Licht, Geröllflur, MTB 8727/21, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU.

Puccinia tirolensis Zwetko, II

auf ***Carex digitata*** L., **35A**, 1010 m, 30.06.2021; **45**, 890 m, 25.06.2021 – auf ***Carex ornithopoda*** Willd. subsp. ***ornithopoda,*** **41**, 1200 m, 24.06.2021.

[*Puccinia urticata*-Gruppe, 0, I

auf *Urtica dioica* L., **0**, 1150 m, 27.06.2021; **19**, 1120 m, 29.06.2017 & 29.06.2021, H.KRU, sowie 1055 m, 29.06.2021, H.KRU; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1090 m, 04.07.2017; **27A**, unterhalb Richteralpe, 1090 m, 06.07.2017, sowie Wiesenweg, 925 m, 01.07.2021; **33**, 1035 m, 30.06.2021; **36**, 895 m, 01.07.2021; **37**, 1070 m, 02.07.2021; **41**, 1065 m, 24.06.2021, H.KRU; **42A**, 870 m, 26.06.2021; **45**, 955 m, 25.06.2021; **45A**, 1480m, 25.06.2021, H.KRU].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtungen dieser PWK vor: Tirol, Geröllflur um Bad Kissinger Hütte, MTB 8429/32, 1785 m, 26.06.2021.

Puccinia urticae-flaccae Hasler, II, III

auf ***Carex flacca*** Schreb., **36**, 905 m, 01.07.2021, H.KRU.

Puccinia urticae-hirtae Kleb., II, III

auf ***Carex hirta*** L., **32**, 995 m, 30.06.2021; **36**, 895 m, 01.07.2021 (neben mit Spermogonien und Aezien infizierter Brennnessel).

Puccinia veronicae J. Schröt., III

auf ***Veronica montana*** L., **8A**, 1225 m, 29.08.2017.

[*Puccinia veronicarum* DC., III

auf *Veronica urticifolia* Jacq., **13**, 1110 m, 01.08.2015, H.KRU].

[*Puccinia violae* DC.

auf *Viola reichenbachiana* Jordan ex Boreau, **25**, 880 m, I, II, 04.07.2017; **27A**, Gaisalptobelweg, 1000 m, I, II, 01.07.2021 (Wirtsbestimmung mit cf.); **35**, 1110 m, II, 30.06.2021 (Wirtsbestimmung mit cf.)].

[*Puccinia virgae-aureae* (DC.) Lib., III

auf *Solidago virgaurea* L., **9**, Im Wank, 1550 m, 29.08.2017, H.KRU; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, 31.08.2017, H.KRU; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU; **22A**, Gipfelbereich Laufbacher Eck, 2075 m, 03.07.2017, H.KRU].

Aus D ist dieser Rostpilz aktuell nur noch aus den Allgäuer Alpen bekannt. Nach dem ersten aktuellen Nachweis von 2008 (Jage et al. 2010b) werden hier weitere Meldungen von verschiedenen Fundpunkten aus den Allgäuer Alpen gelistet.

[*Puccinia willemetiae* Bubák

auf *Willemetia stipitata* (Jacq.) Dalla Torre, **1A**, 1395 m, 0, I, 27.06.2021; **17**, Enzianhütte, 1830 m, 0, I, 28.07.2015; **33,** Alpe Schrattenwang, 1380 m, 0, I, 30.06.2021; **39A**, 1830 m, 0, I, 02.07.2021; **41**, 1360 m, 0, I, 24.06.2021, H.KRU; **42B**, 1305 m, 0, I, 26.06.2021].

[*Pucciniastrum circaeae* (G. Winter) Speg.], II

auf ***Circaea alpina*** L., **28**, Rundwanderweg, 850 m, 02.09.2019 – auf ***Circaea lutetiana*** L., **36**, 1145 m, 01.07.2021.

[*Pucciniastrum epilobii* (Pers.) G. H. Otth, II

auf *Epilobium ciliatum* Rafin., **7**, Talstation, 910 m, 29.08.2017] – auf ***Epilobium montanum*** L., **42B**, 1240 m, 26.06.2021 – auf ***Epilobium palustre*** L., **41**, 1360 m, 24.06.2021, H.KRU – auf ***Epilobium parviflorum*** Schreb., **46**, 980 m, 25.06.2021, H.KRU – auf ***Epilobium tetragonum*** L., **3**, am Mühlbach entlang. 740 m, 20.07.2017; **35**, 1000 m, 01.07.2021 (Wirtsbestimmung mit cf) – auf ***Epilobium*** sp., **35**, 1170 m, 30.06.2021.

[*Thekopsora areolata* (Fr.) Magnus, II

auf *Prunus padus* L. subsp. *padus*, **3**, 745 m, 18.07.2017; **19A**, 'Untere Schneeflucht', 1440 m, 29.06.2017; **28A**, Rundwanderweg, 945 m, 02.09.2019; **35**, 980 m, 01.07.2021; **38**, 1085 m, 02.07.2021; **42**, 850 m, 26.06.2021; **47**, 965 m, 25.06.2021].

[*Thekopsora guttata* (J. Schröt.) P. Syd. & Syd., II]

auf ***Galium anisophyllon*** Vill., **41**, 1540 m, 24.06.2021 – [auf *Galium odoratum* (L.) Scop., **8A**, 1225 m, 29.08.2017].

Thekopsora sparsa (G. Winter) Magnus, II **Abb. 36**

auf ***Arctostaphylos alpinus*** (L.) Spreng., **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, 31.08.2017, H.KRU.

Abb. 36 – *Thekopsora sparsa* an *Arctostaphylos alpinus*-Blättern. a. Durch den Befall deutlich sichtbare rote Blattflecken, b. Auf der Blattunterseite sind zahlreiche pustelförmige und orangefarbene Uredien ausgebildet.

Im Rahmen der gezielten Nachsuche verschollener Kleinpilze in den Alpen wurde beim Spätsommer/Frühherbst Termin dieser seit 1947 in D verschollene Rostpilz wiedergefunden. Der Befall war bereits von weitem zu sehen, denn die Blätter wiesen zahlreiche rote Flecken auf, auf deren Unterseite die orangefarbenen Uredien zu finden waren. Dennoch kam der Befall nur an einer einzigen Stelle vor, obwohl die Wirtsart in der Ecke immer mal wieder zu finden war. Aus der Region Oberstdorf gab es bereits einen Nachweis von 1902, aber aus dem benachbarten MTB/Q (Poeverlein & v.Schoenau 1929). Eine Nachsuche erfolgte auch am zuletzt bekannten Fundort des Rostpilzes am Grünten bei Burgberg. Hier war eine der größten Schwierigkeiten überhaupt Populationen der Wirtspflanze zu finden. Im Vorhinein wurden die bisher bekannten Populationen von A. Zehm mitgeteilt. Es konnten nur wenige Pflanzen nachgewiesen werden, die aber alle gesund waren.

[*Trachyspora alchemillae* (Pers.) Fuckel, Syn: *T. intrusa* (Grev.) Arthur]

auf *Alchemilla monticola* Opiz, **41**, 1540 m, II, 24.06.2021 – auf *Alchemilla vulgaris* agg., **0**, 1150 m, II, 27.06.2021; **1**, 1560 m, II, 21.06.2013; **2**, 1160 m, II, 21.06.2013; **5**, 1545 m, III, 19.07.2017, H.KRU; **10**, am Warmatsgundbach, 1930 m, III, 31.08.2017; **19A**, 1055 m, II, 29.06.2017; **19**, 1260 m, II, 29.06.2021; **21**, 1990 m, II, 02.07.2017; **22**, 1905 m, II, 28.06.2021; **27A**, unterhalb Gaisalpe, 1140 m, II, 01.07.2021; **33**, 1140 m, II, 30.06.2021; **34**, Umgebung Berggasthof Hochleite, 1180 m, II, 30.06.2021; **37**, 1070 m, II, 02.07.2021; **42B**, 1305 m, II, 26.06.2021; **46**, Himmelreich, 1200 m, II, 25.06.2021].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung dieser PWK vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1990 m, 01.07.2017.

[*Trachyspora melospora* (Therry) Tranzschel

auf *Alchemilla alpigena* Buser, **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, III, 26.07.2015; **17**, Aufstieg Linkerskopf, 1920 m, III, 28.07.2015; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1900 m, III, 30.06.2017, H.KRU; **24**, 1640 m, III, 04.07.2017, H.KRU; **27**, 1830 m, III, 06.07.2017, H.KRU; **27A**, 1410 m, III, 01.07.2021 – auf *Alchemilla hoppeana* agg., **10**, Saubuckel, 2030 m, III, 30.08.2017; **41A**, 1580 m, II, 24.06.2021; **44**, 1765 m, III, 26.06.2021 – auf *Alchemilla nitida* Buser, **5**, 1545 m, III, 19.07.2017, H.KRU].

[*Triphragmium ulmariae* (DC.) Link, II

auf *Filipendula ulmaria* (L.) Maxim., **2**, 1160 m, 21.06.2013; **27A**, Wallrafweg, 1090 m, 01.07.2021; **35A**, 1010 m, 30.06.2021; **38**, 1070 m, 02.07.2021].

Uredo alpestris J. Schröt., II

auf ***Viola biflora*** L., **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 24.07.2015, H.KRU; **19**, ‚Am Knie', 1260 m, 29.06.2017, H.KRU; **39**, 1150 m, 02.07.2021, H.KRU.

[*Uromyces anthyllidis* (Grev.) J. Schröt.]

auf *Anthyllis vulneraria* subsp. *alpicola* (Brügger) Gutermann, **5**, Geröll am Übelhorn, 1700 m, II, 19.07.2017; **10**, zur Fiderepassscharte, 2100 m, II, III, 30.08.2017, H.KRU, mit viel Hyperparasit *Sphaerellopsis filum*; **18**, 2105 m, II, 29.07.2015, H.KRU; **19A**, Sperrbachtobel, 1540 m, II, III, 01.07.2017, H.KRU; **23**, unterhalb Lachenkopf, 2015 m, II, 03.07.2017, H.KRU; **26**, nahe Laufbichlsee, 2005 m, II, 05.07.2017 – [auf *Anthyllis vulneraria* L. s. l., **15**, 1770 m, II, 26.07.2015; **17**, Aufstieg Linkerskopf, 1920 m, II, 28.07.2015].

[*Uromyces auriculae* A. Buchheim, 0, I

auf *Primula auricula* L., **23**, unterhalb Lachenkopf, 2015 m, 03.07.2017, H.KRU; **27**, 1830 m, 06.07.2017, H.KRU; **39A**, 1840 m, 02.07.2021; **41A**, 1615 m, 24.06.2021, H.KRU].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung dieser PWK vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 1890 m, 01.07.2017, H.KRU.

[*Uromyces cacaliae* (DC.) Unger, III

auf *Adenostyles alliariae* (Gouan) A. Kern., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **15**, 1780 m, 26.07.2015, H.KRU; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1860 m, 30.06.2017, H.KRU; **22**, 1890 m, 03.07.2017, H.KRU; **39**, 1145 m, 02.07.2021 – auf *Adenostyles alpina* (L.) Bluff

& Fingerh., **17**, Enzianhütte, 1830 m, 28.07.2015, H.KRU; **42A**, Reichenbachklamm, 1020 m, 26.06.2021; **45**, 1300 m, 25.06.2021, H.KRU].

[*Uromyces caricis-sempervirentis* E. Fisch.]
auf ***Carex sempervirens*** Vill., **10**, zur Fiderepassscharte, 2065 m, III, 30.08.2017, H.KRU; **15**, 1780 m, II, III, 26.07.2015, H.KRU; **22**, 1905 m, III, 28.06.2021; **44**, 1765 m, II, III, 26.06.2021, mit dem Hyperparasit *Sphaerellopsis filum* – [auf *Phyteuma orbiculare* L., **0**, 1270 m, 0, I, 27.06.2021; **15**, westlich Rappenseehütte, 1900 m, 0, I, 26.07.2015, H.KRU; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1870 m, 0, I, 30.06.2017; **21**, 1930 m, 0, I, 02.07.2017, H.KRU; **22**, 1890 m, 0, I, 03.07.2017 & 28.06.2021; **25C**, 1370 m, 0, I, 28.06.2021; **26A**, 1980 m, 0, I, 05.07.2017; **27**, 1830 m, 0, I, 06.07.2017; **27A**, 1275 m, 0, I, 01.07.2021; **40**, 1570 m, 0, I, 02.07.2021; **42B**, Böser Tritt, 1450 m, 0, I, 26.06.2021; **40**, 1570 m, 0, I, 02.07.2021; **44**, 1430 m, 0, I, 26.06.2021; **45**, 1340 m, 0, I, 25.06.2021; **45A**, 1480m, 0, I, 25.06.2021].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *Ph. orbiculare* vor: Tirol, ca. 3 km N Windegg, Spielmannsau, S Kemptner Hütte, Wanderweg 438, Rundweg über Mädelejoch, MTB 8628/33, 2010 m, 01.07.2017.

[*Uromyces croci* Pass., III
auf *Crocus albiflorus* Kit., **1A**, 1335 m, 27.06.2021, H.KRU].

Bestätigung des bereits 2008 hier nachgewiesenen Rostpilzes. Damals handelte es sich um den Erstnachweis für D (Jage et al. 2010b).

[*Uromyces dactylidis* G. H. Otth], II, III
auf ***Dactylis glomerata*** L., **5**, 1545 m, 19.07.2017, H.KRU.

Uromyces fallens (Arthur) F. Kern ex Barthol.
auf ***Trifolium pratense*** L., **5**, 1545 m, II, 19.07.2017, H.KRU; **42B**, Böser Tritt, 1640 m, 0, I, 26.06.2021, H.KRU.

[*Uromyces geranii* (DC.) Fr.
auf *Geranium sylvaticum* L., **2**, 1160 m, I, II, 21.06.2013, H.KRU; **5**, 1545 m, II, 19.07.2017; **7**, 910 m, II, 29.08.2017; **19**, 1055 m, II, 29.06.2017, sowie 1090 m, 0, I, 29.06.2021; **33**, 1140 m, 0, I, 30.06.2021; **39**, 1370 m, 0, I, 02.07.2021; **40**, 1605 m, 0, I, 02.07.2021; **41**, 1040 m, 0, I, 24.06.2021; **42B**, Böser Tritt, 1640 m, 0, I, 26.06.2021; **47**, 965 m, II, 25.06.2021].

[*Uromyces hedysari-obscuri* (DC.) Carestia & Picc.
auf *Hedysarum hedysaroides* (L.) Schinz & Thell., **10**, am Warmatsgundbach, 1790 m, III, 29.08.2017; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, 0, I, III, 31.08.2017, H.KRU; **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 0, I, 25.07.2015, H.KRU; **15**, 1770 m, 0, I, 26.07.2015; **17**, 2020 m, 0, I, III, 28.07.2015; **19A**, Sperrbachtobel, 1720 m, 0, I, 01.07.2017, H.KRU; **22**, 1890 m, 0, I, 03.07.2017; **27**, 1830 m, 0, I, 06.07.2017; **39**, 1370 m, 0, I, 02.07.2021].

Uromyces inaequialtus Lasch, 0, I
auf ***Silene nutans*** L., **22A**, Gipfelbereich Laufbacher Eck, 2075 m, 03.07.2017, H.KRU.

[*Uromyces japonicus* Berk. & M. A. Curtis
auf *Allium victorialis* L., **17**, 1800 m, 0, I, III, 28.07.2015, H.KRU; **19**, 1260 m, 0, I, 29.06.2021; **22**, 1890 m, 0, I, 03.07.2017 & 28.06.2021, H.KRU; **43**, 1780 m, 0, I, 26.06.2021, H.KRU].

[*Uromyces lapponicus* Lagerh.
auf *Astragalus alpinus* L., **22**, 1945 m, 0, I, 03.07.2017, H.KRU; **27**, 1830 m, 0, I, 06.07.2017, H.KRU] – auf ***Astragalus australis*** (L.) Lam., **10**, am Warmatsgundbach, 1875 m, 0, 31.08.2017, H.KRU.

In Jage et al. (2010b) wird angemerkt, dass dieser Pilz in D auf *A. australis* zu suchen ist – 2017 gelang dann der erste Nachweis dieses sehr seltenen Rostpilzes auf dem Wirt.

[*Uromyces lycoctoni* (Kalchbr.) Trotter
auf *Aconitum lycoctonum* L., **9**, Im Wank, 1550 m, III, 29.08.2017, H.KRU; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1690 m, III, 31.08.2017, H.KRU; **13**, 1550 m, III, 01.08.2015, H.KRU; **19A**, ‚Untere Schneeflucht', 1440 m, 0, I, 01.07.2017; **19**, 1090 m, 0, I, 29.06.2021; **25B**, 1100 m, 0, I, 28.06.2021, H.KRU; **27A**, Gaisalptobelweg, 1000 m, II, III, 01.07.2021, H.KRU; **38**, 1100 m, 0, I, 02.07.2021, H.KRU; **42B**, 1285 m, 0, I, 26.06.2021, H.KRU; **47**, 960 m, 0, I, 25.06.2021, H.KRU].

Uromyces phacae-frigidae (Wahlenb.) Har., III
auf *Astragalus frigidus* (L.) A. Gray, **10**, am Warmatsgundbach, 1880 m, 29.08.2017, H.KRU.

Dieser letzmalig 1973 im Allgäu nachgewiesene Rostpilz (Schröppel 1980) konnte ebenfalls im Rahmen der Nachsuche wiedergefunden werden. Die Lager waren allerdings noch recht jung, ein späterer Termin für die Erfassung weitere Fundstellen ist förderlich.

[*Uromyces minor* J. Schröt., 0, I
auf *Trifolium montanum* L., **45**, 890 m, 25.06.2021, H.KRU].

Uromyces phlei-michelii P. Cruchet
auf ***Phleum rhaeticum*** (Humphries) Rauschert, **5**,

Nordhang Hochwarte, 1700 m, II, III, 19.07.2017, H.KRU; **14**, 2080 m, III, 31.07.2015, H.KRU.

Es handelt sich um die beiden ersten Nachweise dieses Rostpilzes für D. Ausführlich vorgestellt wurde die Art in Kruse et al. (2018d). In anderen Alpenregionen sollte zukünftig auf diese Art geachtet werden.

[*Uromyces phyteumarum* (DC.) Unger, III]

auf ***Phyteuma hemisphaericum*** L., **14**, nahe Rappensee, 2080 m, 31.07.2015, H.KRU – auf ***Phyteuma ovatum*** Honck., **5**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU – [auf *Phyteuma spicatum* L., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, III, 19.07.2017, H.KRU].

Uromyces rumicis (Schumach.) G. Winter, II

auf ***Rumex obtusifolius*** L., **4**, 965 m, 18.07.2017.

Uromyces scutellatus (Schrank) Lév., III

auf ***Euphorbia cyparissias*** L., **19A**, Sperrbachtobel, 1720 m, III, 29.06.2017, H.KRU.

Uromyces striolatus Tranzschel **Abb. 37**

auf ***Euphorbia cyparissias*** L., **19A**, Sperrbachtobel, 1720 m, III, 29.06.2017, H.KRU & 1750 m, III, 29.06.2017, H.KRU & 29.06.2021, H.KRU.

Erste Nachweise dieses in D sehr seltenen Rostpilzes aus den Allgäuer Alpen. Seit 2017 kommt die Art am Sperrbachtobel vor. Der Pilz wurde durch S. Ploch mittels Sequenzierung der LSU bestätigt.

Abb. 37 – Pustelförmige, braune *Uromyces striolatus*-Telien auf *Euphorbia cyparissias*-Blattunterseiten.

Uromyces trifolii-repentis Liro

auf ***Trifolium repens*** L., **0**, 1180 m, 0, I, 27.06.2021; **3**, 754 m, II, III, 18.07.2017; **5**, 1545 m, II, 19.07.2017; **27A**, oberhalb Gaisalpe, 1225 m, 0, I, 01.07.2021.

[*Uromyces valerianae* Fuckel]

auf ***Valeriana dioica*** L., **41**, 1360 m, 24.06.2021, H.KRU – auf ***Valeriana excelsa*** Poir., **41**, 1040 m, 0, I, 24.06.2021, H.KRU; **46**, 980 m, II, 25.06.2021 – [auf *Valeriana montana* L., **1A**, 1490 m, 0, I, 27.06.2021, H.KRU; **8A**, 1225 m, II, 29.08.2017, H.KRU; **15**, 1770 m, II, 26.07.2015, H.KRU; **17**, Enzianhütte, 1830 m, 0, I, 28.07.2015, H.KRU – auf *Valeriana officinalis* L. s. l., **5**, 1545 m, II, 19.07.2017; **6**, 1340 m, II, 20.07.2015; **9**, 1330 m, II, 29.08.2017; **25**, II, 880 m, 04.07.2017 – auf *Valeriana tripteris* L., **8A**, 1225 m, II, 29.08.2017; **27A**, Wiesenweg, 920 m, II, 01.07.2021; **33**, 1460 m, 0, I, 30.06.2021; **45**, 1165 m, 0, I, II, 25.06.2021, H.KRU].

[*Uromyces veratri* (DC.) J. Schröt.

auf *Adenostyles alliariae* (Gouan) A. Kern., **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 0, I, 24.07.2015; **17**, 1800 m, 0, I, 28.07.2015; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1860 m, 0, I, 30.06.2017; **27**, 1870 m, 0, I, 06.07.2017; **40**, 1480 m, 0, I, 02.07.2021 – auf *Adenostyles alpina* (L.) Bluff & Fingerh., **27A**, Gaisalptobelweg, 965 m, 0, I, 01.07.2021; **42B**, Böser Tritt, 1640 m, 0, I, 26.06.2021; **45A**, 1425m, 0, I, 25.06.2021, H.KRU (*Veratrum* direkt daneben) – auf *Veratrum album* L., **9**, Im Wank, 1550 m, III, 29.08.2017, H.KRU; **11**, Richtung Schlappholdsee, 1730 m, III, 31.08.2017, H.KRU; **17**, 1830 m, III, 28.07.2015, H.KRU].

Uromyces viciae-fabae (Pers.) J. Schröt., II

auf ***Vicia sepium*** L., **4**, 1260 m, 18.07.2017.

Ustilaginomycotina (Brandpilze)

[*Anthracoidea caricis* (Pers.) Bref., Teleom.

auf *Carex pilulifera* L., **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU; **45A**, 1425 m, 25.06.2021].

Anthracoidea caricis-albae (Syd.) Kukkonen, Teleom. **Abb. 38**

auf ***Carex alba*** Scop., **45**, 1110 m, 25.06.2021, H.KRU.

Obwohl der Wirt im Allgäu noch zahlreich vorhanden ist, gelang nur dieser eine Nachweis des Brandpilzes. Verglichen mit der Anzahl der Altfunde des Pilzes (Scholz & Scholz 1988) zeigt sich ein deutlicher Rückgang, dessen Ursache unbekannt ist.

Abb. 38 – Nicht alle *Carex alba*-Früchte sind durch den Brandpilz *Anthracoidea caricis-albae* befallen.

[*Anthracoidea irregularis* (Liro) Boidol & Poelt, Teleom.

auf *Carex digitata* L., **4**, 1125 m, 18.07.2017, H.KRU; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1330 m, 04.07.2017, H.KRU; **45**, 890 m, 25.06.2021 – auf *Carex ornithopoda* Willd. subsp. *ornithopoda,* **4**, 1260 m, 18.07.2017, H.KRU; **10**, Saubuckel, 2030 m, 30.08.2017, H.KRU; **21**, 1935 m, 04.07.2017, H.KRU; **26A**, 1980 m, 05.07.2017, H.KRU; **41**, 1200 m & 1475 m, 24.06.2021, H.KRU, MI mit *Puccinia tirolensis;* **42B**, 1305 m, 26.06.2021; **44**, 1720 m, 26.06.2021; **45A**, 1480m, 25.06.2021] – auf ***Carex ornithopodioides*** Hausm., **18**, 2105 m, 29.07.2015, H.KRU.

((nur in A: ***Anthracoidea elynae*** (Syd.) Kukkonen auf ***Kobresia myosuroides*** (Vill.) Fiori, **18**, Gratwanderweg, 2390 m, Teleom., 29.07.2015, H.KRU)).

Dieser Brandpilz ist in D extrem selten. Der oben genannte Fund aus dem benachbarten Österreich soll zur Nachsuche der Art auf deutscher Seite der Allgäuer Alpen anregen.

Anthracoidea pseudirregularis U. Braun, Teleom.

auf ***Carex pallescens*** L., **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU.

Von diesem in D sehr seltenen Brandpilz gab es aktuell nur Nachweise aus den Berchtesgadener Alpen (Kruse 2013).

[*Anthracoidea sempervirentis* Vánky, Teleom.

auf *Carex ferruginea* Scop., **17**, 1800 m, 28.07.2015, H.KRU – auf *Carex firma* Host, **9**, Kühgundalpe, 1750 m, 29.08.2017, H.KRU; **10**, zur Fiderepassscharte, 2100 m, 30.08.2017; **16**, Schneetälchen, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU; **21**, 1935 m, 24.07.2017, H.KRU; **26A**, 1980 m, 05.07.2017, H.KRU; **27**, 1830 m, 06.07.2017 – auf *Carex mucronata* All., **10**, 2030 m, 30.08.2017, H.KRU – auf *Carex sempervirens* Vill., **5**, 1545 m, 19.07.2017, sowie Geröll am Übelhorn, 1700 m, 19.07.2017; **10**, am Warmatsgundbach, 1790 m, 29.08.2017; **15**, 1770 m, 26.07.2015, H.KRU; **17**, Aufstieg Linkerskopf, 1920 m, 28.07.2015; **19**, 'Am Knie', 1250 m, 29.06.2017, H.KRU; **21**, 1935 m, 04.07.2017; **27**, 1905 m, 06.07.2017, H.KRU].

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *Carex firma* vor: Tirol, Bezirk Reute, Aufstieg Hohes Licht, Geröllflur, MTB 8727/21, 2015 m, 27.07.2015, H.KRU.

Anthracoidea sp., Teleom.

auf ***Carex sylvatica*** Huds., **14**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU.

Die Artzugehörigkeit dieses Befalls konnte bisher noch nicht geklärt werden. Da nur eine einzige Brandbutte im Fruchtstand vorhanden war, ist von einer „accidental infection" auszugehen. Der Brandpilz ist sozusagen „ausversehen" auf eine andere Wirtspflanze übergeprungen. Zu welcher Art genau dieser Pilz gehört, müssen molekularbiologische Untersuchungen klären. In unmittelbarer nähe standen mit *A. pseudirregularis* infizierte *Carex pallescens*-Pflanzen.

[*Entyloma arnicale* Ellis & Everh., Teleom.

auf *Arnica montana* L., **15**, w Rappenseehütte, 1900 m, 26.07.2015, H.KRU; **19A**, 'Auf den Wänden', 1870 m, 30.06.2017, H.KRU].

Entyloma bellidiastri *Maire*, Teleom.

auf ***Aster bellidiastrum*** (L.) Scop., **6**, 1505, nahe Roßbergalpe, 20.07.2017, H.KRU; **10**, am Warmatsgundbach, 1790 m, 29.08.2017 & 31.08.2017, H.KRU; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU; **17**, Aufstieg Linkerskopf, 1920 m, 28.07.2015, H.KRU.

Entyloma calendulae (Oudem.) de Bary, Teleom.

auf ***Calendula officinalis*** L., cult., **25**, Garten, 850 m, 04.07.2017.

Entyloma cosmi Vánky, Horita & Jage, Teleom.

auf ***Cosmos bipinnatus*** Cav., cult., **30**, 825 m, 02.09.2019.

Entyloma dahliae Syd. & P. Syd., Teleom.

auf ***Dahlia-***Kultursippe, cult., **31**, 800 m, 02.09.2019.

[*Entyloma hieracii* Syd. & P. Syd. ex Cif., Teleom.]

auf ***Hieracium glanduliferum*** Hoppe (Syn. *Hieracium piliferum* Hoppe), **18**, nahe Rappensee, 2080 m, 31.07.2015, H.KRU – [auf *Hieracium lachenalii* Suter, **33A**, 1520 m, 30.06.2021, H.KRU; **36**, 905 m, 01.07.2021; **40**, 1480 m, 02.07.2021 (Wirtsbestimmung

mit cf.) – auf *Hieracium murorum* L., **4**, 1125 m, 18.07.2017, H.KRU; **8A**, 1060 m, 29.08.2017, H.KRU; **9**, 1305 m, 29.08.2017; **13**, oberhalb Petersalpe, 1640 m, 24.07.2015, H.KRU; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015; **19**, 1055 m, 29.06.2017, H.KRU; **27A**, 1410 m, 01.07.2021; **28**, Rundwanderweg, 850 m, 02.09.2019; **41**, 1225 m, 24.06.2021, H.KRU; **46**, 1325 m, 25.06.2021] – auf ***Hieracium villosum*** Jacq., **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **11**, Richtung Roßgundalpe, 1715 m, 31.08.2017, H.KRU; **11**, Richtung Schlappholdsee, 1705 m, 31.08.2017, H.KRU; **23**, unterhalb Lachenkopf, 2015 m, 03.07.2017, H.KRU; **23A**, unterhalb Kühplätt, 1980 m, 03.07.2017, H.KRU, sowie Schochen, 1975 m, 03.07.2017, H.KRU; **27**, 1830 m, 06.07.2017, H.KRU.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *H.* cf. *villosum* vor: Tirol, Geröllflur um Bad Kissinger Hütte, MTB 8429/32, 1785 m, 26.06.2021, H.KRU.

***Entyloma microsporum*-Gruppe**, Teleom.

auf ***Ranunculus repens*** L., **5**, 1545 m, 19.07.2017, H.KRU; **8**, 1055 m, 29.08.2017, H.KRU; **33**, 1430 m, 30.06.2021; **41**, 1065 m, 24.06.2021.

Entyloma piepenbringiae J. Kruse, M. Lutz, Piątek & Thines (Syn. *Entyloma microsporum* J. Schröt. p.p.), Teleom.

auf ***Ranunculus polyanthemos* subsp. *nemorosus*** (DC.) Schübl. & Martens, **15**, W Rappenseehütte, 1900 m, 26.07.2015, H.KRU bzw. GLM F107687 (Typus, siehe auch Kruse et al. 2018b); **39A**, 1590 m, 02.07.202, H.KRU.

Entyloma thielii J. Kruse, M. Lutz, Piątek & Thines, Teleom., Teleom.

auf ***Ranunculus montanus*** Willd., **10**, vom Saubuckel zur Kühgundalpe, 2030 m, 30.08.2017, H.KRU; **17**, Aufstieg Linkerskopf, 1920 m, 28.07.2015, H.KRU; **18**, nahe Rappensee, 2080 m, 29.07.2015, H.KRU bzw. GLM-F107705, siehe auch Kruse et al. 2018b.

Entyloma veronicae (Halst.) Lagerh., Anam.

auf ***Veronica serpyllifolia*** L., **25B**, 1100 m, 28.06.2021, H.KRU.

Bei dieser Aufsammlung war nur die Anamorphe ausgebildet: Konidien farblos, länglich, 14-20 x 2-2,5 µm, ohne auffällige Narbe.

Exobasidium arescens Nannf., Teleom.

auf ***Vaccinium myrtillus*** L., **0**, 1220 m, 27.06.2021; **5**, 1510 m, 18.07.2017, H.KRU, bzw. Südhang zum Sendemast, 1575 m, 19.07.2017; **15**, oberhalb Schwarze Hütte, 1680 m, 26.07.2015, H.KRU; **19A**, ‚Auf den Wänden', 1870 m, 30.06.2017, H.KRU; **33**, 1280 m, 30.06.2021; **34**, 1410 m, 30.06.2021; **39**, 1370 m, 02.07.2021; **44A**, 1315 m, 26.06.2021; **45**, 1300 m, 25.06.2021.

[*Exobasidium pachysporum* Nannf., Teleom.

auf *Vaccinium uliginosum* L., **19A**, ‚Auf den Wänden', 1870 m, 30.06.2017, H.KRU].

[*Exobasidium rhododendri* C. E. Cramer., Teleom.]

auf ***Rhododendron ferrugineum*** L., **10**, zur Fiderepassscharte, 2065 m, 30.08.2017; **12**, 1730 m, 31.08.2017 & 1450 m, 03.09.2019; **15**, w Rappenseehütte, 1900 m, 26.07.2015 – [auf *Rhododendron hirsutum* L., **9**, Im Wank, 1670 m, 29.08.2017; **10**, zur Fiderepassscharte, 2065 m, 30.08.2017; **17**, 2020 m, 28.07.2015; **27A**, nahe Unterer Gaisalpsee, 1555 m, 06.07.2017, H.KRU].

Exobasidium schinzianum Magnus, Teleom.

auf ***Saxifraga rotundifolia*** L., **20**, Sperrbachtobel, 1850 m, 29.06.2021, H.KRU.

Erstmals in D nachgewiesen wurde dieser Brandpilz 2014 in den Chiemgauer Alpen (Kruse et al. Teil 2021). Der hier vorgestellte Fund ist der zweite Nachweis, diesmal aber aus den Allgäuer Alpen.

Schizonella elynae (A. Blytt) Liro, Teleom.

auf ***Kobresia myosuroides*** (Vill.) Fiori, **19**, ‚Auf den Wänden', 1870 m, Teleom., 30.06.2017, H.KRU.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung dieses Pilzes vor (Kruse et al. 2019b). Es handelt sich hierbei um die ersten Nachweise dieses Brandpilzes für Mitteleuropa. Weitere Details, Anmerkungen und Fotos geben Kruse et al. (2019b).

Schizonella melanogramma (DC.) J. Schröt., Teleom.

auf ***Carex firma*** Host, **21**, 1935 m, 04.07.2017, H.KRU; **26**, nahe Laufbichlsee, 2005 m, 05.07.2017, H.KRU.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung dieser PWK vor: Tirol, Bezirk Reutte, Wanderweg vom Gipfelbereich Rappenseekopf zum Hochrappenkopf über Gratwanderweg, direkt an deutscher Grenze, Geröllflur, MTB 8727/21, 29.07.2015, H.KRU.

Thecaphora affinis W. G. Schneid. ex A. A. Fisch. Waldh., Teleom.

auf ***Astragalus glycyphyllos*** L., **4**, 995 m, 18.07.2017, H.KRU.

Tilletia anthoxanthi A. Blytt, Teleom.

auf ***Anthoxanthum nipponicum*** Hook., **5A**, Südhang, 1520 m, 20.07.2017, H.KRU.

In Kruse et al. (2019a) wurde dieser Pilz anhand der oben genannten Aufsammlung als neu für D vorgestellt.

Tilletia olida (Riess) J. Schröt., Teleom.

auf ***Brachypodium pinnatum*** (L.) P. Beauv., **25A**, 920 m, 04.07.2017.

Tilletia sesleriae Juel, Teleom. **Abb. 41a-b**

auf ***Sesleria caerulea*** (L.) Ard., **10**, zur Fiderepassscharte, 2065 m, 30.08.2017, H.KRU, sowie Fiderepassscharte zum Saubuckel, 2130 m, 30.08.2017, H.KRU, sowie Saubuckel, 2030 m, 30.08.2017, H.KRU, sowie am Warmatsgundbach, 1875 m, 31.08.2017, H.KRU; **16**, Schneetälchen, 2260 m, 27.07.2015, H.KRU; **21**, 1935 m, 04.07.2017, H.KRU; **45**, 1340 m, 25.06.2021, H.KRU.

[*Urocystis fischeri* Körn. ex G. Winter, Teleom.

auf *Carex flacca* Schreb., **1A**, 1335 m, 27.06.2021, H.KRU; **5**, 1590 m & 1650 m, 20.07.2017, H.KRU; **41A**, 1615 m, 24.06.2021, H.KRU].

Urocystis irregularis (G. Winter) Săvul., Teleom.

auf ***Aconitum napellus* subsp. *lusitanicum*** Rouy, **14**, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU.

Dieser Brandpilz wurde anhand der oben genannten Aufsammlung als neu für D erkannt und in Kruse et al. (2018d) ausführlich vorgestellt.

Urocystis mayorii (Cif.) Uljan., Teleom. **Abb. 41c-d**

auf ***Sesleria caerulea*** (L.) Ard., **5**, Geröll am Übelhorn, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU.

Urocystis primulicola Magnus, Teleom. Abb. 39

auf ***Primula farinosa*** L., **21**, 1935 m, 04.07.2017, H.KRU.

Von diesem in D als verschollen geltenden Brandpilz gab es nur zwei Aufsammlungen von 1898 aus den Allgäuer Alpen: Oytal und Spielmannsau (Scholz & Scholz 1988). Oberhalb dieses Tals am Panoramaweg auf dem Nebelhorn wurde dieser Brandpilz im Rahmen der Nachsuche 2017 wiedergefunden. Zum Entdecken mussten die noch jungen Kapseln manuell geöffnet werden, um die schwarze Sporenmasse zu erblicken. Die meisten Pflanzen waren bereits verblüht und zeigten einen Ansatz junger Früchte.

Abb. 39 – Mit *Urocystis primulicola* befallener *Primula farinosa*-Fruchtstand. a. Habitus, b. manuell geöffnete, junge Kapsel mit brauner Brandsporenmasse.

Nur eine befallene Pflanze konnte entdeckt werden. Im Oytal und Spielmannsau wurde ebenfalls nach dem Brandpilz gesucht – vergeblich.

Urocystis pulsatillae (Bubák) Moesz, Teleom. **Abb. 40**

auf ***Pulsatilla alpina*** (L.) Delarbre, **22**, 1890 m, 03.07.2017, H.KRU.

Abb. 40 – Aufgeplatzte *Urocystis pulsatillae*-Brandsporengalle an einem *Pulsatilla alpina*-Blattstiel.

Dieser Brandpilz, von dem es früher mehrere Nachweise aus verschiedenen Bundesländern von verschiedenen *Pulsatilla*-Arten gab (Scholz & Scholz 1988) galt seit 1964 verschollen. Der aktuelle Nachweis aus den Allgäuer Alpen gelang zusätzlich auf einem für D bisher unbekannten Wirt des Pilzes.

[*Urocystis ranunculi* (Lib.) Moesz, Teleom.

auf *Ranunculus montanus* Willd., **14**, Fuß Linkerskopf, 2085 m, 25.07.2015, H.KRU; **17**, 1790 m, 28.07.2015, H.KRU]

– auf ***Ranunculus repens*** L., **4**, 965 m, 18.07.2017, H.KRU; **25**, 880 m, 04.07.2017.

Urocystis syncocca (L. A. Kirchn.) B. Lindeb., Teleom.

auf ***Hepatica nobilis*** Mill. ex Schreb., **45**, 890 m, 25.06.2021, H.KRU.

Urocystis ulei Magnus, Teleom.

auf ***Festuca arundinacea*** Schreb., **25A**, 940 m, 04.07.2017, H.KRU – auf ***Festuca pratensis*** Huds., **5**, 1545 m, 19.07.2017, H.KRU.

Ustilago brizae (Ule) Liro, Teleom.

auf ***Briza media*** L., **27A**, oberhalb Gaisalpe, 1230 m, 01.07.2021, H.KRU; **41A**, 1615 m, 24.06.2021, H.KRU.

Ustilago jagei J. Kruse & Thines, Teleom.

auf ***Agrostis rupestris*** All., **14**, nahe Rappensee, 2080 m, 31.07.2019, H.KRU.

Ustilago neocopinata J. Kruse & Thines, Teleom.

auf ***Dactylis glomerata*** L., **5**, 1545 m, Teleom., 19.07.2017, H.KRU, sowie 1530 m, 20.07.2017, H.KRU; **23A**, unterhalb Kühplätt, 1980 m, 03.07.2017, H.KRU; **43,** 1780 m, 26.06.2021, H.KRU; **45A**, Kienberg-Hauptgipfel, 1510m, 25.06.2021, H.KRU.

Ustilago striiformis Gruppe, Teleom.

Abb. 41e-f

auf ***Calamagrostis varia*** (Schrad.) Host, **23A**, Schochen, 1975 m, 03.07.2017, H.KRU – auf ***Phleum rhaeticum*** (Humphries) Rauschert, **14**, nahe Rappensee, 2080 m, 31.07.2015, H.KRU – auf ***Poa alpina*** L., **5A**, Nordwesthang Stuhlwand, 1540 m, 19.07.2017, H.KRU – auf ***Sesleria caerulea*** (L.) Ard., **5**, Geröll am Übelhorn, 1700 m, 19.07.2017, H.KRU; **10**, zur Fiderepassscharte, 2065 m, 30.08.2017, H.KRU, sowie 2030 m, 30.08.2017, H.KRU; **26A**, Koblatsee, 1990 m, 05.07.2017, H.KRU, sowie 1980 m, 05.07.2017, H.KRU; **41A**, 1580 m, Teleom., 24.06.2021, H.KRU.

Von der österreichischen Seite liegt ebenfalls eine Beobachtung an *Phleum rhaeticum* vor: Tirol, Geröllflur um Bad Kissinger Hütte, MTB 8429/32, 1785 m, 26.06.2021, H.KRU.

In Kruse et al. (2018a) wurde gezeigt, dass es sich bei *U. striiformis* um einen großen Artenkomplex handelt, in welchem die meisten Piltarten wirtsarten- oder gattungsspezifisch sind. Die hier gelisteten Wirte waren nicht Teil der molekularen Untersuchungen, weshalb sie unter der *U. striiformis* Gruppe zusammengefasst werden.

Abb. 41 – Drei verschiedene Streifenbrände, die im Allgäu auf *Sesleria albicans* gefunden worden. a,b: *Tilletia sesleriae*; c,d: *Urocystis mayorii*, e,f: *Ustilago striiformis*-Gruppe.

Basidiomycota (Sonstige Ständerpilze)

Ceratorhiza rhizodes (Auersw.) Z.H. Xu, T.C. Harr., M.L. Gleason & Batzer, Anam.

auf ***Agrostis capillaris*** L., **15**, 1900 m, 26.07.2017 – auf ***Calamagrostis varia*** (Schrad.) Host, **5**, Nordhang Hochwarte, 1700 m, 19.07.2017; **13**, 2020 m, 01.08.2015, H.KRU; **19**, ‚Am Knie‘, 1260 m, 29.06.2017; **22**, 1890 m, 03.07.2017; **24A**, Faltenbachtobelweg, 1330 m, 04.07.2017; **45**, 1220 m, 25.06.2021.

Helicobasidium purpureum (Tul.) Pat., Anam.

auf ***Puccinia actaeae-elymi*** auf ***Aconitum napellus***, **19**, ‚Am Knie‘, 1260 m, 29.06.2017.

Herpobasidium filicinum (Rostr.) Lind

auf ***Gymnocarpium dryopteris*** (L.) Newman, **39**, 1145 m, 02.07.2021, H.KRU, in MI mit *Hyalopsora aspidiotus.*

Thanatephorus cucumeris (A.B. Frank) Donk

auf ***Prunella vulgaris*** L., **25B**, 1100 m, 28.06.2021, H.KRU.

Diskussion

Die vorliegende Arbeit enthält insgesamt 443 verschiedene Nachweise von pflanzenparasitischen Kleinpilzen mit insgesamt 645 verschiedenen Pilz-Wirt-Kombinationen. Ihre Verteilung auf die verschiedenen Pilzgruppen kann der Tabelle 2 entnommen werden. Vor allem im Bereich der Falschen Mehltaue, Rostpilze und sonstigen Schlauchpilze (wie *Ramularia* oder *Septoria*) gab es einen auffälligen Anstieg bei der Artenvielfalt im Vergleich mit Jage et al. (2010b). Die Gesamtartenzahl der vorliegenden Arbeit kann sich sehen lassen: rund 1,5 Mal so viele Pilzarten und Pilz-Wirt-Kombinationen wurden im Vergleich zu Jage et al. (2010b) gefunden (s. Tab. 2). Rechnet man die verschiedenen Pilzarten beider Arbeiten zusammen, so ergibt sich, dass 502 pflanzenparasitische Kleinpilze in 801 verschiedenen Pilz-Wirt-Kombinationen in neuerer Zeit im Allgäu nachgewiesen wurden. Da sich in der aktuellen Zusammenstellung nur auf die Funde der Autorin selbst konzentriert wurde, liegt die eigentliche Anzahl von aktuellen Nachweisen bestimmt noch höher. Natürlich kann man die Arbeiten nicht direkt miteinander vergleichen, denn Anzahl der Untersuchungstage und Jahre ist nicht identisch.

Es zeigt aber, wie viel Potential in den Alpen steckt und wie viele Arten man dort finden kann, wenn gezielt gesucht wird. Dies sieht man auch in den zahlreichen besonderen Nachweisen, die aktuell in dem Gebiet erfolgten:

Erstmalig überhaupt wurde eine Infektion von *Carex sylvatica*-Fruchtständen mit einem Brandpilz aus der Gattung *Anthracoidea* festgestellt. Die Gattung *Anthracoidea* sitzt in den Schläuchen von verschiedenen Cyperaceae. Je nach Wirtsspektrum handelt es sich dabei um verschiedene Brandpilzarten. Weltweit betrachtet wurde bisher noch kein Brandpilz der Gattung *Anthracoidea* auf *Carex sylvatica* gefunden (Vánky 2012). Deshalb ist es unklar, ob es sich hierbei um eine neue Art oder um eine bereits bekannte Pilzart mit einem erweiterten Wirtsspektrum handelt. Molekulargenetische und weiterführende Untersuchungen könnten dies in Zukunft klären.

Mit *Puccinia bellidiastri* auf *Aster bellidiastrum, Schizonella elynae* auf *Kobresia myosuroides, Tilletia anthoxanthi* auf *Anthoxanthum nipponicum, Urocystis irregularis* auf *Aconitum napellus* subsp. *lusitanicum* und *Uromyces phlei-michelii* auf *Phleum rhaeticum* konnten insgesamt fünf für Deutschland neue pflanzenparasitische Kleinpilze nachgewiesen werden. Alle Nachweise wurden ausführlich in der regelmäßig in

Tabelle 2 – Bilanzierung der verschiedenen in Kruse (2024) und Jage et al. (2010b) nachgewiesenen pflanzenparasitischen Kleinpilzen, nach ihren einzelnen Gruppen sortiert. Ein x bedeutet kein Nachweis.

	Kruse (2024)		**Jage et al. (2010b)**		**Gesamt**	
Pilzgruppe	**Anzahl Pilze**	**Anzahl PWK**	**Anzahl Pilze**	**Anzahl PWK**	**Anzahl Pilze**	**Anzahl PWK**
Weißroste	4	11	1	4	4	12
Falsche Mehltaue	40	53	18	18	45	60
Blastocladiomycota	1	1	x	x	1	1
Töpfchenpilze	8	15	3	4	8	16
Echte Mehltaupilze	55	93	41	66	61	126
Narrentaschen	9	15	2	4	9	16
Sonstige Ascomyceten	103	143	67	88	125	190
Rostpilze	181	257	129	178	196	312
Brandpilze	38	52	19	25	48	63
Sonstige Basidiomyceten	4	5	x	x	4	5
Summe	**443**	**645**	**280**	**387**	**501**	**801**

der Zeitschrift für Mykologie erscheinenden Reihe „Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze“ im Vorhinein des Erscheinens dieser Arbeit publiziert, damit sie im Rahmen der Roten Liste (Thiel et al. 2023) klar zitierbar sind.

Es wurden aber auch mehrfach neue Pilz-Wirt-Kombinationen nachgewiesen. Bei den mehrfach notierten *Melasmia mougeotii*-Befällen verschiedener Scrophulariaceen-Wirten (*Pedicularis foliosa*, *Pedicularis recutita*, *Pedicularis rostratocapitata*, *Rhinanthus glacialis* und *Tozzia alpina*) scheint es sich um matrices novae zu handeln. Bisher scheint die Art weltweit gesehen nur auf *Bartsia* nachgewiesen zu sein. Unter den für verschiedene Pilze für Deutschland neu nachgewiesenen Wirtspflanzen befinden sich folgende Wirts-Pilz-Kombinationen: *Aposeris foetida* mit *Neoerysiphe nevoi, Crepis pyrenaica* mit *Podosphaera erigerontis-canadensis* und *Volkartia rhaetica, Helianthemum alpestre* mit *Podosphaera helianthemi, Hornungia alpina* mit *Hyaloperonospora parasitica*-Gruppe*, Phyteuma betonicifolium* mit *Peronospora phyteumatis, Plantago atrata* mit *Peronospora alta*-Gruppe, *Rumex nivalis* mit *Peronospora rumicis*-Gruppe, *Scorzoneroides helvetica* mit *Podosphaera erigerontis-canadensis, Puccinia leontodontis* und *Pustula obtusata*-Gruppe, *Senecio doronicum* mit *Golovinomyces senecionis*, *Astragalus australis* mit *Uromyces lapponicus* und *Pulsatilla alpina* mit *Urocystis pulsatillae*.

Desweiteren gelang erstmals ein Nachweis eines *Albugo candida*-Befalls auf einer Wildpopulation von *Noccaea rotundifolia* in Deutschland. Bisher war diese Pilz-Wirt-Kombination nur an kultivierten Exemplaren der Wirtspflanze bekannt.

Im Rahmen der Erstellung der Roten Liste pflanzenparasitischer Kleinpilze (Thiel et al. 2023) wurden Nachsuchen nach verschollenen pflanzenparasitischen Kleinpilzen durch das Rote-Liste-Zentrum des Projektträgers im Deutschen Zentrum für Luft- und Raumfahrt e. V. (DLR) gefördert. Das Projekt lief im Auftrag des Bundesamtes für Naturschutz (BfN) im Rahmen einer „Unterstützungsleistung zur Koordination der bundesweiten Roten Liste der phytoparasitischen Pilze“. Im Allgäu wurden Nachsuchen 2017 unterstützt. Im Rahmen dieser Nachsuchen, aber auch bei weiteren Exkursionen darüber hinaus, wurden insgesamt 14 pflanzenparasitische Kleinpilze gefunden, die für Deutschland als verschollen (RL 0) galten. Dabei handelte es sich vor allem um Rostpilze: *Aecidium schroeppelianum* auf *Bupleurum ranunculoides, Gymnosporangium amelanchieris* auf *Amelanchier embergeri, Peronospora silenes* auf *Silene vulgaris*, *Puccinia crepidis-grandiflorae* auf *Crepis conyzifolia, Puccinia cruciferarum* auf *Cardamine resedifolia, Puccinia geranii-silvatici* auf *Geranium sylvaticum, Puccinia globulariae* auf *Globularia nudicaulis*, *Puccinia huteri* auf *Saxifraga paniculata, Puccinia mougeotii* auf *Thesium alpinum, Puccinia prunellarum-moliniae* auf *Prunella grandiflora, Thekopsora sparsa* auf *Arctostaphylos alpinus, Urocys-tis primulicola* auf *Primula farinosa, Urocystis pulsatillae* auf *Pulsatilla alpina* und *Uromyces phacae-frigidae* auf *Astragalus frigidus*.

Desweiteren wurden zahlreiche weitere pflanzenparasitische Kleinpilze nachgewiesen, von denen bisher nur wenige Funde aus Deutschland vorlagen. Die aktuellen Daten aus den Allgäuer Alpen sind eine wichtige Ergänzung zu der Arbeit von Jage et al. (2010b) und sind ein wichtiger weiterer Beitrag zur Kenntnis der Pilzvielfalt des Allgäus.

Natürlich wurden auch mehrfach verschiedene in Deutschland verschollene und sehr seltene pflanzenparasitische Kleinpilze gesucht, die aber nicht gefunden werden konnten:

Zahlreiche Belege von Rostpilz-Befällen auf *Aconitum lycoctonum*-Pflanzen wurden für einen eventuellen Nachweis von *Puccinia lycoctoni* Fuckel mitgenommen. Leider zeigten die mikroskopischen Analysen immer nur *Uromyces lycoctoni*. Aus der Umgebung Pfronten und auch Oberstdorf liegen von diesem Rostpilz Altdaten vor (Brandenburger 1994). *Peronospora biscutellae* Gäum. ist aus Deutschland bisher nur aus der Umgebung Oberstdorf aus den Allgäuer Alpen bekannt. Im Geröll der subalpinen und auch alpinen Stufe steht *Biscutella laevigata* als Wirtspflanze des Parasiten zahlreich rum. Aber die Pflanzen zeigten nur hin und wieder Befälle mit *Erysiphe cruciferarum* oder *Albugo candida*. *Puccinia schneideri* J. Schröt. wurde historisch mehrfach in den Allgäuer Alpen auf *Thymus*-Arten nachgewiesen. Obwohl die Autorin 2017 diese Rostpilzart in Norwegen kennenlernte und wusste wonach zu suchen ist, gelangen keine aktuellen Nachweise. Und das obwohl explizit am historischen Standort Gaisalpe danach gesucht wurde (Brandenburger 1994). Auch für die Nachsuche von *Puccinia rhaetica* E. Fisch. auf *Veronica bellidioides*-Pflanzen gibt es keinen Fund zu vermelden. Insgesamt zwei Mal wurde der historisch bekannte Fundort „Oberstdorf, ESE: am Laufbacher Eck (NE vom Höfats)“ (Brandenburger 1994) von der Autorin begangen. Dabei wurden beide Male sehr wohl mehrfach *Veronica bellidioides*-Pflanze n am Laufbacher Eck gefunden, diese waren aber alle ausnahmslos Rostpilz-frei. In Zukunft sollten weitere GPS genaue Fundnachweise der Wirtspflanze aufgesucht und in den Wirtspopulationen nach dem Rostpilz gesucht werden. *Puccinia paulii* Poelt. auf *Arabis bellidifolia* wurde vergeblich gesucht. Zwar fand sich immer mal wieder im Geröll die Wirtspflanze, diese

war aber nie durch einen Rostpilz infiziert. Auch wurde *Puccinia sesleriae* Reichardt auf *Sesleria albicans* nachgesucht. Der Wirt ist in den Allgäuer Alpen weit verbreitet, allerdings nicht sehr oft mit pflanzenparasitischen Kleinpilzen befallen. Alle Rostpilzaufsammlungen auf diesem Wirt wurden nach mikroskopischer Analyse als *Puccinia coronata* bestimmt. *Puccinia rytzii* Gäum. & Jaap auf *Campanula cochleariifolia*, historisch bekannt aus der Umgebung Pfronten und Oberstdorf, wurde ebenfalls nachgesucht, aber nicht gefunden. Nach *Peronospora thesii* Lagerh. wurde bei der Nachsuche 2017 am Grünten (historischer Nachweisort) intensiv gefahndet, der Parasit konnte aber leider weder dort noch anderswo im Allgäu gefunden werden. Auch *Doassansia epilobii* Farl. auf *Epilobium*-Arten wurde am bekannten Standort nachgesucht, allerdings war es dafür einmal zu früh im Jahr (Schnee in den oberen Lagen) und das andere Mal kam es zu einem Schlechtwettereinbruch, der zum Abbruch der Nachsuche führte.

Und obwohl die oben genannten Arten trotz gezielter Nachsuche nicht gefunden worden, heißt das nicht, dass sie in dem betreffenden Gebiet nicht vorkommen. Die Allgäuer Alpen umfassen ein so großes Gebiet, das kann nicht umfassend untersucht werden. Theoretisch gesehen müsste man auch regelmäßig zu unterschiedlichen Jahreszeiten ins Untersuchungsgebiet. Und dann kann es auch sein dass bestimmte Pilzarten aufgrund von ungünstigen Witterungsbedingungen ein paar Jahre mit der makroskopisch sichtbaren Sporulation aussetzen.

Ein Ergebnis der Roten Liste von Thiel et al. (2023) ist, dass es „für die aktuelle Bestandssituation vergleichsweise wenige Daten aus den Alpen und von den Küsten [gibt], während für den Alpenraum zum Teil recht viele Altdaten vorhanden sind.“ Das Ergebnis zeichnete sich bereits bei den Vorarbeiten an der Roten Liste ab, sodass in den darauffolgenden Jahren verstärkt die Alpen nach pflanzenparasitischen Kleinpilzen abgesucht worden. Es ist unklar warum mehrere pflanzenparasitische Kleinpilze in den letzten Jahren so drastische Rückgänge verzeichnen, obwohl historisch gesehen zahlreiche Altdaten vorliegen. Dies gilt für *Anthracoidea caricis-albae*, auf deren Seltenheit bereits Jage et al. (2010b) hingewiesen haben, sowie exemplarisch für *Puccinia corvarensis* auf *Pimpinella major*, *Puccinia lycoctoni* auf *Aconitum lycoctonum* oder *Puccinia schneideri* auf *Thymus* spp. mit zahlreichen Altdaten des Pilzes aus Deutschland – alle Wirtspflanzen kommen im Allgäu noch weit verbreitet und in stabilen Beständen vor.

Trotz der aktuellen Zusammenstellung und mehrerer Exkursionen ins Allgäu, ist sicherlich noch mit zahlreichen weiteren Funden zu rechnen. Spontan fallen da die Moore und Streuwiesen im montanen Bereich ein, die dringend näher untersucht werden sollten. Die Exkursionen der Autorin der letzten Jahre im Allgäu fokussierten sich mehr auf den subalpinen bis alpine Bereiche. Und auch hier gibt es noch zahlreiche Gipfel, Flanken, Bergrücken und Schneetälchen, die nicht umfassend untersucht wurden.

Es ist weiterhin damit zu rechnen, dass die jetzt im Allgäu gefundenen Arten rein theoretisch, zumindest beim Vorhandensein der Wirtspflanze, auch in den anderen Alpenregionen Deutschlands gefunden werden könnten. Dabei könnte man vor allem den als verschollen geltenden oder stark gefährdeten Arten nähere Aufmerksamkeit zukommen lassen.

Dank

Ich möchte die hier verfasste Arbeit meinem Mentor Horst Jage (Kemberg) widmen. Mit den pflanzenparasitischen Kleinpilzfunden, die ich 2007 bzw. 2008 im Allgäu gemacht habe, und die ihren Weg in die Publikation von Jage et al. (2010b) gefunden haben, fing die tiefergehende Beschäftigung mit dem Gebiet der pflanzenparasitischen Kleinpilze an. Diese Belege zählen zu den ersten die ich im Bereich der pflanzenparasitischen Pilze gesammelt habe. Sie wurden damals von Horst Jage alle makro- und mikroskopisch nach Zusendung geprüft. Über Jahre habe ich mich daraufhin über Neuigkeiten, Funde und sonstige Infos das Thema betreffend mit ihm telefonisch oder postalisch ausgetauscht. Ohne die Unterstützung von Horst Jage wäre ich nicht da, wo ich jetzt wäre.

Desweiteren danke ich dem Rote-Liste-Zentrum des Projektträgers im Deutschen Zentrum für Luft- und Raumfahrt e. V. (DLR), welches eine Nachsuche in Deutschland verschollener pflanzenparasitischer Kleinpilze im Auftrag des Bundesamtes für Naturschutz (BfN) im Rahmen einer „Unterstützungsleistung zur Koordination der bundesweiten Roten Liste der phytoparasitischen Pilze“ gefördert hat.

Mein Dank gilt auch H. Voglmayr für die Auskunft zu Nachweisen einer *Peronospora*–Sippe an *Rumex nivalis*-Pflanzen in Österreich und der Schweiz, S. Ploch für die molekulare Analyse und letzendlich Bestimmungsbestätigung der *Uromyces stiolatus*-Aufsammlungen aus dem Allgäu und H. Thiel für die genaue Wirtsbestimmunng der *Peronospora alchemillae*-Aufsammlung.

Zum Abschluss möchte ich auch A. Zehm danken, ohne dessen Auskunft zu Nachweisorten von *Arctostaphylos*-Wuchsorten am Grünten die Nachsuche nach dem Rostpilz noch viel frustrierender gewesen wäre (zwar wurde der Rostpilz nicht am Grünten gefunden, dafür aber bei Oberstdorf).

Literatur

Bettinger A, Buttler KP, Caspari S, Klotz J, May R, Metzing D (2013) – Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands, Bonn.

Bradshaw MJ, Braun U, Pfister DH (2022) – Phylogeny and taxonomy of the genera of Erysiphaceae, part 1: Golovinomyces. Mycologia **114(6)**: 964–993.

Brandenburger W (1985) – Parasitische Pilze an Gefäßpflanzen in Europa. Gustav Fischer Verlag Stuttgart, New York.

Brandenburger W (1994) – Die Verbreitung der in den westlichen Ländern der Bundesrepublik Deutschland beobachteten Rostpilze (*Uredinales*). Eine Bestandsaufnahme nach Literaturangaben. Regensburger Mykologische Schriften **3**: 1–381. Hierzu ein Manuskript mit Einzelnachweisen im Staatlichen Museum für Naturkunde Karlsruhe.

Brandenburger W, Hagedorn G (2006a) – Zur Verbreitung von *Peronosporales* (inkl. *Albugo*, ohne *Phytophthora*) in Deutschland. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem **405**: 1–174.

Brandenburger W, Hagedorn G (2006b) – Zur Verbreitung von *Erysiphales* (Echten Mehltaupilzen) in Deutschland. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem **406**: 1–191.

Braun U, Bensch K (2022) – Annotated list of taxonomic novelties of fungi and lichens published in "Plantae cryptogamicae quas in Arduenna collegit MA Libert" Fasc. 1 and 2 issued in 1830 and 1832. Schlechtendalia **39**: 64–90.

Constantinescu O, Fatehi J (2002) – *Peronospora*-like fungi (Chromista, Peronosporales) parasitic on Brassicaceae and related hosts. NovaHedwigia **74**: 291–338.

Davis WJ, Ko M, Ocenar JR, Romberg MK, Thines M, Crouch JA (2021) – *Peronospora kuewa*, sp. nov., a new downy mildew species infecting the endangered Hawaiian plant *Plantago princeps* var. *princeps*. Mycologia **113(3)**: 643–652.

DGfM (2023) – Willkommen bei den Pilzen Deutschlands. Datenbank mit zahlreichen Pilznachweisen aus Deutschland. [letzter Zugriff: 07.2023] (http://www.pilze-deutschland.de/).

Dietrich W (1999) – Beitrag zur Verbreitung von *Pseudorhytisma bistortae* im Erzgebirge. Boletus **23(1)**: 49–51.

Doppelbaur H, Doppelbaur Hanna (1972) – Nachträge zur Peronosporaceenflora Bayerns. Berichte der Bayerischen Botanischen Gesellschaft zur Erforschung der heimischen Flora (München) **43**: 145–148.

Farr DF, Rossman AY (2022) Fungal Databases. U.S. National Fungus Collections, ARS, USDA. Retrieved 01.06.2022 (https://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases/).

Hepp E (1950) – Vereinsnachrichten. Berichte der Bayerischen Botanischen Gesellschaft **28**: 303–307.

Huber JA, Poeverlein H (1954) – Die Uredineen (Rostpilze) Schwabens. (Fortsetzung). Abhandlungen des Naturwissenschaftlichen Vereins Schwaben Augsburg **10**: 51–96.

Huber JA, Poeverlein H (1956) – Die Uredineen (Rostpilze) Schwabens. (Fortsetzung). Abhandlungen des Naturwissenschaftlichen Vereins Schwaben Augsburg **11**: 171–179.

Indexfungorum (2023) – Index fungorum - database of fungal names. [letzter Zugriff: August 2015], http://www.indexfungorum.org/

Jaap O (1901) – Pilze bei Heiligenhafen. Schriften des Naturwissenschaftlichen Vereins für Schleswig-Holstein (Kiel) **12**: 44–50.

Jage H, Klenke F, Kruse J, Kummer V, Scholler M, Thiel H, Thines M (2017) – Neufunde und bemerkenswerte Bestätigungen phytoparasitischer Kleinpilze in Deutschland – *Albuginales* (Weißroste) und obligat biotrophe *Peronosporales* (Falsche Mehltaue). Schlechtendalia **33**: 1–134.

Jage H, Klenke F, Kummer V (2010a) – Neufunde und bemerkenswerte Bestätigungen von phytoparasitischen Kleinpilzen in Deutschland – *Erysiphales* (Echte Mehltaupilze). Schlechtendalia **21**: 1–140.

Jage H, Scholler M, Klenke F (2010b) – Phytoparasitische Kleinpilze aus dem bayerischen und baden-württembergischen Allgäu. Andrias **18**: 149–191.

Jäger EJ (Hrsg.) (2017) – Rothmaler Exkursionsflora von Deutschland. Gefäßpflanzen: Grundband. 21. Auflage. Spektrum Verlag Berlin, Heidelberg.

Johnston PR, Seifert KA, Stone JK, Rossman AY, Marvanová L (2014) – Recommendations on generic names competing for use in Leotiomycetes (Ascomycota). IMA fungus **5**: 91–120.

Klenke F, Scholler M (2015) – Pflanzenparasitische Kleinpilze. Bestimmungsbuch für Brand-, Rost-, Mehltau-, Flagellatenpilze und Wucherlingsverwandte in Deutschland, Österreich, der Schweiz und Südtirol. Springer Spektrum Berlin, Heidelberg.

Kruse J (2012) – Fünf besondere Funde phytoparasitischer Kleinpilze in Unterfranken, Bayern. Mycologia Bavarica **13**: 69–77.

Kruse J (2013) – Phytoparasitische Kleinpilze in den Berchtesgadener und angrenzenden Salzburger Alpen unter besonderer Berücksichtigung des Nationalpark Berchtesgaden. Zeitschrift für Mykologie **79**: 99–175.

Kruse J, Schmidt M (2020) – Phytoparasitische Kleinpilze auf der 3. Boletus-Tagung in Bad Blankenburg (Thüringen). Boletus **41(2)**: 147–156.

Kruse J, Dietrich W, Zimmermann H, Klenke F, Richter U, Richter H & Thines M (2018a) – *Ustilago* species causing leaf-stripe smut revisited. IMA Fungus **9**: 49–73.

Kruse J, Piątek M, Lutz M, Thines M (2018b) – Broad host range species in specialised pathogen groups should be treated with suspicion – a case study on *Entyloma* infecting *Ranunculus*. Persoonia **41**: 175–201.

Kruse J, Thiel H, Beenken L, Bender H, Braun U, Ecker J, Jage H, Klenke F, Ostrow H, Rätzel S, Schmidt M, Kummer V (2018c) – Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze (9). Zeitschrift für Mykologie **84(1)**: 87–135.

Kruse J, Thiel H, Braun U, Klenke F, Raabe U, Sothmann B, Kummer V (2018d): – Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze (10). Zeitschrift für Mykologie **84(2)**: 37–63.

Kruse J, Thiel H, Braun U, Klenke F, Schreier S, Kummer V (2021) – Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze (16). Zeitschrift für Mykologie **87(2)**: 229–329.

Kruse J, Thiel H, Brodtbeck T, Ecker H, Leb C, Ostrow H, Rätzel S, Kummer V (2017) – Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze (7). Zeitschrift für Mykologie **83(1)**: 53–82.

Kruse J, Thiel H, Frauenberger H, Rätzel S, Kummer V (2019a) – Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze (11). Zeitschrift für Mykologie **85(1)**: 53–92.

Kruse J, Thiel H, Klenke F, Kummer V (2019b) – Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze (12). Zeitschrift für Mykologie **85(2)**: 315–342.

Kruse J, Thiel H, Klenke F, Schmidt M, Sothmann B, Kummer V (2023) – Bemerkenswerte Funde phytoparasitischer Kleinpilze (20). Zeitschrift für Mykologie **90(2)**: 263–309.

Lübstorf W (1878) – Beiträge zur Pilzkunde von Mecklenburg. Archiv des Vereins der Freunde der Naturgeschichte in Mecklenburg (Rostock) **31**: 33–84.

Metzing D, Garve E, Matzke-Hajek G, Adler J, Bleeker W, Breunig T, Caspari S, Dunkel FG, Fritsch R, Gottschlich G, Gregor T, Hand R, Hauck M, Korsch H, Meierott L, Meyer N, Renker C, Romahn K, Schulz D, Täuber T, Uhlemann I, Welk E, Weyer, K van de, Wörz A, Zahlheimer W, Zehm A, Zimmermann F (2018) – Rote Liste und Gesamtartenliste der Farn- und Blütenpflanzen (*Trachaeophyta*) Deutschlands. Naturschutz und Biologische Vielfalt **70**: 13–358.

Paul H, Poelt J (1954) – Zur Kenntnis bayerischer Rostpilze. Berichte der Bayerischen Botanischen Gesellschaft **30**: 101–103.

Poelt J (1981) – Drei für Bayern neue Rostpilze. Berichte der Bayerischen Botanischen Gesellschaft **52**: 226–227.

Poeverlein H (1937) – Die *Saxifraga*-Roste Süddeutschlands. Annales Mycologici **35**: 53–58.

Poeverlein H, v. Schönau K (1929) – Weitere Vorarbeiten zu einer Rostpilz-(Uredineen-) Flora Bayerns. Kryptogamische Forschungen München **2(1)**: 48–118.

Savile DBO (1968) – Some fungal parasites of Scrophulariaceae. Canadian Journal of Botany **46(4)**: 461–471.

Schmidt M (2022) – Datenbank zu den phytoparasitischen Kleinpilzen Deutschlands. unveröffentlicht.

Scholz H, Scholz I (1988) – Die Brandpilze Deutschlands (*Ustilaginales*). Englera **8**: 1–691.

Schröppel A (1980) – Funde von Gallen im Allgäu (Zoo- und Phytocecidien). 1. Teil. Mitteilungen des Naturwissenschaftlichen Arbeitskreises Kempten (Allgäu) der Volkshochschule Kempten **24(2)**: 73–86.

Schröppel A (1984) – Funde von Gallen im Allgäu (Zoo- und Phytocecidien). Schluß. Mitteilungen des Naturwissenschaftlichen Arbeitskreises Kempten (Allgäu) der Volkshochschule Kempten **26(2)**: 53–78.

Thiel H, Klenke F, Kruse J, Kummer V, Schmidt M (2023) – Rote Liste und Gesamtartenliste der phytoparasitischen Kleinpilze Deutschlands [Brandpilzverwandte (Exobasidiomycetes p. p., Ustilaginomycetes p. p.), Rostpilzverwandte (Kriegeriaceae p. p., Microbotryales, Pucciniales), Wurzelknöllchenpilze (Entorrhizaceae), Echte Mehltaupilze (Erysiphaceae), Falsche Mehltaue (Peronosporaceae p. p.) und Weißroste (Albuginaceae)]. Naturschutz und Biologische Vielfalt **170(5)**: 1–347.

Vánky K (2012) – Smut fungi of the world. The American Phytopathological Society St. Paul.

Verkley GJM, Quaedvlieg W, Shin HD, Crous PW (2013) – A new approach to species delimitation in Septoria. Studies in Mycology **75(1)**: 213–305.

Volkart A (1903) – *Taphrina rhaetica* nov. spec. und *Mycosphaerella Aronici* (Fuck). Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft **21**: 477–481.

Mycologia Bavarica
Band 23: 125–131

ISSN 2940-8342 (Online)
www.mycologia-bavarica.de

Gedanken zur Pilzberatung[1]

Online publiziert am 19.12.2023

Als Ausbilder von Pilzberaterinnen und Pilzberatern im Namen der Bayerischen Mykologischen Gesellschaft versuche ich bei jedem einzelnen Kurs, vorausschauend Tipps für die Pilzberatung an sich zu geben. Hierbei muss ich natürlich differenzieren: was ist im Sinn der Ausbildungs- und Prüfungsordnung ein „Muss“ und was ist ein reiner Tipp aus meiner eigenen, persönlichen Erfahrung heraus? Der hier vorgestellte Beitrag soll in diesem Zusammenhang meine eigene Meinung und meine eigenen Gedanken hierzu zum Ausdruck bringen und damit auch als Diskussionsgrundlage – so z.B. während der nächsten Tagung der BMG – dienen. Die einzelnen, behandelten Punkte werden als Fragen formuliert und dann entsprechend kommentiert.

Wann sollte man den Korbinhalt bei einer Pilzberatung einbehalten und entsorgen?

Zu dieser Frage gab es eine sehr intensive und sehr konstruktive Diskussion am Rande der Pilzausstellung des Vereins für Pilzkunde München e.V. Hier steht nämlich der rechtliche Aspekt erstmal einer „Konfiszierung“ entgegen. Eigentümer des Sammelguts ist ja die Sammlerin bzw. der Sammler, der für die Beratung vor einem steht oder sitzt. Dennoch wird immer wieder empfohlen, im Falle von tödlich giftigen Pilzen im Korb (die nicht abgetrennt abgepackt sind), den ganzen Korbinhalt nicht zum Verzehr freizugeben und zudem den Inhalt einzubehalten.

Jetzt ist erstmal die Frage, was unter tödlich giftig verstanden wird. Der Begriff ist unscharf, da zum Beispiel einer der „tödlichen“ Rauköpfe ja „nur“ die Niere zerstört, man aber mit sehr großen Einschränkungen auch ohne Nieren weiterleben kann. Insofern wäre der Begriff „organschädigend mit irreparabler Wirkung“ besser. Und so möchte ich ihn auch hier verstehen. Also konkret: Liegt ein Grüner Knollenblätterpilz im Sammelgut, ist die Freigabe des Sammelguts nicht mehr zu geben. Oder reicht es, ihn auszusortieren und der Rest ist noch verzehrbar? Das Einbehalten des Sammelguts schließt die Nichtfreigabe mit ein und soll daher zuerst diskutiert werden.

Das Konfiszieren kann man nicht generell erzwingen, aber man kann eine Art mündlichen Beratungsvertrag abschließen. Im Voraus kann man erklären, dass eine Freigabe nur erfolgt, wenn keine gefährlichen Giftpilze im Sammelgut sind und in dem Fall zur Sicherheit das Sammelgut einbehalten wird. Beraten wird nur, wenn das akzeptiert wird. Aber das ist rechtliche Theorie. Warum sollte man das überhaupt machen?

Dagegen spricht:

- Kontakt von Speise- und Giftpilzen überträgt kein Pilzgift, die Speisepilze werden nicht giftig oder ungenießbar
- Konfiszieren wäre Bevormundung, Aufklärung reicht aus
- Wenn der mündliche Vertrag dann doch im Nachhinein angezweifelt wird und sich die Beratung suchende Person weigert, die Pilze abzugeben, wird es schwierig

Dafür spricht:

- Die zu beratende Person soll durch den „Verlust von Speisepilzen“ sich besser einprägen, unbekannte Pilze extra vom nur zu überprüfenden Sammelgut getrennt zu verpacken
- Bei sehr stark giftigen Pilzen könnten auch Lamellenbruchstücke an anderen Fruchtkörpern verkleben → bei Zubereitung ohne sachgemäßes Putzen wäre das zumindest ungesund
- Nach dem Verzehr können auch unabhängig von den Pilzen Symptome wie Durchfall und Erbrechen auftreten – zum Beispiel durch eine Magen-Darm-Grippe, die zeitgleich auftritt

Der letzte Punkt ist für mich persönlich mit ausschlaggebend. Ich hatte vor einigen Jahren als Fallbeispiel eine Familie mit zwei kleinen Kindern zu Besuch und wir haben gemeinsam Pilze gesammelt, geputzt und verwertet. Hierbei fanden wir auch Violette Schleierlinge (*Cortinarius violaceus*). Die Kinder hörten, dass der essbar sei, eine blaue Soße ergebe und eisenhaltig ist. Die blaue Soße war ausschlaggebend, dass wir beschlossen, den beiden einen Fruchtkörper extra zuzubereiten. Der Geschmack hielt sie nicht ab, die Farbe war zu spannend. Ungefähr 12 Stunden nach der Mahlzeit hatten beide Koliken und Brechdurchfälle. Die Eltern waren besorgt, aber sie vertrauten mir, dass es nicht an Toxinen in den Pilzen legen kann. Weitere 6 Stunden später begann es bei einem der beiden Eltern – ich erinnere nicht mehr, bei wem – und noch später waren beide betroffen. Es war ein Magen-Darm-Virus.

[1]Christoph Hahn, Hobelwirtstr. 3, D-86911 Dießen-Dettenschwang

Passiert so etwas aber, nachdem Pilze verzehrt wurden, auf die im Korb besagter Grüner Knollenblätterpilz kräftig ausgesport hat, dann kann so ein Fall auch über einen der Giftnotrufe laufen. Ein hinzugezogener Experte findet vielleicht die Sporen an Putzresten und wird Verdacht aus Amanitinvergiftung äußern, auch wenn die Putzreste an sich nur harmlose Arten belegen würden. Der Vorwurf von Verwandten gegenüber der/dem Pilzberater/-in würde sicherlich auch nicht leicht zu entkräften sein. Und alles nur, weil trotz Grünem Knollenblätterpilz im Korb der Rest des Inhalts frei- und mitgegeben wurde.

Für mich persönlich wiegt dieses Argument schwer, weshalb ich auch weiterhin versuchen werde, in so einem Fall meinen „mündlichen Beratungsvertrag" durchzusetzen. Bisher hatte ich damit auch nie Probleme.

Der neu erschienene Leitfaden für Pilzsachverständige der DGfM (2023a) nennt ebenfalls dieses Argument. Mein Rat ist hier daher: Konfiszieren (im rechtlich erlaubten Rahmen), also keine Freigabe zum Verzehr und Einbehalten des gesamten Sammelguts.

Soll man generell Giftpilze einbehalten?

Auch darüber wird nach meiner Erfahrung oft kontrovers diskutiert. Dazu gehören ja auch verdorbene Pilze. Aber ich bleibe bei den „echten" Giftpilzen. In einer Pilzberatungsstelle in einer Großstadt kann es ein logistisches Problem sein, alle einbehaltenen Giftpilze nach der Beratung entsorgen zu müssen. Man denke an eine Karbolegerlingsschwemme. Ist der Aufwand nötig? Natürlich muss man das selber für sich entscheiden. Ich möchte aber auch hier Argumente dafür anbringen. Der folgende Fall ist konstruiert, aber nicht unmöglich: Person A geht zur Pilzberatung. Der Korb enthielt Karbolegerlinge und die üblichen Röhrlinge. Die giftigen Egerlinge werden eigens in Zeitungspapier gepackt und wieder in den Korb gelegt und Person A wird gebeten, diese selbst zu entsorgen. Daheim stellt Person A den Korb auf den Tisch und geht nach Sammeln und Pilzberatungsbesuch erstmal unter die Dusche. Im Haushalt lebt auch Person B, die sich über die Pilze aus der Pilzberatung freut und sie parallel zubereitet. Sie riechen komisch, weshalb Person B mehrfach abschmeckt. Die Folge: eine Vergiftung. Ist nun Person A ehrlich genug, es auf die eigene Kappe zu nehmen? Der Fehler war, erst zu duschen und dann die Giftpilze zu entsorgen. Der Haussegen könnte berechtigt in Gefahr sein. Einfacher wäre es, der Pilzberatung die Schuld zu geben. Das ist zwar unehrlich bzw. kriminell, aber wenn es dazu kommt, dann ist es unangenehm.

Eine Lösung wäre, sich per Unterschrift bestätigen zu lassen, dass Giftpilze inklusive Aufklärung mit nach Hause gegeben wurden. Man kann den Aufwand minimieren, indem man Formulare vorgedruckt auf dem Beratungstisch bereithält. Die Überprüfung der Unterschrift kann auch durch kurzes Zeigen einer EC-Karte erfolgen. In dem Fall kommt es gar nicht erst zur oben konstruierten Situation.

Ich persönlich hatte bisher keine Probleme, auch generell Giftpilze einzubehalten. Ich biete aber auch die Pilzberatung zuhause an, habe einen Garten und eine Kompost. In der Stadt würde ich zumindest empfehlen, mir das Mitgeben bestätigen zu lassen.

Für den seltenen Fall, dass die zu beratende Person einen organschädigenden Giftpilz mit nach Hause nehmen möchte, empfehle ich die Unterschrift besonders dringend. Der Wunsch kann nachvollziehbar sein. Man will ja auch Giftpilze kennenlernen, diese in einem Buch nachschlagen und die Merkmale vergleichen. So lernt man Pilzarten ja kennen. Wenn es aber hier zu einem Versehen wie oben beschrieben kommt und dann die Pilzberatung der Sündenbock sein soll, fände ich das sehr unangenehm. Die Unterschrift schützt.

In Bezug auf verdorbene Pilze behalte ich diese ebenfalls am liebsten ein. Zu oft habe ich gehört, man könne den Schimmel auch wegschneiden. Oder dass die Maden beim Trocknen herausfallen. Ich hätte zu große Sorge, dass wieder zuhause doch aus dem „Madenpaket" der eine oder andere Pilz retour in den Kochtopf wandert. Auf der anderen Seite habe ich es auch nicht in der Hand, wenn die freigegebenen Pilze erst nach mehreren Tagen verzehrt werden und bis dahin verdorben sind. Oder dass das Auto mit den Pilzen nach der Beratung noch eine Stunde in der Sonne parkt. Man kann nicht alles ausschließen. Das Risiko des Nachsortierens empfinde ich aber als real – basierend auf eigenen Erfahrungen, was alles teils noch als essbar bezeichnet wird.

Freigabe ungesunder Pilze – oder: soll man Egerlinge noch freigeben?

Verdorbene Pilze sind ungesund. Das ist jedem klar und das Aussortieren dieser „Gammelpilze" gehört für viele Pilzberaterinnen und Pilzberater wohl mit zum „täglichen Brot". Ich persönlich war damit regelmäßig konfrontiert, als ich über meine damalige Heimatgemeinde bzw. die dortige AWO einen regelmäßigen Termin einmal wöchentlich angeboten habe, also eine Art Pilzsprechstunde. Bei meiner Pilzberatung daheim (mit Voranmeldung) passiert es viel seltener, dass ich schimmelige Rotfußröhrlinge aussortieren muss bzw. „darf".

Aber wie schaut es mit anderen ungesunden Faktoren aus? Die Cadmiumbelastung insbesondere von

Anisegerlingen ist ja auch immer wieder ein Thema. Parra (2008) hat die generelle Schwermetallbelastung von Egerlingen mit Cadmium, Blei und Quecksilber kompiliert. Im Forum der BMG habe ich dies auf Deutsch nochmal zusammengefasst (Hahn 2018). Dass Anisegerlinge auf Agarplatten besser wachsen, wenn man diesen Cadmiumionen zuführt, war bereits länger bekannt. So konnten Meisch et al. (1981) zeigen, dass Kulturen des Schiefknolligen Anisegerlings i.w.S. (*Agaricus abruptibulbus*) ein um 80% besseres Wachstum nach Zugabe von Cadmiumacetat aufweisen. Auch die Cadmiumaufnahme (bis zu 300-fach erhöhte Cadmiumkonzentration im Myzel nach Zugabe des Cadmiums) hat diese Studie belegt, ebenso wie einen hemmenden Effekt bei zu großen Cadmiumkonzentrationen. Meisch & Schmitt (1985) klärten für den Großsporigen Anisegerling (*Agaricus macrosporus* = *Agaricus urinascens*), welches Protein dieser Pilz für die Cadmiumaufnahme verwendet: das von ihnen entdeckte Cadmium-Mycophosphatin, ein Phosphoglucoprotein.

Unabhängig von der Art und Weise, wie Egerlinge Cadmium (oder Blei oder Quecksilber) aufnehmen, ist der Verzehr von schwermetallbelasteten Lebensmitteln sicherlich nicht gesund. Nur was soll man hier in der Pilzberatung machen? In den meisten allgemeinen Pilzbüchern werden selbst die am stärksten belasteten Egerlinge als Speisepilze geführt. Soll man sie nicht freigegen? Garcia et al. (2018) diskutieren sogar, *Agaricus macrosporus* aufgrund seiner äußerst effizienten Cadmiumaufnahme technisch für die Sanierung von schwermetallbelasteten Böden zu verwenden. Und sowas soll man zum Verzehr freigeben?

An et al. (2020) haben in Südkorea diverse Speisepilze aus unterschiedlichen Märkten analysiert. Das Ergebnis ergab, dass der international auch als „Vitalpilz“ bekannte Mandelpilz (*Agaricus blazei* = *Agaricus subrufescens*) in Bezug auf Cadmium-, Blei- und Arsenaufnahme von allen beprobten Speisepilzarten das größte Gesundheitsrisiko darstellt. Auch diese Art gehört zu den Anisegerlingen i.w.S. (*Agaricus* subgen. *Flaviagaricus* – vgl. Jaichaliaw et al. 2021). Ob sich das Ergebnis von An et al. (2020) nun auf gezüchtete Mandelpilze oder Wildsammlungen bezieht, ist unklar, da die Fruchtkörper ja einfach nur auf diversen Pilzmärkten gekauft wurden.

Zurück zur Pilzberatung bei uns. Wie soll man hier handeln? Soll man überhaupt handeln? Ich erlebe auch immer wieder unter Pilzfreundinnen und –freunden Diskussionen, wie viel der Schwermetalle bei einer Mahlzeit nun wirklich vom Menschen aufgenommen werden. Für Selbstversuche wird man aber wenige Probanden finden… Ich habe auch schon die These gehört, dass die Zellwände der Pilzzellen ja unverdaulich seien und deshalb die Schwermetalle nicht aufgenommen würden. Das würde dann aber auch für Vitamine gelten oder auch für Toxine. Trotz Chitinzellwänden vergiftet man sich mit Giftpilzen und trotz Chitinzellwänden werden Pilze gerne als Quelle für B-Vitamine genannt. Nein, das Argument kann nicht passen.

Es gibt sogar eine – allerdings nicht wirklich zitierbare – Meldung, dass ein Pilzsammler nach mehrmaligem Genuss von Anisegerlingen in einer Woche wegen Cadmiumakutvergiftung behandelt werden musste. Leider wurde dieser Einzelfall nicht näher analysiert. Natürlich ist unklar, ob der Patient nicht z.B. beruflich oder anderweitig einer Cadmiumquelle ausgesetzt war und dann die Erkrankung keinen (oder nur einen geringen) kausalen Zusammenhang mit den Pilzmahlzeiten hat oder ob es doch an den verzehrten Pilzen lag.

Jetzt geht es bei der Cadmiumproblematik der Egerlinge weniger um die Gefahr einer Akutvergiftung, sondern viel mehr um die Folgeschäden der schleichenden Cadmiumaufnahme. Und in der Pilzberatung möchte man ja Menschen im Zusammenhang mit Pilzen dem Wortsinn nach beraten. Die mögliche Schwermetallbelastung zu verschweigen, ist daher eigentlich keine Option. Das bezieht sich auch auf andere Schwermetalle wie radioaktives Cäsium in besonders stark belasteten Pilzen oder zum Beispiel Arsenverbindungen oder elementares Arsen in Speisepilzen. Ich vermute – und so erlebe ich es auch – ist die Kenntnis der Radioaktivität von Pilzen allgemein bekannt. Wenn ich hier in einer Beratung erwähne, dass z.B. Maronenröhrlinge oder Semmelstoppelpilze stark belastet sind, dann kann der Sammler oder die Sammlerin gewöhnlich ohne Probleme selbst entscheiden, ob er oder sie das Risiko des Verzehrs eingehen möchte. Bei dem Umweltgift Cadmium erscheint mir das weniger der Fall zu sein.

Die Frage bleibt: Kann man bzw. sollte man Anisegerlinge zum Verzehr freigeben? Meine eigene Meinung ist hier ein klares nein. Sie sind schleichend gesundheitsschädlich. Ich kann nicht guten Gewissens als Berater den Verzehr dieser Pilze freigeben, also empfehlen. Ich kann aber vor dem Gesundheitsrisiko warnen und die zu Beratenden dann selbst entscheiden lassen, wie sie handeln wollen. Auch Rauchen ist ungesund – und das ist unstrittig. Solange Raucher (zu Recht) entscheiden dürfen, ob sie das mit dem Rauchen verbundene Gesundheitsrisiko eingehen, gibt es eigentlich kein Argument, dies nicht auch bei Anisegerlingen zuzulassen. Unfair wäre es aber, wenn Personen, die sich überlegen, mit dem Rauchen anzufangen, nicht über die Risiken informiert würden. Und das Rauchen hat zudem ein Suchtpotenzial. Der Verzehr von Anisegerlingen eher nicht. Insofern rate ich

in der Pilzberaterpraxis davon ab, Anisegerlinge zu verspeisen. Und wenn die „stolze Beute“ doch verzehrt werden soll, dann ist das die Entscheidung einer erwachsenen, aufgeklärten Person.

Bei Pilzausstellungen hingegen empfinde ich persönlich eine Deklarierung von Anisegerlingen als Speisepilze irreführend und gesundheitsgefährdend. Es wird suggeriert, dass sie essbar sind, eigentlich auch gut erkennbar sind (als Sektion/Untergattung) und somit lohnende Speisepilze (wenn man den Geschmack mag). Hier, so empfinde ich, hat man als Pilzberater oder Pilzberaterin eine Sorgfaltspflicht. Wie weit diese dann geht, also inwiefern man auch auf Blei oder Quecksilber (oder auf Radioaktivität) hinweisen sollte, ist sicher zu diskutieren. Generell schadet Aufklärung nie. Schwieriger ist es, konkrete Angaben zu bekommen, wie groß bei welchem Umweltgift das Risiko ab welcher Menge ist. Da hilft es erstmal, den zugänglichen Fachpublikationen zu folgen, vor allem, wenn diese Risikobewertungen beinhalten. Wie schwierig das ist, sei anhand der Information des Bundeamts für Strahlenschutz (BfS) gezeigt:

„*Die Aufnahme von 80.000 Becquerel Cäsium-137 mit der Nahrung entspricht einer Strahlendosis von etwa 1 Millisievert bei Erwachsenen. Der Verzehr von 200 Gramm Pilzen mit 2.000 Becquerel Cäsium-137 pro Kilogramm hat eine Strahlendosis von 0,005 Millisievert zur Folge. Dies ist deutlich weniger als die Strahlendosis bei einem Flug von Frankfurt nach Gran Canaria. Erwachsene, die jedoch jede Woche eine solche Pilzmahlzeit verzehren, erfahren im Jahr eine zusätzliche Strahlendosis wie bei rund zwanzig Flügen von Frankfurt nach Gran Canaria. In Zahlen ausgedrückt sind das 0,27 Millisievert.*“ Quelle: https://www.bfs.de/DE/themen/ion/umwelt/lebensmittel/pilze-wildbret/pilze-wildbret.html

Wenn man das Risiko der Strahlenbelastung von Flugreisen nicht kennt, kann man den Vergleich kaum verwenden. Man erkennt aber, dass die äquivalente Strahlendosis, die man hier aufnehmen würde, überschaubar gering ist. Dennoch schadet es nicht, hochbelastete Arten zu meiden, wenn es auch weniger stark belastete Speisepilzarten gibt.

Bei Cadmium sieht es etwas anders aus. Bekannt ist, dass sich Cadmium aufgrund seiner langen biologischen Halbwertszeit von ca. 30 Jahren im Körper im Laufe des Lebens anreichert und dort zum Beispiel als Langzeitfolge u.a. die Nieren, das Immunsystem oder auch die Knochen (durch Calciummangel) schädigen kann (vgl. Eisenbrand & Metzler 1994, Biesalski et al. 2010).

Der EU-Grenzwert – Verordnung (EU) 2023/915 – für Cadmium in Wildpilzen liegt bei 0,50 mg/kg, für Kulturpilze (außer Austernpilze und Shiitake) bei nur 0,050 mg/kg und für die beiden Ausnahmen bei 0,15 mg/kg (Europäische Union 2023). Insofern überschreiten Anisegerlinge i.w.S. den EU-Grenzwert um das 100 bis 500-fache!

Das Studium der Verordnung (EU) 2023/915 sei hiermit sehr empfohlen, denn dort finden sich auch die EU-Grenzwerte beispielsweise für Blei und Quecksilber. In Bezug auf Arsenverbindungen ist es schwieriger, denn hier werden Pilze nicht betrachtet, sondern primär Reis und Reiserzeugnisse. Das Beispiel des Schwarzblauenden Röhrlings (*Cyanoboletus pulverulentus*, Braeuer et al. 2017) und auch des Violetten Lacktrichterlings (*Laccaria amethystea*, Larsen et al. 1998) dürften ja mittlerweile hinlänglich bekannt sein.

Fazit bezüglich der Schwermetallbelastung von Wildpilzen: Ich empfehle, die Belastung mit Schwermetallen wie Blei, Cadmium und Quecksilber ernst zu nehmen und hoch belastete Arten nicht als Speisepilze anzusehen. Wie immer macht die Dosis das Gift und ein Einmalverzehr wird die lebenslange Aufnahmebilanz nicht merklich verschieben, aber ein deutliches Überschreiten der EU-Grenzwerte sollte m.E. doch zu bedenken geben. In Bezug auf Arsenverbindungen im Schwarzblauenden Röhrling empfehle ich ebenfalls, auch hier sehr zurückhaltend zu sein. Hier sind die Langzeitfolgen aber nicht so klar wie bei den genannten Schwermetallen, da es sich um eine Erhöhung von Krebsrisiko handelt, was schwerer zu belegen ist. Violette Lacktrichterlinge wiederum spielten in meiner Pilzberatungspraxis bislang kaum eine Rolle und die verzehrte Menge dürfte generell übersichtlich sein. Wer aber trotz Aufklärung diese Pilze verspeisen möchte, handelt eigenverantwortlich. Das Unterlassen der Aufklärung wäre für mich keine Pilzberatung, da der Beratungsaspekt wegfallen würde.

Was Egerlinge betrifft, kann man sich m.E. grob merken: Sehr viele Arten sind deutlich belastet (z.B. Blei, Cadmium, Quecksilber). Kulturegerlinge, die verhältnismäßig wenig belastet sind, werden für gewöhnlich nicht in die Pilzberatung gebracht und Wiesenegerlinge sind – wie so viele Egerlinge – mittlerweile schwer bestimmbar (dazu mehr im folgenden Abschnitt).

Wie verfährt man bei Speisepilzen mit sehr ähnlichen, giftigen Doppelgängern?

Nun, die Frage sollte einfach zu beantworten sein: ein Pilzberater muss die Doppelgänger kennen und die Speisepilze unterscheiden können… Und wenn nicht? Nun, dann sollte er die entsprechenden Speisepilze nicht freigeben.

In der Ausbildung von neuen Pilzberaterinnen und Beratern erlebe ich es oft, dass die Bestimmung von Stockschwämmchen von manchen Teilnehmern als

ein Problem angesehen wird, wenn diese zu selten oder noch gar keine Gifthäublinge gesehen bzw. in der Hand hatten. Hier kann aber anhand klarer Merkmale zumindest das Erkennen von typischen Stockschwämmchen erlernt werden. Dennoch ist man sich wohl erst dann wirklich sicher, wenn man den Doppelgänger auch in dessen Variationsbreite kennengelernt hat. Das ist selbstredend. Aber was ist, wenn neue Giftpilze in Deutschland zuwandern und ehemals als einfach bestimmbar geltenden Speisepilzen ähneln? Bis die Zuwanderer häufig sind, hat man wenig Chancen, sie kennenzulernen. Aber kann man dann noch die zugehörigen essbaren Verwechslungspartner freigeben?

Erneut das Beispiel der Egerlinge. Früher war es vermeintlich einfach. Gilbt ein Egerling in der Stielbasis, ist er giftig. Gilbt er dort nicht, sondern nur generell, v.a. an der Oberfläche und riecht nach Anis oder Mandeln, ist er essbar (aber siehe oben, Cadmium in Egerlingen).

Das einzige „Schreckgespenst" war der Rebhuhnegerling (*Agaricus phaeolepidotus*), denn der ähnelt makroskopisch den essbaren, sogenannten Waldegerlingen rund um *Agaricus silvaticus*. Das Röten im Fleisch ist aber nur dezent und meist sieht man auch hier ein wenn auch oft schwaches Gilben in der Stielbasis. Dieser „Falsche Waldegerling" ist aber giftig.

Seit aber *Agaricus freirei* in Deutschland aus Brandenburg gemeldet wurde (DGfM 2023b), gibt es einen weiteren Doppelgänger bei uns. Auch diese Art kann in der Stielbasis gilben, aber das Gilben fällt oft aus, das Röten im Fleisch ist deutlicher als beim Rebhuhnegerling. Im italienischen Pilzforum „funghiitaliani" findet man eine wunderschöne Bilderstrecke, die dies deutlich zeigt (Funghi Italiani 2016).

Auch bezüglich des Wiesenegerlings häufen sich die Meldungen eines relativ neuen Doppelgängers, dem Falschen Wiesenegerling (*Agaricus pseudopratensis*). Beide können sich ausgesprochen ähnlich sehen, zumindest bezüglich der weißhütigen Form des giftigen *Agaricus pseudopratensis* (vgl. Parra 2008).

Bei beiden genannten Beispielen wäre eine Verwechslung nicht ausgesprochen gefährlich, aber potentiell sehr unangenehm. Und eine Magen-Darm-Vergiftung nach Besuch einer Pilzberatung? Dazu darf es einfach nicht kommen, denn die Ratsuchenden vertrauen ja den Experten quasi Leib und Leben an. Der Vertrauensverlust in die Pilzberatung an sich wäre neben dem Schicksal der Betroffenen nicht auszudenken.

Ich habe den Falschen Wiesenegerling bereits in der Hand gehabt – vermute ich zumindest, denn die Bestimmung wurde nicht durch Sequenzierung nachgeprüft. Und auch da kann ich nur sagen, dass sich beide Arten sehr ähneln. Leichtes Gilben und leichtes Röten kann bei beiden Arten auftreten, wobei der giftige Doppelgänger erst schwach gilbt und an den gilbenden Stellen später rötet (aber das kann bei Wiesenegerlingen i.w.S. auch passieren). Die Stielbasis gilbt bei beiden nicht (wenn doch, hat man Glück und erkennt die Giftpilzart zumindest daran als giftig), aber die Form der Stielbasis scheint sich etwas zu unterscheiden. Früh rosa Lamellen haben beide, der Ring ist bei beiden hinfällig… Im Korb zusammen mit essbaren Wiesenegerlingen täte ich mir da aber auch sehr schwer. Der Geruch bleibt noch – erst fehlend, später nach Karbol beim Falschen Wiesenegerling, nach Pilz („Zuchtchampignongeruch") beim essbaren Wiesenegerling. Insgesamt wenig. Und die deutlich unterschiedlichen Sporenmaße helfen in der Pilzberatung auch nicht weiter.

In Sachen Egerlinge gibt es also bei den rötenden Waldegerlingen (die auch mit Schwermetallen belastet sein können), die bisher als einfach galten, einen neuen Doppelgänger (ob nur in Brandenburg oder schon z.B. in den Sandkiefernwäldern der Oberpfalz vorhanden?). Diesen kenne ich nicht aus eigener Erfahrung. Und bezüglich des Falschen Wiesenegerlings fühle ich mich persönlich bei einem Korb voller vermeintlich echter Wiesenegerlinge durchaus überfordert. Und die gilbenden Egerlinge sind per se ungesund. Also in der Quintessenz: ich gebe Egerlinge nicht mehr frei. Bei den rötenden Arten ändert sich das vielleicht, wenn ich den Doppelgänger real kennengelernt habe, bei den Wiesenegerlingen hätte ich wohl immer ein ungutes Bauchgefühl (und man muss sich ja zu 100 % sicher sein) und die gilbenden könnte ich freigeben, aber die Schwermetalle (siehe oben).

Insofern sind Egerlinge plötzlich in der Pilzberatung ganz einfach: Nein, keine Freigabe. Wie sich die Zeiten ändern!

Und wie ist es mit anderen Zuwanderern? In der Wintervortragsreihe der Öster. Mykol. Gesellschaft und der Bayer. Mykol. Gesellschaft (zusammen mit der DGfM und Vereinen aus Italien) wurde im Frühjahr 2023 während der anschließenden Diskussion (die nicht online abrufbar ist) das Zuwandern des Echten Ölbaumtrichterlings (*Omphalotus olearius* s.str.) in Tirol erwähnt. Zudem sind mir Funde von rosalamelligen *Amanita*-Funden aus Österreich und Bayern bekannt (aktuell sind mir die Ergebnisse von geplanten oder bereits ausgeführten Sequenzierungen nicht bekannt, aber es geht um die Artengruppe rund um *Amanita boudieri* var. *beillei* und *Amanita solitaria* var. *subbeillei*). Sollten sich diese Taxa ausbreiten, werden sie vermutlich aufgrund ihrer Lamellenfarbe durchaus als Egerlinge gesammelt und verzehrt. Nicht von ungefähr werde ich fast jährlich in unterschiedlicher

Frequenz wegen Problemen nach dem Verzehr des Rosablättrigen Egerlingsschirmlings (*Leucoagaricus leucothites* s.l.) über den Giftnotruf kontaktiert, der ebenfalls aufgrund der Lamellenfarbe und ansonsten weißer Fruchtkörper als „Champignon" gesammelt wird. Und *Amanita solitaria*, der Igelwulstling, ist immerhin nierentoxisch, ebenso wie eben auch *Amanita boudieri* oder *A. gracilior* (Kirchmair et al. 2016), so also wohl auch deren Varietäten. Dass rosablättrige Amaniten mittlerweile auch nördlich der Alpen gefunden werden, ist eine wichtige Information für die Pilzberatung. Wenn endgültig geklärt ist, um welches Taxon oder welche Taxa es sich hierbei jeweils handelt, wird dies ein besonders wichtiges Thema für Pilzberaterfortbildungen sein.

Es bleibt die generelle Frage, wie man mit Arten umgehen soll, bezüglicher derer giftige Doppelgänger zuwandern oder zuwandern könnten (z.B. auch der Parfümierte Trichterling, *Paralepistopsis amoenolens*). Solange keine praktische Erfahrung mit neuen Doppelgängerarten vorhanden ist, empfehle ich hier größte Zurückhaltung. Es gilt ja schließlich: In der Pilzberatung werden nur zu 100% sicher bestimmte Pilze als Speisepilze freigegeben. Besteht der geringste Restzweifel, wäre es fahrlässig, eine Essensfreigabe zu erteilen.

Ich selber traue mir als letztes Beispiel durchaus zu, einen Eierwulstling (*Amanita ovoidea*) als solchen zu erkennen und zu bestimmen. Solange ich aber den Doppelgänger *Amanita proxima* nicht selber gesehen und in meinen Händen gehabt habe, um die mir aus der Theorie bekannten morphologischen Unterscheidungsmerkmale zu überprüfen bzw. zu bestätigen, würde ich weder Eierwulstlinge selber verzehren noch anderen diese als Speisepilz freigeben.

Fazit und Ausblick

Generell sollte in der Pilzberatung der Leitspruch „better safe than sorry" gelten. Ratsuchende vertrauen der Pilzberatung und wollen das Hobby, Pilze zu sammeln und zu verzehren, ohne gesundheitliches Risiko beginnen oder vertiefen. Das reine Bestimmen des Sammelguts und die Freigabe von Arten, die zumindest nicht akut toxisch sind, reicht da m.E. nicht aus. Um aber beispielsweise hinsichtlich von Schwermetallbelastungen beratend helfen zu wollen, benötigt man entsprechendes Hintergrundwissen. Die heutige, digitalisierte Welt bietet aber wie wohl noch nie zuvor einen meist leichten Zugang zu entsprechender Information. Meist sind die Fachbeiträge auf Englisch verfasst. Manche schreckt das aufgrund gewisser Sprachbarrieren vielleicht ab. Aber hier helfen Pilzberaterfortbildungen wie z.B. im Rahmen der Bayerischen Mykologischen Tagungen oder entsprechende Veranstaltungen andernorts bzw. von anderen Vereinen. Und natürlich können, dürfen und sollen Pilzberaterinnen und Pilzberater sich ja auch untereinander quer vernetzen. Die Kenntnis über neu hinzuwandernde Giftpilze sollte sich natürlich besonders schnell verbreiten.

Der hier vorgestellte Beitrag beleuchtete ein paar Aspekte aus meiner eigenen, subjektiven Sicht. Vielleicht regt dies aber zur Diskussion an. Geplant ist eine Weiterführung der „Gedanken zur Pilzberatung" als kleine Reihe. Hier kann ich auch sehr gerne Fragen, die mir zukommen sollten, aufgreifen und entsprechend kommentieren.

Danksagung

Es fällt schwer, einzelne Personen herauszuheben. Auf Tagungen, bei Vorträgen (auch digital) oder auch in Pilzforen im Internet bin ich immer dankbar über Erfahrungsberichte anderer Pilzberaterinnen oder Pilzberater. Ich werde auch bei Vergiftungsfällen immer wieder mal mit einbezogen, um bei der Bestimmung zu helfen. Ebenso wird mir dankenswerterweise immer wieder von den beteiligten Expertinnen und Experten von den betreuten Vergiftungen berichtet. Viele dieser mündlichen Informationen sind nicht durch spätere Publikation belegt und daher auch nicht wirklich zitierbar. Es sind dennoch Erfahrungsberichte, die wertvoll sind. Ich bedanke mich daher herzlichst bei allen Pilzfreundinnen und –freunden, die mich an ihren Erfahrungen haben teilhaben lassen, die mich ohne geschützte Informationen weiterzugeben über Vergiftungsfälle informieren. Ebenso danke ich für all die Gespräche, beispielsweise am Rande der Pilzausstellung in München oder während unserer Tagungen, die auch manche der hier vorgestellten Fragen aufwarfen. Würde ich Namen aufzählen, würde ich sicherlich viele andere Namen ohne Absicht auslassen. Daher bedanke ich mich auf diese, allgemeine Art und werde persönliche Danksagungen in weiteren, persönlichen Gesprächen und Diskussionen aussprechen.

Literatur

An J-M, Gu S-Y, Kim D-Y, Shin H-C, Hong K-S, Kim Y-K (2020) – Arsenic, cadmium, lead, and mercury contents of mushroom species in Korea and associated health risk. International Journal of Food Properties **23(1)**: 992-998. doi: 10.1080/10942912.2020.1770786

Biesalski HK, Bischoff SC, Puchstein C (2010) – Ernährungsmedizin. Nach dem Curriculum Ernährungsmedizin der Bundesärztekammer und der DGE. 4., vollständig überarbeitete und erweiterte Auflage. 1160 pp.

Braeuer S, Goessler W, Kameník J, Konvalinková T, Žigová A, Borovička J (2017) – Arsenic hyperaccumulation and speciation in the edible ink stain bolete (*Cyanoboletus pulverulentus*). Food Chemistry **242**: 225-231. doi:10.1016/j.foodchem.2017.09.038

DGfM (2023a) – Leitfaden für Pilzsachverständige. Tipps und Hilfestellubngen für PSV und alle, die es werden wollen. 192 pp.

DGfM (2023b) – *Agaricus freirei* Blanco-Dios 2001. https://www.pilze-deutschland.de/organismen/agaricus-freirei-blanco-dios-2001 (zuletzt aufgerufen am 16.12.2023)

Eisenbrand G, Metzler M (1994) – Toxikologie für Chemiker. Stoffe, Mechanismen, Prüfverfahren, Chemikalienrecht. 320 pp.

Europäische Union (2023) – Verordnung (EU) 2023/915 der Kommission vom 25. April 2023 über Höchstgehalte für bestimmte Kontaminanten in Lebensmitteln und zur Aufhebung der Verordnung (EG) Nr. 1881/2006. Amtsblatt der Europäischen Union L 119/103. Online unter https://eur-lex.europa.eu/legal-content/DE/TXT/PDF/?uri=CELEX:32023R0915 (zuletzt aufgerufen am 16.12.2023)

Funghi Italiania (2016) – *Agaricus freirei* Blanco-Dios 2001. https://www.funghiitaliani.it/topic/77541-agaricus-freirei-blanco-dios-2001/ (zuletzt aufgerufen am 16.12.2023)

García MA, Alonso J, Melgar MJ (2005) – *Agaricus macrosporus* as a potential bioremediation agent for substrates contaminated with heavy metals. Journal of Chemical Technology and Biotechnology **80**: 325-330. doi: 10.1002/jctb.1203

Jaichaliaw C, Kumla J, Vadthanarat S, Suwannarach N, Lumyong S (2021) – Multigene Phylogeny and Morphology Reveal Three Novel Species and a Novel Record of *Agaricus* From Northern Thailand. Frontiers in Microbiology **12**. doi: 10.3389/fmicb.2021.650513

Kirchmair M, Carillho P, Pfab R, Haberl B, Felgueiras J, Carvalho F, Cardoso J, Melo I, Vinhas J, Neuhauser S (2012) – *Amanita* poisonings resulting in acute, reversible renal failure: new cases, new toxic *Amanita* mushrooms. Nephrology Dialysis Transplantation **27**: 1380-1386. doi: 10.1093/ndt/gfr511

Larsen EH, Hansen M, Gössler W (1998) – Speciation and health risk considerations of arsenic in the edible mushroom *Laccaria amethystina* collected from contaminated and uncontaminated locations. Applied Organometallic Chemistry **12**: 285-291.

Meisch H-U, Schmitt JA (1985) – Characterization Studies on Cadmium-Mycophosphatin from the Mushroom *Agaricus macrosporus*. Environmental Health Perspectives **65**: 29-32.

Meisch H-U, Scholl A-R, Schmitt JA (1981) – Cadmium — ein Wachstumsfaktor für den Schiefknolligen Anis-champignon *Agaricus abruptibulbus* (Peck) Kauffmann. Zeitschrift für Naturforschung C **36**: 765-771.

Parra LAS (2008) – *Agaricus* L., *Allopsalliota* Nauta & Bas., Tribu Agaricaceae S. Imai, Part 1. Fungi Europaei 1.

Kurzbericht von der 15. Bayerischen Mykologischen Tagung in Nößwartling

Online publiziert am 19.12.2023

Ende September 2023 trafen sich Mykologinnen und Mykologen nicht nur aus Bayern, sondern auch aus ganz Deutschland, Österreich und der Schweiz in der Alten Mühle in Nößwartling bei Arnschwang, die LBV- und BMG-Mitglied Elfriede Kellnhofer, als Tagungsort auswählte. Der Landesbund für Vogelschutz freute sich über die Gäste, die sich im Zentrum Mensch und Natur über die heimischen Pilze austauschten. Bei unseren Jahrestagungen besuchen Pilzkenner jedes Jahr interessante Naturschutzgebiete, Naturwaldreservate und ähnlich schützenswerte Gebiete, um die dort heimischen Pilzgesellschaften zu erforschen, zu kartieren und diese Ergebnisse dann auch den örtlichen Naturschutzbehörden zur Verfügung zu stellen. Heuer besuchten wir die Region rund um Furth im Wald und freuten sich über so manchen besonderen Fund.

Mit viel Weitblick wählte Christoph Wamser die Gebiete in Rücksprache mit Elfriede Kellnhofer aus und organisierte die Fahrten dorthin und Touren vor Ort wie gewohnt für alle ganz unkompliziert. Die anwesenden Fachleute erkundeten 5 Tage lang die verschiedensten Naturschutzgebiete, Naturwaldreservate und auch andere artenschutzrelevante Gebiete sowohl im Landkreis Cham als auch in den angrenzenden Landkreisen Schwandorf und Regen. Mitorganisatorin Elfride Kellnhofer stellte den angereisten Mykologinnen und Mykologen in einem Vortrag die Exkursionsgebiete vor und stimmte so auf die Gegend ein. Gesammelt wurde dann an den Rißlochfällen und im Naturwaldreservat Grübel im Arbergebiet, im Arracher Moor, im Gibachtbereich, in den Regentalauen und in den Neubäuer Weißmoos-Kiefern-Wäldern die unterschiedlichsten Pilze, die ein normaler Schwammerlsucher sicher niemals in den Korb pakken würde. *Sabuloglossum monticola*, ein Fund aus dem Naturwaldreservat Grübel, wird in diesem Heft in einem eigenen Fachartikel von Ludwig Beenken und Rebecca Schneeweiss vorgestellt.

Viele Teilnehmer haben mit Hilfe ihres jeweils mitgebrachten Mikroskops die Funde des Tages vorbestimmt, sodass nicht nur rein makroskopisch bestimmbare Arten bei den täglichen Fundvorstellungen in großer Runde präsentiert wurden. Wie es ja fast schon Tradition ist, hat natürlich Werner Jurkeit die während der Tagung gefundenen Täublinge ausführlich vorgestellt.

Zur Tagung hatte sich auch Norbert Schäffer, Landesvorstand des Landesbunds für Vogel- und Naturschutz in Bayern e.V., in Nößwartling eingefunden, um einen naturschutzfachlichen Dialog mit den anwesenden Pilzexperten zu führen. Im gemeinsamen Gespräch mit dem Präsidenten der Bayerischen Mykologischen Gesellschaft Christoph Hahn stellten beide den Wert der Buchenwälder in den Mittelpunkt, die frei von menschlicher Nutzung sind. Bayern trägt hier mit Deutschland eine weltweite Verantwortung. Nur in prozessgeschützten Wäldern können sich auch hochbedrohte Vertreter der Pilzfunga entwikkeln, ihr Wert ist nicht mit Wirtschaftswäldern vergleichbar. Sichtlich erstaunt war Schäffer über die unerwartet hohe Anzahl der gefundenen Pilze. Dabei waren teilweise große Raritäten, für die Deutschland weltweit eine große Verantwortlichkeit für deren Erhalt und Schutz innehat. „Ich fühle mich jetzt richtig klein und unbedeutend mit unseren etwa 350 Vogelarten in Bayern“, gestand der LBV-Landesvorstand im Rahmen der abendlichen Fundbesprechung mit BMG-Präsidenten Hahn, „denn die unglaubliche Artenvielfalt im Reich der Pilze stellt doch alles andere in den Schatten.“ Derart begeistert sicherte Schäffer seine volle Unterstützung bei zukünftigen Vorhaben der BMG zu, die von der Bayerischen Mykologischen Gesellschaft gerne angenommen wird.

Nach den ersten zwei Exkursionstagen war am Sonntag, den 1. Oktober 2023 ein reiner Theorietag angesagt. Vormittags wurden Fachvorträge angeboten: Ludwig Beenken referierte über auffallende und vor allem neu zugewanderte phyto- bzw. forstpathologische Pilze, Renate Schöber über die Bestimmung und die Merkmale von Filzröhrlingen, Ruth Zick über Heilpilze und deren Möglichkeiten und Grenzen der therapeutischen Anwendung und abschließend Till R. Lohmeyer über das Mammutprojekt „Die Funga der Inn-Salzach-Region“. Nach der Mittagspause bot Christoph Hahn als Pilzberaterfortbildung eine offene Diskussion mit Erfahrungsaustausch zum Thema „Neues über Giftpilze und Pilzvergiftungen“ an. Die dortige Diskussion war unter anderem ein Mitauslöser für den ebenfalls in diesem Heft publizierten Artikel „Gedanken zur Pilzberatung“.

Am Montag wurden wieder Exkursionen angeboten, am Dienstag reisten schließlich die Teilnehmer (hoffentlich alle) zufrieden wieder ab. Der Landkreis Cham ist sicherlich ein Gebiet, das man im Rahmen von Pilzexkursionen noch öfter unter die Lupe nehmen wird, da sind sich die Tagungsteilnehmer sicher.

Cornelia Euringer-Klose

Abb. 1 – LBV-Präsident Norbert Schäffer (3.v.l.) staunte über die schier unüberschaubare Artenvielfalt der Pilze im Bayerischen Wald. Mit im Bild v.l.: Tagungs-Organisatorin, Natur- und Landschaftsführerin und Pilzberaterin Elfriede Kellnhofer, LBV-Geschäftsstellenleiter Markus Schmidberger, BMG-Präsident Christoph Hahn und BMG-Präsidiumsmitglieder Thomas Zick, Christoph Wamser (ebenfalls Tagungsorganisation) und Renate Schöber.
(Bild: Cornelia Euringer-Klose)

Abb. 2 – Die Fundbesprechungen waren auch heuer wieder ein beliebter Programmpunkt unserer Tagung.
(Bild: Cornelia Euringer-Klose)

Abb. 3 – *Clavaria zollingeri*, eine seltene Besiedlerin magerer, bodensaurer Offenlandstandorte, war auch in ästhetischer Hinsicht ein ausgesprochen schöner Fund.
(Bild: Rudi Markones)

Mycologia Bavarica
Band 23: 134

ISSN 2940-8342 (Online)
www.mycologia-bavarica.de

Rezension

Online publiziert am 19.12.2023

Leitfaden für Pilzsachverständige

Tipps und Hilfestellungen für PSV und alle, die es werden wollen, broschiert.

1. September 2023

191 Seiten und 84 farbige Abbildungen

Herausgeber: Deutsche Gesellschaft für Mykologie (DGfM) e.V. (Karlsruhe)

Gespannt erwartete ich die längst fällige Neuauflage des Leitfadens für PSV der DGfM. Schon beim ersten Durchblättern war ich begeistert. Diese Begeisterung mündete beim intensiveren Studium in Bewunderung und Respekt, wie viel Information man auf nur 191 Seiten zu einem Preis von 12,50 € (Subskription 10,00 €) unterbringen kann. Der Inhalt lässt kaum Wünsche offen. Der Leitfaden gliedert sich in 7 Kapitel. Die ersten drei behandeln die Voraussetzungen, die Vorbereitung und den Ablauf der PSV-Prüfung. Danach wird das Tätigkeitsspektrum der Pilzsachverständigen auf 42 Seiten detailliert dargestellt. Von der klassischen Pilzberatung, der Korbkontrolle, Beratungen am Telefon und nach Zusendung von Bildmaterial per Email oder in Sozialen Medien bis zur Zusammenarbeit mit den Giftinformationszentren bei der Aufklärung von Pilzvergiftungen werden ausführliche Ratschläge und Tipps gegeben. Da fühlt man sich auch rechtlich gut abgesichert und auch alte Hasen werden den einen oder anderen wertvollen Tipp mitnehmen können. Das trifft auch für die Themen Organisation von geführten Pilzwanderungen bzw. Pilzexkursionen, von Pilzvorträgen, Seminaren und Workshops, Pilzausstellungen, Umgang mit den Medien bei Veröffentlichungen und Beiträgen in Rundfunk und Fernsehen zu.

Weitere Aufgaben für den PSV ergeben sich bei der Kartierung und im Naturschutz.

Zu den Rechten und Pflichten eines PSV gehören die Präsenz auf der Liste der PSV auf der DGfM-Website, die Abgabe eines Jahresberichts und die Weiterbildung. Auch das für und Wider der Abrechnung von Beratungsleistungen wird diskutiert. Zu all diesen Themen finden sich am Ende des Leitfadens Prüfungsfragen, Listen und Formulare, die man zumindest als Grundlage eigener Schreiben verwenden kann.

Auf den nächsten 54 Seiten wird in kompakter, aber dennoch ausführlicher Form auf echte und unechte Pilzvergiftungen eingegangen. Es werden die Syndrome vorgestellt mit Latenzzeiten, den verursachenden Pilzarten und deren Giftstoffen, grob die dazugehörenden Laborwerte und das Antidot erwähnt. Auch Nachweismethoden, Sofortmaßnahmen und das Vorgehen bei Pilzvergiftungen wird knapp, aber trotzdem detailliert besprochen. Bebilderte Artenporträts der wichtigsten Giftpilze Mitteleuropas runden das Ganze ab.

Im Kapitel „Pilze und Paragraphen“ geht es unter anderem um Haftungsfragen, Waldbetretungsrechte und viel Informatives rund um Natur- und Artenschutz. Es folgt ein Glossar zu mykologischen Fachbegriffen und ein kurzes Literaturverzeichnis.

Im Anhang finden sich Listen wie eine Positivliste der Speisepilze, eine Liste der Pilze mit uneinheitlich beurteiltem Speisewert, eine Artenliste kultivierbarer Speisepilze und eine Liste der Giftpilze mit Syndromen. Wie oben schon erwähnt folgen Prüfungsordnungen, Muster einer schriftlichen Prüfung und weitere Formulare.

Fazit: In der Tat werden alle für PSV relevanten Themen ausführlich behandelt. Der Leitfaden stellt nicht nur eine wertvolle Unterstützung bei der Prüfungsvorbereitung dar, sondern bietet auch allen PSV ein kompaktes Nachschlagewerk, das man sich vor jeder Pilzberatungssaison immer wieder zu Gemüte führen sollte. Man kann der DGfM wirklich nur zu diesem Werk gratulieren.

Anschrift des Autors: Georg Dünzl, Ludwig-Werder-Weg 15b, D-81479 München; georg.duenzl@pilze-muenchen.de

Neu beschriebene oder umkombinierte Taxa

Online publiziert am 19.12.2023

Pseudosperma minervae Bandini & G. Bandini spec. nov. Seite 8

Pseudosperma musilii Bandini, B. Oertel & Schmidt-Stohn spec. nov. Seite 11

Inocybe ardua Bandini B. Oertel & Schmidt-Stohn spec. nov. Seite 13

Inocybe avia Bandini & B. Oertel spec. nov. Seite 16

Inocybe crepusculi Bandini & Dondl spec. nov. Seite 19

Inocybe enteluri Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. Seite 22

Inocybe juturnae Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. Seite 24

Inocybe phari Bandini & G. Bandini spec. nov. Seite 27

Inocybe telluris Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. Seite 30

Inocybe thrudiae Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. Seite 32

Inocybe trochili Bandini, Friebes & B. Oertel spec. nov. Seite 35

Inocybe ukkoi Bandini & B. Oertel & Vauras spec. nov. Seite 38

Inocybe urdiae Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. Seite 40

Inocybe vidarii Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. Seite 43

Notes for authors

„Mycologia Bavarica“ publishes original works on the taxonomy, systematics, morphology, anatomy, ecology, distribution, and phenology of fungi. The main emphasis, though not exclusive, is to be given to the Bavarian funga.

The manuscripts submitted will be checked by the editors and possibly passed on to other qualified reviewers for assessment. The editors will advise authors of acceptance or rejection of their articles and, where appropriate, of any changes required. Authors have no legal claim to publication. Articles may be written in German or English. It is required that the texts are grammatically and stylistically sound. The editor can be of assistance in producing summaries in German where required. The method of quoting scientific names, authors and specialist literature is to be taken from the examples in the present volume.

The following layout is required for the headers: English (German) title – name(s) of author(s) (addresses as foot note) – German (English) title – English keywords – English summary – German summary.

The following structure is recommended for the body text: introduction – material & methods – results (e. g., including macroscopic and microscopic descriptions) – discussion – expression of thanks – references.

References of authors and photographers should be indicated as small caps – e.g. SINGER (1976). Taxa on the rank of genus or below are to be indicated as italics – e.g. *Agaricus*, *Boletus edulis*. – taxa of higher rank are not to be highlighted due to different fonts, Measurements (e.g. of spores) are to be layouted as (8–) 9–<u>12,3</u>–14,5 (–15,5) x 4,5–<u>6,4</u>-8 (–9) µm (mean values underlined) or to be stated as mean value combined with calculated confidence intervals.

Manuscripts are to be submitted as one hardcopy plus electronic data media (CD, USB-Stick) or by e-mail. The text files are to be in MS Word, or OpenOffice document format. Authors will receive a pdf document via e-mail, which they are requested to proofread carefully and return soon.

Illustrations (b/w drawings or colour photographs) are very welcome, but the editor cannot guarantee publication of colour photographs in each case. Drawings are to be done in black ink on white card or transparent paper. The scale is to be indicated in each case. Illustrations are to be submitted as high-resolution digital data (at least 300 dpi for colour photographs and 800 dpi for b/w drawings), slides or sharp, glossy prints. Drawings and colour plates are to be numbered consecutively (Fig. 1, Fig. 2 etc.) and have captions.

The first author will receive a pdf of the published paper(s) and additionally one free copy of the entire issue.

Samples of the collections published in the essays should be deposited in a public herbarium such as the State Botanical Collection Munich (M).

Until further notice „Mycologia Bavarica“ is to be published once a year, subject to change.

Manuscripts are to be submitted to:

Dr. Christoph Hahn, Hobelwirtstr. 3, D-86911 Dießen-Dettenschwang, hahn@pilze-bayern.de

Dr. Thomas Sendor, Oetztaler Str. 3, D-81373 München, thomas.sendor@pilze-muenchen.de

Josef Maria Christan, Wiesbachhornstraße 8, D-81825 München, josef-maria.christan@posteo.de

Inhaltsverzeichnis

Bandini D, Oertel B, Eberhardt U – Noch mehr Risspilze (4): Vierzehn neue Arten der Familie Inocybaceae 1

Beenken L, Schneeweiss R – *Sabuloglossum monticola* – zweiter Nachweis für Deutschland im Bayerischen Wald 63

Dondl M – Beiträge zur Gattung *Cortinarius* in Bayern, Teil 2: Sektion *Calochroi*, *C. platypus* und *C. insignibulbus* 51

Dondl M, Dünzl G – *Butyriboletus roseogriseus* am Kirchsee in Oberbayern 69

Hahn C – Editorial: Das Zeitalter der Digitalisierung . . . . . A

Hahn C – Gedanken zur Pilzberatung 125

Kruse J – Nachtrag zur Kenntnis der phytoparasitischen Kleinpilze aus dem bayerischen Allgäu 73

Schöber R, Lohmeyer TR, Rücker T – *Ramariopsis robusta* Matous & Holec – Kräftige Wiesenkoralle, Fungi selecti Bavariae 47 68

Kurzbericht und Rezensionen

Euringer-Klose C – Kurzbericht von der 15. Bayerischen Mykologischen Tagung in Nößwartling 132

Dünzl G – Rezension: Leitfaden für Pilzsachverständige 134

Neu beschriebene oder umkombinierte Taxa 135

ISSN 1431 – 2042