

# MYCOLOGIA BAVARICA

Bayerische mykologische Zeitschrift

Bavarian Journal of Mycology



*Gloiodon strigosus*

Foto: C. HAHN

---

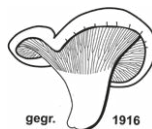
**Band 21**

**2021**

# Mycologia Bavarica

## Herausgeber:

Verein für Pilzkunde München e.V.  
c/o Helmut Grünert, Leitenweg 2  
D-82205 Gilching



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



## Schriftleitung:

Dr. Christoph Hahn	Josef Christan
Hobelwirthstr. 3	Wiesbachhornstraße 8
D-86911 Dießen-Dettenschwang	D-81825 München

## Redaktion:

Dr. Ditte Bandini	Helmut Grünert	Dr. Julia Kruse	Dr. Thomas Sendor
Panoramastr. 47	Leitenweg 2	Pfalzmuseum für Naturkunde	Friedenheimer Str. 33
D-69257 Wiesenbach	D-82205 Gilching	Hermann-Schäfer-Straße 17	D-80686 München
		D-67098 Bad Dürkheim	

## Erscheinungsdatum von Band 21: Mai 2021

**Titelbild:** *Gloiodon strigosus*, Deutschland, Bayern, Regierungsbezirk Oberbayern, Landkreis Landsberg am Lech, Rott am Lech, Rottbach bei Apfeldorfhausen, 660 m ü. NN, an Grauerle (*Alnus incana*), 28.3.2021, leg./det. C. Hahn.

**Bezug der Zeitschrift:** Der Preis pro Band und Jahr beträgt € 15,00 plus Porto und Verpackung. Für Mitglieder des Vereins für Pilzkunde München e.V. und der Bayerischen Mykologischen Gesellschaft e.V. beträgt der Preis € 12,50 plus Porto und Verpackung.

## Für Abonnements- und Einzelheftbestellungen sowie Adressänderungen und neue Bankverbindungen wenden Sie sich bitte an:

Brigitte Fiedler, E-Mail: [abo@mycologia-bavarica.de](mailto:abo@mycologia-bavarica.de)

Das Bestellformular finden Sie auch online unter [www.mycologia-bavarica.de](http://www.mycologia-bavarica.de) im Menüpunkt „Bezug“.

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

**Druck und Bindung:** Druckerei Lanzinger, Hofmarkt 11, D-84564 Oberbergkirchen

ISSN 1431-2042

© 2021

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

## Die unerträgliche Leichtigkeit der Pilzbestimmung

Die Anlehnung der Überschrift an den berühmten Roman „*L'Insoutenable Légèreté de l'être*“ („Die unerträgliche Leichtigkeit des Seins“) von Milan Kundera ist wenn, dann nur indirekt beabsichtigt. In Wirklichkeit bezieht sie sich auf den erst kürzlich erschienenen Aufsatz von HOFSTETTER et al. (2019), welcher den Titel „*The unbearable lightness of sequenced-based identification*“ trägt.

Die Sequenzierung ist ein Thema, das dank der mittlerweile erschwinglichen Kosten auch in die Amateurmykologie Einzug gehalten hat. So ist es heutzutage selbstverständlich, bei Neubeschreibungen abzuklären, ob ähnliche Sequenzen von bereits beschriebenen Arten vorhanden sind. Die These, dass eine Aufsammlung eine neue Art darstelle, wird auf diese Weise molekular überprüft.

Doch auch bei der reinen Pilzbestimmung kann die Sequenzierung sehr hilfreich sein. Immer mehr Fälle treten auf, bei denen nach aktuellem Kenntnisstand eine genaue Bestimmung mit klassischen Methoden nicht möglich ist. Ohne Sequenzierung kann man hier keinen gesicherten Artnamen angeben. Und ein großer Vorteil: wirklich jeder kann diese Bestimmungsmethode probieren. Es ist nicht schwierig. So hatte ich beispielsweise einen Dachpilz aus dem sehr schwierigen *Pluteus cervinus*-Aggregat aufgesammelt (Abb. 1) und anatomisch anhand der bifurkaten Hakenausprägung der Pleurozystiden – JUSTO et al. (2014) folgend – als *Pluteus hongoi* Singer bestimmt. Der Bestimmungsvorgang war aufwendig. Erfassen der Makroskopie (Stiel war glatt, passend für *Pluteus hongoi*, Hutfarbe zu dunkel, da eher *Pluteus cervinus*), dann die Mikroskopie, Sporen vermessen, unterschiedliche Zystidentypen prüfen, schlüsseln und nach einigen Stunden des Hin- und Hers entschied ich mich



für *Pluteus hongoi* als Ergebnis. Aber mit dem berühmten „cf.“ dazwischen, also *Pluteus cf. hongoi*, gedanklich mit einem groß geschriebenen und fett gedruckten cf., schwankend, ob *Pluteus cervinus* (Schaeff.) P. Kumm. agg. nicht besser wäre.

**Abb. 1:** *Pluteus cervinus*, 6. Juni 2020, als *Plutues hongoi* bestimmt, molekular jedoch klar *Pluteus cervinus* s. str.

Foto: C. HAHN



Die Sequenz des *tef1*-Gens (die ITS-Region ist hier nicht aussagekräftig genug) dieser Kollektion ergab aber sofort Aufschluss. Es ist doch „nur“ *Pluteus cervinus* s. str., *Pluteus hongoi* ist weit entfernt. Die Bestimmung erfolgte hier also molekular. Auch *Pluteus rangifer* Justo, E.F. Malysheva & Bulyonk. und *Pluteus exilis* Singer, die *Pluteus cervinus* am nächsten stehen, unterschieden sich hier bereits deutlich. Dank der Studie von Justo et al. (2014), die sehr viele Sequenzen für ihre Revision der „Rehbraunen Dachpilze“ im weitesten Sinn verwendeten, ist das Bestimmungsergebnis hier klar. Es wurde auch der Epitypus von *Pluteus cervinus* sequenziert (REG 13641) – die Sequenz meiner Kollektion stimmt zu 99,43 % mit der des Typus überein. Die Information, dass es der Typus ist, wird aber leider nicht erkennbar in der Ergebnisliste der BLAST-Analyse angegeben – sie ist in den Metadaten versteckt.

Welche „Skills“ brauchte ich für diese Bestimmung? Nun, eigentlich musste ich nur in der Lage sein, den Pilz zu trocknen, zu verschicken, ein Programm auf meinem PC zu installieren, eine Datei damit zu öffnen und für den Export in GenBank abzuspeichern, die Seite von GenBank aufzurufen, dort auf den Link für die „BLAST“-Analyse zu klicken, meine Datei (die Sequenz) dann dort hochzuladen und schließlich auf einen großen, blauen Button, auf dem „BLAST“ steht, zu klicken. Sprich: wirklich jeder kann, wenn man bereit ist Geld auszugeben, so Pilze bestimmen, ohne vorher jahrelang Feld- oder Mikroskopie-Erfahrung zu sammeln. Einzig das Herausfinden, welche der vielen Sequenzen vom Typus stammt, erforderte Mühe.

Tja, wenn das Wörtchen wenn nicht wäre. Und da sind wir wieder bei dem lesenswerten Artikel von HOFSTETTER et al. (2019). Wer sagt denn, ob eine Kollektion, deren Sequenz in der GenBank hinterlegt ist, überhaupt richtig bestimmt ist? HOFSTETTER et al. (2019) gehen davon aus, dass ungefähr ein Drittel der Datensätze in der GenBank einen falschen Namen tragen, da falsch bestimmt (zumindest bei den sogenannten „Großpilzen“)! Dabei stammen die Sequenzen (wenn ein Artnamen damit verbunden ist) – und davon gehe ich aus – von Proben, die eingehend bestimmt wurden, die also mikroskopiert wurden und von denen Belege gemacht und hinterlegt wurden. Würde jeder, der Sequenzen in der GenBank speichert, nachträglich Bestimmungen berichtigen, also die Metadaten bearbeiten, wäre die Fehlerquote wohl geringer. Was ich mich hierbei auch frage: Wie groß ist dann die Quote der Fehlbestimmungen bei der Pilzkartierung, wo ja oft rein makroskopisch bestimmt wird? Und da schließe ich natürlich auch meine eigenen Fundmeldungen mit ein. Aber das ist ein anderes Thema.

Dass es molekular eben oft doch nicht so einfach geht, habe ich selber auch schon feststellen können. Ich hatte die ITS-Region einer von mir als *Russula grisea* Fr. s.l. bestimmten Probe (Abb. 2), bei der ich u.a. aufgrund von dunklem Sporenpulver *Russula ionochlora* Romagn. ausgeschlossen hatte, sequenzieren lassen. Zufälligerweise sammelte ich diesen Täubling im gleichen Waldgebiet und am gleichen Tag wie den Dachpilz, der molekular als *Pluteus cervinus* bestimmbar war. Das BLAST-Ergebnis spuckte zu der erhaltenen Sequenz des Täublings mehrere zu 100 % identische, hinterlegte Sequenzen aus, von denen einige nur als *Russula spec.* benannt sind (das ist zumindest ehrlich, manche dieser unbestimmten Proben



**Abb. 2:** *Russula* spec., 6. Juni 2020, molekular im Moment nicht bestimmbar. Foto: C. HAHN

kommen aber auch von Wurzelspitzen und nicht von Fruchtkörpern – hier wurde die Mykorrhiza sequenziert und so grob eine Bestimmung vorgenommen). Andere, zumindest zu fast 100 % passende Sequenzen, sollen *Russula ionochlora* sein, wieder andere *Russula grisea*. Lasse ich mir das Ergebnis als Baum darstellen, finde ich Proben, die als *Russula grisea* bzw. *R. ionochlora* bestimmt wurden, auch in anderen Ästen, also weit verstreut. Kurz gesagt: es ist völlig klar, dass einige der Proben falsch bestimmt sind. Nicht klar ist, welche nun richtig und welche falsch bestimmt wurden oder ob sogar alle Benennungen falsch sind – die *Griseinae* haben es in sich! Klar ist nur: die Bestimmung per BLAST ist hier im Moment nicht möglich.

Das Problem ist, dass bislang kein Typusmaterial der gerade genannten Arten sequenziert wurde. Niemand weiß also, wie die Sequenz von *Russula grisea* s.str. oder von *Russula ionochlora* aussieht. Wie leicht ist da doch die Bestimmung der früher so gefürchteten Wasserköpfe (*Cortinarius* subgen. *Telamonia*) geworden. Alle greifbaren Typen wurden sequenziert und dienen nun als Fixpunkte für die sequenzbasierte Bestimmung (vgl. LIIMATAINEN et al. 2020). Mit entsprechenden finanziellen Mitteln kann man also die meisten Wasserköpfe Europas sogar als Nichtmykologe bestimmen oder feststellen, ob man gar eine noch nicht beschriebenen Art vor sich hat. Das zeigt wieder eine Grenze der Bestimmung auf. Fehlt das mykologische Wissen, eine Kollektion klassisch vorzubestimmen, um abzuschätzen, ob es sich lohnt, sie sequenzieren zu lassen, wird man arm – zu viele Wasserköpfe trifft man an. Wenn man häufige Arten hundertmal sequenzieren lässt, weil man auch bei der hundertsten Kollektion den Geranienduft nicht erkennt, wird das Vergnügen eben ziemlich teuer.

Was macht man nun, wenn kein Typusmaterial – wie hier beim Beispiel meines Täublings – sequenziert wurde? Naja, dann kann ja schauen, welche der Sequenzen auf Material beruht, das von Spezialisten bestimmt wurde – so könnte man meinen. Wenn eine berühmte Persönlichkeit, die in der Gattung als Spezialist gilt, die Proben bestimmt und publiziert hat, dann muss doch alles stimmen! Und da muss man leider

sagen: äh, nein, nicht unbedingt. Jeder ist fehlbar, niemand ist vor Fehlbestimmungen gefeit. Und manchmal sind simple Tippfehler der Grund oder ein falsches copy & paste beim Eingeben oder Benennen der Daten oder schlicht ein Vertauschen der Herbartütchen oder der Belege, die ausgepackt sind (oder auf dem Dörrgerät liegen, man stößt dran, alles rutscht durcheinander und das Auseinandersortieren war nicht ganz richtig...).

HOFSTETTER et al. (2019) nennen einige Beispiele frappierender Fehler. So auch in der Gattung der Helmlinge im weiteren Sinn. *Mycena rosea* Gramberg und *Mycena rosella* (Fr.) P. Kumm. ähneln sich sehr im Namen, aber eben auch nur im Namen. Weder ein Spezialist, noch ein Anfänger würde diese beiden Arten verwechseln. Und doch: ein Beleg, der von Robich selbst gesammelt und bestimmt wurde und zudem in seiner Monographie (ROBICH 2016) als Beleg für *Mycena rosella* angegeben wird, stellte sich per Sequenzierung als *Mycena rosea* heraus. Eine weitere „*Mycena rosella*“ von Antonini & Robich bestimmt, stellt sich wiederum als *Mycena pura* (Fr.) P. Kumm. (s.l., Clade 2) heraus – hier ist sowohl die Beschriftung als auch die Bestimmung wohl unkorrekt gewesen. Auch weitere der von Robich hinterlegten Proben sind offenbar falsch bestimmt (oder falsch beschriftet) worden – und natürlich auch von anderen Autoren. HOFSTETTER et al. (2019) zeigen, dass viele *Mycena*-Sequenzen in der GenBank grob fehlbestimmt sind.

Was auch immer der Grund dafür sein mag – mal ist es eine reine Namensverwechslung, mal werden zwei Proben vertauscht und sind dann beide falsch beschriftet, mal ist es wirklich eine Fehlbestimmung – es bleibt die Tatsache, dass niemand unfehlbar ist. Und wer viel sammelt, bearbeitet und bestimmt, der macht auch viele Fehler. Und diese Fehler finden sich auch in der GenBank. Die Gefahr besteht aber, dass die Bestimmung mit dem BLAST-Tool diese Fehler immer wieder erneut als Basis nimmt und sich so ein Fehler über Jahre durch die Literatur zieht.

Es ist also wie so oft: gewusst wie! Vertraue nur den Typusequenzen. Oder zumindest denen, die repräsentativ für publizierte Stammbäume verwendet wurden und dafür morphologisch, anatomisch und genetisch untersucht wurden und als Blaupause dienen würden. Natürlich wäre so ein repräsentativer Beleg auch als Epi- oder Neotypus bestens geeignet. Typisierungen sind folglich essentiell für die Zukunft der Bestimmung per Sequenz. Zu leichtfertig sollte aber auch nicht typisiert werden (und dabei sollte bitte tunlichst vermieden werden, dass Proben vertauscht werden), denn nicht immer ist es trivial, was die Originalinterpretation einer Art ist.

Aktuell sind aber nur relativ wenige Typusbelege als Sequenz in der GenBank enthalten. Die Abdeckung ist noch viel zu gering, als dass eine sichere Bestimmung eines völlig unbekanntes Pilzes per Sequenz hohen Erfolg verspräche. Und nur noch Wasserköpfe anzuschauen... mag vielleicht nicht Jeder. Ob man aber irgendwann Täublinge sequenzbasiert bestimmen kann?

Es ist nicht alles so leicht, wie es scheint. Manches aber viel leichter, als man meinen könnte. Beides trifft auf die sequenzbasierte Bestimmung zu. In der richtigen Gattung ist sie schon heute ein sehr praktisches Tool. Und bei anderen Gattungen muss

man halt noch warten. Für diejenigen, die in diese Methodik einsteigen möchten – für den Fall, dass die Sequenz für die sichere Bestimmung im Rahmen eines Artikels in der *Mycologia Bavarica* benötigt wird – gibt es die Möglichkeit, die Sequenzierkosten von den beiden Trägervereinen unserer Zeitschrift, der Bayerischen Mykologischen Gesellschaft und dem Verein für Pilzkunde München, erstattet zu bekommen (solange das dafür vorgesehene Budget nicht überschritten wird). So z.B. geschehen bei dem in diesem Heft erscheinenden Artikel über *Psathyrella* – DONDL et al. (2021).

Doch was hat all das nun mit der „Unerträglichen Leichtigkeit des Seins“ zu tun? Vielleicht findet sich ein passender Bezug im Grundgedanken der „ewigen Wiederkunft“ von Friedrich Nietzsche, welcher ein Hintergrundthema des Romans ist. Es ist der Gedanke, dass sich im Laufe der Geschichte immer wieder alles in gewisser Weise wiederholt.

Bestimmt man mit klassischen Methoden, ist man davon abhängig, dass die Merkmalsbeschreibungen und Artinterpretationen, denen man folgt, richtig sind. Eigentlich müsste man ja immer alles am Typusmaterial abgleichen – das geht natürlich nicht, aber es gibt ja Typusstudien, denen man folgen kann, solange diese keine Fehler enthalten. Dies wiederholt sich hier nun, denn man ist davon abhängig, wie gut die den Sequenzen zugrundeliegenden Proben bestimmt sind. Und auch hier müsste man sich eigentlich auf die Typen beziehen. Und auch das geht, natürlich, solange bei der Sequenzierung keine Fehler aufgetreten sind. Neue Methode, aber gleiches Prinzip. Irgendwie wiederholt sich wohl wirklich alles (oder zumindest vieles).

## Literatur

- DONDL M, CHRISTAN J, HUSSONG A (2021) – Beiträge zur Familie Psathyrellaceae III: *Britzelmayria multipedata*, *Psathyrella psammophila* (= *P. obtusata* s.l.), *Psathyrella rostellata*. *Mycologia Bavarica* **21**: 99-129.
- HOFSTETTER V, BUYCK B, EYSSARTIER G, SCHNEE S, GINDRO K (2019) – The unbearable lightness of sequenced-based identification. *Fungal Diversity* **96**: 243-284. DOI 10.1007/s13225-019-00428-3.
- JUSTO A, MALYSHEVA E, BULYONKOVA T, VELLINGA EC, COBIAN G, NGUYEN N, MINNIS AM, HIBBETT DS (2014) – Molecular phylogeny and phylogeography of Holarctic species of *Pluteus* section *Pluteus* (Agaricales: Pluteaceae), with description of twelve new species. *Phytotaxa* **180**: 1-85. DOI 10.11646/phytotaxa.180.1.1.
- LIIMATAINEN K, NISKANEN T, DIMA B, AMMIRATI JF, KIRK PM, KYTÖVUORI I (2020) – Mission impossible completed: unlocking the nomenclature of the largest and most complicated subgenus of *Cortinarius*, *Telamonia*. *Fungal Diversity* **104**: 291-331. DOI 10.1007/s13225-020-00459-1.
- ROBICH G (2016) – *Mycena* d'Europa. Associazione Mycologica. Bresadola, Trento.

**Christoph Hahn**

## Fungi selecti Bavariae Nr. 42

### *Calocybe fallax* (Peck ex Sacc.) Redhead & Singer 1978 – Trägerischer Schönkopf, Orangebrauner Schönkopf

MATTHIAS DONDL<sup>1</sup>

Basidiomycota – Agaricomycetes – Agaricales – Lyophyllaceae – *Calocybe*



*Calocybe fallax* Standort

Fotos: M. DONDL

**Beschreibung:** Hut bis 3,5 cm breit, gewölbt, glatt, durch wässrige Zonen oft etwas marmoriert wirkend, nicht auffallend bereift, orangebraun, schwach hygrophan, nach dem Abtrocknen goldgelb und feinst samtig wirkend; Stiel bis 3 x 0,6 cm, zylindrisch, basal verjüngt, hellgelb, apikal fein bereift, sonst längsfaserig; Lamellen aufsteigend und breit angewachsen, sehr gedrängt, gelb; Fleisch wässrig gelb; Geruch im Schnitt für einige Sekunden nach Mehl, dann neutral; Geschmack bitter. HDS hymeniform, aus keulig-blasigen bis birnenförmigen, ca. 6-11 µm breiten Zellen, Schnallen vorhanden; Sporen ellipsoid, nicht kongophil, 3,5-4,0-4,5 x 2,0-2,3-2,4, Q=1,59-1,76-1,96, 20 Sp. gemessen.

**Funddaten:** Bayern, Landkreis Garmisch-Partenkirchen, Gemeinde Krün, Klais, TK 8533/1/1/4, 1140 m ü. NN, 15.08.2019. Fichtenwald auf Kalk; in der Nadelstreu; gesellig (ca. 6 Fk). Leg./det. M. Dondl. Beleg: Fungar M. Dondl Caloc-fall-2.

**Ökologie und Verbreitung:** terricoler Saprobiot in Laub- und Nadelwäldern. In Bayern und Deutschland Rote Liste 1. In Bayern nur drei weitere rezente Nachweise.

**Diskussion:** Das wichtigste Unterscheidungsmerkmal zu *C. chrysenteron* ist die hymeniforme Struktur der Huthaut. Makroskopisch könnte die fehlende Bereifung am Hutrand, die bei *C. chrysenteron* meist ausgeprägt ist, ein Hinweis auf die Art sein.

**Literatur:** DONDL (2019) – Nr. 4: <http://www.interhias.de/schwammelseiten/bestimmungen/2019/lyophyllaceae/lyophyllaceae.html>. GRÖGER F (2006) – Bestimmungsschlüssel für Blätterpilze und Röhrlinge in Europa Teil 1. Regensb. Mykol. Schriften 13: 184-185. KNUDSEN H, VESTERHOLT J (Hrsg.) (2012) – Funga Nordica. – Nordsvamp, Copenhagen.

**Anschrift des Autors:** <sup>1</sup>Lipowskystr. 12a, 81373 München, matthias.dondl@pilze-muenchen.de.



## ***Clitocybula familia* und *Clitocybula lacerata* aus Oberbayern**

MATTHIAS DONDL<sup>1</sup>, URSULA EBERHARDT<sup>2</sup>, CHRISTOPH HAHN<sup>3</sup>

DONDL M, EBERHARDT U, HAHN C (2021) – *Clitocybula familia* and *Clitocybula lacerata* in Bavaria. Mycol. Bav. **21**: 7-26.

**Key words:** Basidiomycota, Agaricales, Porothelaceae, *Clitocybula*, *Clitocybula familia*, *Clitocybula lacerata*, Bavaria, Germany

**Summary:** *Clitocybula familia*, collected in the Bavarian Limestone Alps (Ester-Mountains), is presented and discussed in detail as first record for Bavaria. A remarkable feature of the collection is a pronounced heterosporism. Nonetheless the determination as *Clitocybula familia* is based upon sequence data (ITS-region) and on macro- and microscopical features. The circumscription of the species is emended by the possible heterosporism. Additionally two macro- and microscopical distinctly different Upper Bavarian collections of *Clitocybula lacerata*, are described in detail, depicted, and discussed. Sequence data (ITS-region) confirm the conspecificity with the neotype of *Clitocybula lacerata*.

**Zusammenfassung:** Eine Kollektion von *Clitocybula familia* aus den bayerischen Kalkalpen (Estergebirge) wird vorgestellt und diskutiert. Auffällig ist eine ausgeprägte Heterosporie. Die Artbestimmung ist durch molekulare Daten (ITS) und durch weitere mikro- und makroskopische Merkmale jedoch gut begründet. Die Artumschreibung wird daher hinsichtlich der Variationsbreite der Sporen erweitert. Es handelt sich wahrscheinlich um den ersten Nachweis der Art in Bayern. Zwei makroskopisch und mikroskopisch sehr unterschiedliche Kollektionen von *Clitocybula lacerata* aus Bayern werden vorgestellt und diskutiert. Molekulare Daten (ITS) belegen ihre Übereinstimmung mit dem Neotyp von *Clitocybula lacerata*.

### **Einleitung**

Bei einer Exkursion im bayerischen Estergebirge nahe der Ortschaft Eschenlohe im September 2016 fand der Erstautor auf einem morschen Nadelholzstamm dicht büschelig wachsende Pilze mit mycenoidem Habitus, die sich auf den ersten Blick nicht eindeutig einer Gattung zuordnen ließen. Die Gattung *Clitocybula* (Singer) Singer ex Métrod (Faserrüblinge) wurde zunächst ausgeschlossen, da die Hüte der Kollektion keine radiaalfaserige Oberflächenstruktur aufwiesen. Bei der späteren mikroskopischen Untersuchung (am Herbarmaterial) fielen die kleinen, amyloiden Sporen auf. Mit Hilfe der Schlüssel von HOLEC (2012), BARRASA et al. (2006) und GRÖGER (2006) konnte bald als Arbeitsname *Clitocybula familia* (Peck) Singer gefunden werden. Die Ähnlichkeit mit den von ANTONÍN et al. (2011) aus Tschechien und der Slowakei als *Clitocybula familia* beschriebenen Kollektionen (jeweils Erstnachweise für

**Anschrift der Autoren:** <sup>1</sup> Lipowskystraße 12a, D-81373 München, matthias.dondl@pilzemuennen.de, <sup>2</sup> Staatliches Museum für Naturkunde Stuttgart, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart, <sup>3</sup> Hobelwirtstr. 3, D-86911 Dießen-Dettenschwang

beide Länder) sowie mit der Interpretation von BIGELOW (1973), der die Gattung *Clitocybula* in Nordamerika bearbeitet hat, ist zudem auffällig. Allerdings weicht die bayrische Kollektion durch eine ausgeprägte Heterosporie sowie koralloid verzweigte Hutdeckschichthyphen von bisherigen Kollektionen von *Clitocybula familia* ab (vgl. z.B. BIGELOW 1973, LANNOX 1979, ANTONÍN et al. 2011). Um die Bestimmung dieser offenbar sehr seltenen und damit auch hinsichtlich der Variationsbreite der anatomischen Merkmale nicht ausreichend bekannten Art abzusichern, wurde die Kollektion im Rahmen des GBOL-Projekts im Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart durch die Zweitautorin sequenziert.

Im Rahmen des erwähnten GBOL-Projekts wurden von der Zweitautorin noch zwei weitere *Clitocybula*-Aufsammlungen des Erstautors sequenziert. Die erste hatte Letzterer 2015 im westlichen Mangfallgebirge gefunden und mithilfe der Schlüssel von HOLEC (2012), BARRASA et al. (2006) und GRÖGER (2006) nicht zuletzt aufgrund des Vorhandenseins auffälliger Cheilozystiden zunächst als *Clitocybula cf. abundans* abgelegt. Die zweite Kollektion wurde 2017 im Voralpenland aufgesammelt und mithilfe derselben Bestimmungsliteratur aufgrund fehlender Cheilozystiden als klare *Clitocybula lacerata* eingestuft. Bei der molekularen Untersuchung stellte sich nun überraschenderweise heraus, dass beide Aufsammlungen eine identische ITS-Sequenz aufweisen. Überraschend war dies vor allem insofern, als die beiden Kollektionen makroskopisch derart unterschiedlich aussehen, dass ein durchschnittlich begabter Hobbymykologe wohl nie auf die Idee käme, sie im Feld für konspezifisch zu erachten (vgl. Abb. 4 und Abb. 6). Mittlerweile wurde von ANTONÍN et al. (2019) ein Neotyp für *Clitocybula lacerata* designiert, mit dem beide Aufsammlungen in ihrer ITS-Sequenz übereinstimmen. Die genannten Autoren haben auch aufgeklärt, dass eine falsche Interpretation zystidenartiger Zellen zu Fehlbestimmungen von *Clitocybula lacerata* als *Clitocybula abundans* führen könnte. Um diese wichtigen Informationen weiterzutragen und die Variabilität von *Clitocybula lacerata* zu illustrieren, stellen wir auch diese beiden Aufsammlungen hier vor.

## Material und Methoden

### Untersuchtes Material

*Clitocybula familia*: Deutschland, Bayern, Oberbayern, Landkreis Garmisch-Partenkirchen, Gemeinde Eschenlohe, nahe dem Wanderweg Nr. 15 Richtung Krottenkopf, MTB 8433/123, 923 m ü.NN, Koordinaten 11.216398 E, 47.583587 N, leg./det. Matthias Dondl, 01.09.2016; zahlreiche Exemplare dicht büschelig an liegendem morschem Nadelholzstamm (vermutlich Tanne); Beleg im Privatfungar von Matthias Dondl, MD *Clitocybula*-fam-1, sowie im Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart Nr. **SMNS-STU-F-0900926**. GenBank (ITS) MF627834.

*Clitocybula lacerata*: Deutschland, Bayern, Oberbayern, Landkreis Bad Tölz-Wolfratshausen, Gemeinde Greiling, Vorberg, am Wanderweg von Greiling zum Sulzkopf/Sigrizalm, MTB 8235/412, 900 m ü. NN; Koordinaten: 11.62154 E, 47.74036 N, leg./

det. Matthias Dondl, 11.09.2015; auf feucht liegendem morschem Nadelholzstammstück (wahrscheinlich Tanne), gesellig bis kleinbüschelig (>15 Fk); Beleg im Privatfundar von Matthias Dondl, MD *Clitocybula-lacer-1*, sowie im Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart Nr. **SMNS-STU-F-0900898**. GenBank (ITS) MF627833.

*Clitocybula lacerata*: Deutschland, Bayern, Oberbayern, Landkreis Miesbach, Gemeinde Holzkirchen, Kleinhartpenning, Hackensee, am Ostufer des Hackensees, MTB 8135/441, 710 m ü. NN, Koordinaten: 11.646458 E, 47.847836 N, leg./det. Matthias Dondl, 05.11.2017; auf liegendem Nadelholzstamm (Fichte oder Tanne), büschelig (>50 Fk); Beleg im Privatfundar von Matthias Dondl, MD *Clitocybula-lacer-2*, sowie im Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart Nr. **SMNS-STU-F-0900965**. GenBank (ITS) MN270413.

## Methoden

Die makroskopischen Beschreibungen beruhen auf Frischmaterial. Die Makrofotos wurden mit einer Olympus E3 Digitalkamera aufgenommen. Die Mikromerkmale wurden anhand von Trockenmaterial und am im Frischzustand erhaltenen Sporenabwurf ermittelt. Zum Aufquellen wurde KOH (3 %), zum Kontrastieren Kongorot in Ammoniak und zum Überprüfen der Amyloidie Melzers Reagenz verwendet. Die Mikrofotos wurden mit einer Moticam 3, die mikroskopischen Messungen mit dem Programm Motic Images Plus 2.0 vorgenommen. Als Mikroskop stand ein Zeiss Axio LabA1 zur Verfügung.

Sporenparameter: [(1) n = 20] bedeutet, es wurde 1 Kollektion untersucht und dabei 20 Sporen vermessen. Die Maße wurden in 0,25 µm-Schritten gerundet. 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](http://www.orchids.de) (HAYNOLD 2018).

Die DNA der Belege wurde mithilfe des PureGene Kits (Qiagen, Hilden) nach dem Protokoll von EBERHARDT et al. (2016) extrahiert. Die ITS wurde mit Standardmethoden amplifiziert (EBERHARDT 2012), bei der Firma LGC in Berlin und in beiden Richtungen sequenziert. Die Editierung der Sequenz erfolgte mit der Sequencher-Software.

Nach Sequenzen derselben Art wurde über den Artnamen gesucht. Nach ähnlichen Sequenzen wurde über BLAST via <https://unite.ut.ee/analysis.php> (KÖLJALG et al. 2005) gesucht, wobei als „ähnlich“ nur Sequenzen gezählt wurden, die über die gesamte ITS-Länge gerechnet bis maximal 3 % unterschiedlich sind. Als ITS-Gesamtlänge wurde der Bereich zwischen den CATTA- und dem TTGAC-Motiven jeweils nahe den Fragmentenden gerechnet. Dieser Bereich schließt die ITS1, 5.8S und ITS2 ein. Die gefundenen Sequenzen und die Sequenz der beschriebenen Kollektion wurden von Hand in SeAl (Version 2.0a11, <http://tree.bio.ed.ac.uk/software/seal/>) aliniert. Die angegebenen Distanzwerte schließen die Leerstellen (gaps) zur Herstellung der Homologie im Alignment ein, nicht aber fehlende Daten an den Sequenzenden.

## Ergebnisse

### ***Clitocybula familia* (Peck) Singer**, Sydowia 8 (1-6): 110 (1954)

#### Tafel 1-2, Abb. 1

- ≡ *Agaricus familia* Peck, Annual Report on the New York State Museum of Natural History 23: 79 (1872)
- ≡ *Collybia familia* (Peck) Sacc., Sylloge Fungorum 5: 241, 1887
- ≡ *Gymnopus familia* (Peck) Murrill, North American Flora 9(5): 365, 1916
- ≡ *Baeospora familia* (Peck) Singer, Revue de Mycologie (Paris) 3: 193, 1938
- ≡ *Fayodia familia* (Peck) Singer, Agaricales (Ed. 1): 349, 1951
- ≡ *Clitocybula familia* (Peck) Singer, Sydowia 15(1-6): 53, 1962
- = *Collybia familia* var. *compressa* Romagn., Collect. Bot. 7(2), 58: 1090, 1968 fide ANTONÍN et al. (2011).
- ≡ *Clitocybula familia* var. *compressa* (Romagn.) H.E. Bigelow, Mycologia 65(5): 1102, 1973

### Makroskopische Beschreibung

**Hut:** bis gut 2 cm breit, konvex, leicht schmierig, aber nicht klebrig, fettig glänzend, glatt bis fein radialrunzelig, ungestreift, bzw. nur am äußersten Rand durchscheinend gestreift, khakifarben bis olivbraun, in der Hutmitte stets am dunkelsten, sehr farbvariabel, sehr junge Fk sind fast komplett düster olivbraun; **Stiel:** bis 6 x 0,3 cm, zylindrisch oder etwas abgeplattet und mit Längsfurche, glasig weiß, auf ganzer Länge fein weiß bereift; **Lamellen:** abrupt abgerundet und breit angewachsen, sehr gedrängt (>40 erreichen den Stiel), schmal (unter 2 mm breit), weiß; **Fleisch:** sehr wässrig; im Hut beige, im Stiel cremeweiß; **Geruch:** etwas säuerlich; **Sporenpulver:** weiß.

### Mikroskopische Beschreibung

**Sporen:** Der untersuchte Sporenabwurf enthält Sporen zweier deutlich getrennter Größenkategorien, die keinerlei Übergänge aufweisen (ausgeprägte Heterosporie). Es werden daher zwei getrennte Maße angegeben: Sporentyp A: [(1) n = 20] 5,0-6,25 x 4,0-5,0 µm, Lm = 5,6 µm, Bm = 4,4 µm; Quotient 1,16-1,51, Qm = 1,26; subglobos bis (breit) ellipsoid, schwach amyloid; Sporentyp B: [(1) n = 20] 3,5-4,0 x 3,0-4,0 µm, Lm = 3,9 µm, Bm = 3,4 µm; Quotient 1,05-1,32, Qm = 1,13; eine Kontrollmessung am Lamellenpräparat ergab folgende Werte: [(1) n = 10] 3,5-4,0 x 3,0-3,5 µm Lm = 3,7, Bm = 3,2; Qm = 1,19; globos bis breit ellipsoid, schwach amyloid; beiden Sporenpopulationen ist gemein, dass viele Sporen kollabiert sind (auch in Kongo-rot); **Basidien:** 4-sporig, mit Schnallen, ca. 19-26 x 4-4,5 µm; **Lamellenschneide:** fertil, ohne Zystiden, vereinzelt jedoch mit etwas irregulär aussehenden sterilen Zellen; **Pleurozystiden:** fehlend; **Lamellentrama:** indextrinoid, regulär; **Thrombopleren:** Sowohl in der Lamellen- als auch in der Huttrama finden sich „gefüllte“ Zellen, die als Thrombopleren (Safthyphen) interpretiert werden können. Dieser Befund korrespondiert mit dem wässrigen Fleisch der Fruchtkörper; **Hutdeckschicht:** Ixocutis,



Tafel 1 – *Clitocybula familia*, Koll. 2016-09-01

Fotos M. DONDL

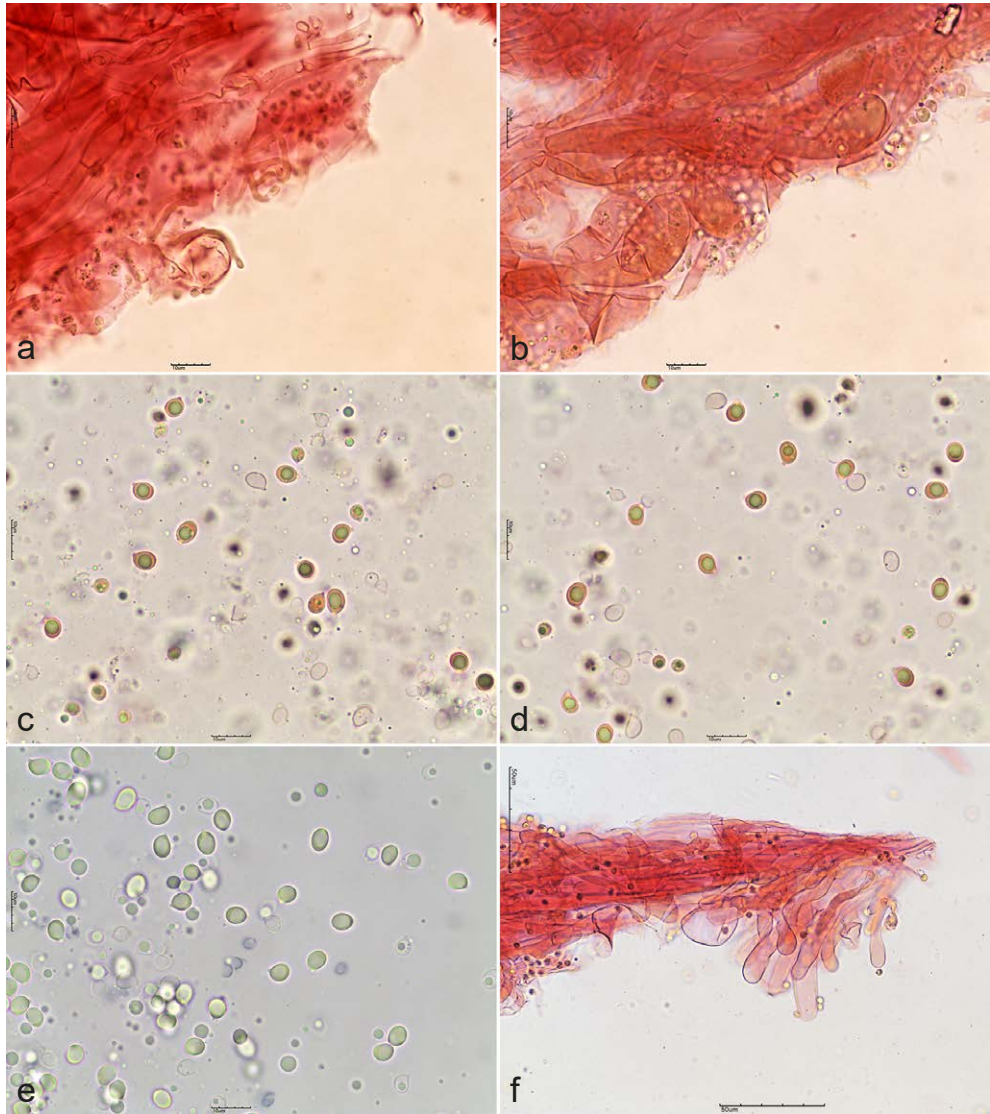
Zellen schmal, in der obersten Lage mit koralloiden Verzweigungen, darunter glatt, ca. 1,75-5,75  $\mu\text{m}$  breit, die koralloiden Auswüchse ca. 1,25-2,5  $\mu\text{m}$  breit, dazu keulig aufgeblasene, ca. 6,5-15  $\mu\text{m}$  breite Endzellen, alles in eine gelatinöse Matrix eingebettet und mit  $\pm$  kollabierten Sporen verklebt; Schnallen zahlreich; Pigment intrazellulär blassbraun bis unauffällig, höchstens sporadisch und sehr fein inkrustierend; **Stielrinde:** Zellen glatt, mindestens in Apexnähe (makroskopisch auf ganzer Länge) mit büscheligen, zylindrischen bis keuligen, oft etwas irregulär geformten, ca. 6-20  $\mu\text{m}$  breiten Kaulozystiden besetzt.

## Ökologie

Der Fundort befindet sich im nordwestlichen Randbereich des Estergebirges in der kalkalpinen Zone über Hauptdolomit. Der Standort ist ein naturnaher Bergmischwald (Fichte, Tanne, Buche, Bergahorn) mit hohem Tannenanteil und intakter Tannenverjüngung, in dem gelegentlich auch stärkeres Totholz anzutreffen ist. Fruktifikation dicht büschelig (zahlreiche Fruchtkörper) an liegendem morschem Nadelholzstamm (vermutlich Tanne).

## Molekulare Untersuchung

Bei der BLAST-Suche (12. April 2021) wurden fünf ITS-Sequenzen gefunden, alle veröffentlicht unter dem Namen *C. familia*, die über die alinierte ITS-Gesamtlänge



**Tafel 2** – *Clitocybula familia*, Koll. 2016-09-01, **a, b** HDS in Kongorot/Ammoniak; **c, d** Sporen in Kongorot/Ammoniak; **e** Sporen in Melzers Reagens; **f** Kaulozystiden Fotos M. DONDL

von 640 bp (Basenpaare) 0–5 bp bzw. 0–0,8 % von der Sequenz der beschriebenen Kollektion abweichen. Dabei ist die Sequenz der hier vorgestellten Kollektion identisch mit den beiden europäischen Sequenzen (JF730327–JF730328, aus Tschechien bzw. Slowakei, veröffentlicht im Zusammenhang mit der Studie von ANTONÍN et al. 2011) und einer amerikanischen Sequenz (LN714532, USA). Allein KM406970 (Kanada) und MH979253 (USA) unterscheiden sich von den übrigen Sequenzen leicht, wobei jeweils ein Basenpaar Unterschied auf eine unbestimmte Position entfallen und 3 bp auf ein Indel in einem Poly-T-Motiv. Die nächstähnliche Sequenz (KX897414, als *Clitocybula* sp.) ist bereits mehr als 10% abweichend.

## Diskussion

### Einordnung der molekularen Untersuchung

Die ITS-Sequenz der vorgestellten Kollektion stimmt mit fünf anderen als *Clitocybula familia* hinterlegten Sequenzen (Tschechien, Slowakei, USA, Kanada) weitgehend bzw. vollständig überein, wobei eine US-amerikanische und die kanadische Sequenz leicht abweichen. Von den amerikanischen bzw. kanadischen Kollektionen liegen keine Beschreibungen vor. Sofern allein ITS-Daten und keine weiteren Erkenntnisse vorliegen, wurde in der Vergangenheit häufig ein Schwellenwert von 97 % Ähnlichkeit als operative Artgrenze verwendet (z.B. NILSSON et al. 2011). Die beobachteten Unterschiede von unter 1 % und die Art der Unterschiede geben keinen Hinweis darauf, dass es sich bei den fünf sequenzierten Kollektionen um Vertreter unterschiedlicher Arten handelt. Der große Abstand zur nächstähnlichen Sequenz und das Fehlen stärker abweichender Sequenzen unter dem Namen *C. familia* legen den Schluss nahe, dass *C. familia* eine taxonomisch unproblematische Art ist. Die geringe Zahl der verfügbaren Sequenzen könnte ein Hinweis sein, dass die Art auch auf dem amerikanischen Kontinent nicht häufig ist.

### Taxonomie

*Clitocybula familia* wurde von PECK (1873) aus Nordamerika aus den Adirondack Mountains (U.S.A., Bundestaat New York) beschrieben. PECK (1873) hob hervor, dass die neue Art in dichten Büscheln unterschiedlicher Größe an alten Stämmen fruktifiziert (vgl. Abb. 1), wodurch möglicherweise das Epithet „familia“ herrührt. PECK (1873) beschreibt die Art auch als sehr blass, weißlich, häufig mit gelblichen Tönen, gibt jedoch keine Mikromerkmale an.

#### 35. AGARICUS FAMILIA n. sp.

Pileus thin, hemispherical or convex, smooth, whitish, often tinged with yellow, the disk darker; lamellæ narrow, crowded, reaching the stem, rounded at the inner extremity, almost free; stipe slender, white, smooth, hollow; plant caespitose. Height 2–3', breadth of pileus 6"–12", stipe 1" thick.

#### 80

#### TWENTY-THIRD REPORT ON THE STATE CABINET.

Grows in dense tufts of individuals of various sizes, on old logs in woods. Adirondack Mountains. August.  
The disk is clouded with brown. The plant becomes dark colored in drying.

**Abb. 1** – Originaldiagnose von *Agaricus familia* (PECK 1873: 79-80).

SACCARDO (1887) übersetzt die Originaldiagnose ins Lateinische, gibt aber auch keine ergänzenden Mikromerkmale an. SINGER (1954), bzw. SINGER (1962) kombiniert die Peck'sche Art schließlich aufgrund der amyloiden Sporen in die Gattung *Clitocybula*, gibt aber wiederum keine weiteren mikroskopischen Merkmale an.

BIGELOW (1973) definiert *Clitocybula familia* im nordamerikanischen Sinn anhand einer ausführlichen makro- wie auch mikroskopischen Beschreibung sowie einem Schwarzweißfoto eines Fruchtkörperbüschels. BIGELOW (1973) gibt an, dass man *Clitocybula familia* neben der Makroskopie auch an den kleinen, globosen (!) Sporen erkennen könne. Er gibt als Maße 3,5-4(-5) µm an (BIGELOW 1973: 1107). Dies passt zunächst nur sehr bedingt auf die bayerische Aufsammlung, deren Sporen doch deutlich variabler, bis hin zu klar ellipsoid sind und zudem aufgrund der Heterosporie der Kollektion auch in den Maßen nach oben abweichen.

LENNOX (1979: 157) trennt *Clitocybula familia* in seinem Gattungsschlüssel im ersten Schlüsselpunkt als „Cap smooth, subglabrous, not fibrillous, lubricous-moist, spores globose, 3.5-5 µm“ vom Rest der Gattung ab. Die Schlüsselalternative bezieht sich u.a. auf den radialstreifigen Hut und größere, ellipsoide Sporen. In der ausführlichen Artbeschreibung gibt LENNOX (1979: 158) die Sporen an als „3.5-5.5 x 3.5-4.5 µm, globose to subglobose“. Die Sporenform wird hier also als variabler als von BIGELOW (1973) angegeben. Letzten Endes entsprechen die Angaben bei LENNOX (1979) denen der Sporenpopulation „B“ der bayerischen Kollektion.

Hinsichtlich der Makroskopie ist jedoch eine gute Übereinstimmung zwischen dem bayerischen Fund und der nordamerikanischen Interpretation feststellbar – so unterscheidet sich *Clitocybula familia* von anderen Vertretern der Gattung durch das dicht büschelige Wachstum, den mycenoiden Habitus, am Scheitel nur ausnahmsweise niedergedrückte Hüte und die nicht oder nur kaum radialfaserige Huthautstruktur (vgl. PECK 1873, BIGELOW 1973, LENNOX 1979, ANTONÍN et al 2011).

ANTONÍN et al. (2011) stellen mehrere Kollektionen aus Tschechien und der Slowakei vor, die makroskopisch ebenfalls der hier vorgestellten Kollektion entsprechen. Sie kompilieren zudem die Sporenmaße verschiedener europäischer und nordamerikanischer Kollektionen, darunter auch des Typusbelegs von *Collybia familia* var. *compressipes* Romagnesi (ANTONÍN et al. 2011: 5). Hierbei fällt auf, dass der Sporenquotient bei allen untersuchten nordamerikanischen Proben zwischen 1,0 und 1,25 schwankt (nur bei einer Probe zwischen 1,06 und 1,25). Die europäischen Aufsammlungen sind hier variabler und erreichen nach ANTONÍN (2011: 5) einen Quotienten von bis zu 1,43. Dies entspricht bereits fast der in der bayerischen Aufsammlung festgestellten Schwankung bis zu 1,51 (hinsichtlich der Sporenpopulation „A“).

Der Typus von *Collybia familia* var. *compressa* – von ROMAGNESI (1968) aus Frankreich beschrieben – zeigt hingegen nur subglobose Sporen ( $Q = 1,00-1,25$  fide ANTONÍN et al. 2011). Es fällt daher schwer, zwischen einem europäischen und einem nordamerikanischen (intraspezifischen) Taxon zu trennen, zumal die von ROMAGNESI (1968) angegebenen Differentialmerkmale nach ANTONÍN et al. (2011) noch in die normale Variationsbreite von *Clitocybula familia* gehören. Dementsprechend synonymisieren ANTONÍN et al. (2011) *Collybia familia* var. *compressa* mit *Clitocybula familia* s. str. Da amerikanische und europäische Kollektionen unabhängig von der Variationsbreite der Sporenmaße auch hinsichtlich der ITS zusammenfallen (vgl. ANTONÍN et al. 2011, bzw. in dieser Studie), ist trotz der unterschiedlichen Variationsbreiten der Sporenformen von einem beide Kontinente besiedelnden Taxon, welches den Namen *Clitocybula familia* führt, auszugehen. Da bisher auch nur wenige nordamerikanische Kollektionen untersucht wurden, ist davon auszugehen, dass bei einer größeren Anzahl untersuchter Funde auch für Nordamerika eine größere Variationsbreite hinsichtlich der Sporenmaße zu erwarten ist.

Die bei der bayerischen Kollektion festgestellte Heterosporie ist auffällig, zumal die Sporenpopulation „A“ nicht nur durch andere Maße, sondern auch durch eine andere Form ( $Q$  bis 1,51) von der Sporenpopulation „B“ verschieden ist. Da ein



Sporenabwurf untersucht wurde, sind Fremdsporen auszuschließen. Es wurde auch bei der Untersuchung des Hymeniums kein Parasit festgestellt. Zudem entsprechen die Sporen beider Populationen einander in Merkmalen wie Wandstärke, Pigmentierung, Inhalt und insbesondere der für die Gattung *Clitocybula* typischen Amyloidie.

Ein Erklärungsversuch könnte eine besonders hohe Zahl zweisporiger (bzw. einsporiger) Basidien sein. Berechnet man nämlich die durchschnittlichen Sporenvolumina, so fällt auf, dass das Volumen bei Sporenpopulation „A“ mit  $57 \mu\text{m}^3$  nur etwas mehr als doppelt so groß ist wie das der Sporenpopulation „B“ mit  $24 \mu\text{m}^3$ . Als Berechnungsgrundlage wurde die Form als Rotationsellipsoid angenommen und damit die Volumenformel als  $V = 4/3 \pi a b^2$  mit  $a$  gleich halber Sporenlänge (große Halbachse) und  $b$  gleich halber Sporenbreite (kleine Halbachse) – vgl. BRONSTEIN & SEMENDJAJEW (1991: 233). Geht man davon aus, dass zweisporige Basidien im Schnitt das doppelte Volumen ( $\cong$  Plasmamenge) an die eben nur halbe Anzahl Sporen abgeben als viersporige Basidien, wäre dies durchaus denkbar. Der nach oben verschobene Schnitt ist durch zudem auftretende einsporige Basidien denkbar. Dieser Vermutung widerspricht aber, dass bei der Untersuchung des Hymeniums nur viersporige Basidien beobachtet wurden. Es müssten folglich nur nestweise vermehrt zweisporige Basidien auftreten, die beim Sporenpulverabwurf die Heterosporie auslösen. Entsprechende Nester konnten aber auch bei mehreren Stichproben nicht gefunden werden.

Auch konnte keine anders gartete Unterscheidung zweier Basidientypen, z.B. durch Auftreten von Sklerobasidien, wie sie bei anderen clitocybeoiden Pilzen wie der Gattung *Hygrophorocybe* Vizzini & Contu (VIZZINI 2014) oder auch Gattungen mit amyloiden Sporen wie bei *Porpoloma* Singer (vgl. HAUSKNECHT & ZUCCHERELLI 1999) bekannt sind (sowie von vielen weiteren Gattungen), getroffen werden.

Die Grundlage der Heterosporie der untersuchten Kollektion von *Clitocybula familia* bleibt damit ungeklärt, jedoch sollte auf dieses Merkmal auch zukünftig geachtet werden. Hierfür wird die Untersuchung von Sporenabwürfen – wenn vorhanden – empfohlen, damit möglichst nur reife Sporen vermessen werden. Eine Kontrollmessung am Lamellenpräparat ergab auch bei dem bayerischen Material nur Sporen der Population „B“.

Als weitere anatomische Abweichung neben der Heterosporie sind die koralloid verzweigten und schwach gelifizierten Huthauthyphen zu nennen. ANTONÍN et al. (2011) beschreiben eine Cutis (liegende Hyphen) mit teils erekten, zylindrischen bis fusoiden Endzellen. BIGELOW (1973) und LENNOX (1979) beschreiben für die Hutmitte sogar keulenförmige Pileocystiden. Auch hier muss festgestellt werden, dass bisher nur wenige Kollektionen von beiden Kontinenten untersucht wurden und die Variationsbreite der Hutdeckschichtmerkmale im Laufe des Alters der Fruchtkörper noch nicht ausgeleuchtet wurde. Das Auftreten von koralloiden Verzweigungen ist allerdings sehr ungewöhnlich und lässt (neben der Heterosporie) an ein eigenständiges Taxon hinsichtlich der bayerischen Kollektion denken. Die ITS-Ergebnisse ergeben zwar keinerlei Hinweis darauf, dass es sich bei der bayerischen Kollektion um eine eigene Art handelt, grundsätzlich ausschließen kann man die Möglichkeit allerdings nicht.

## Verbreitung in Deutschland

*Clitocybula familia* ist in den Roten Listen für Deutschland (DÄMMRICH et al. 2016) und Bayern (KARASCH & HAHN 2010) nicht aufgeführt und fehlt auch in der Checkliste der Basidiomycota von Bayern (BESL et al. 2009). Auch KRIEGLSTEINER (1999) konnte sie (bzw. Vertreter der Gattung *Clitocybula*) für Nordbayern nicht nachweisen.

In den online abrufbaren Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie sind nur zwei Funde von *Clitocybula familia* aus Deutschland dokumentiert: ein Fund aus Niedersachsen als *Clitocybula familia* (DGFM 2018a) und ein Fund aus Schleswig-Holstein als *Clitocybula familia* var. *compressa* (DGFM 2018b), wobei die niedersächsische Kollektion bei SCHILLING (2018) mittlerweile zu *Clitocybula spec.* revidiert wurde. Somit dürfte es sich bei dem vorliegenden Fund um einen bayerischen Erstnachweis handeln.

## Ökologie

PECK (1873) gibt in der Originalbeschreibung nur an, dass *Clitocybula familia* (als *Agaricus familia*) an alten (dicken?) Stämmen in Wäldern wachse. BIGELOW (1973) konkretisiert das Vorkommen als überwiegend an Nadelholz, nennt aber auch gelegentliches Vorkommen an Laubholz, ohne hier jeweils genauer zu differenzieren. ANTONÍN et al. (2011) geben *Acer* für einen Beleg aus Quebec, Kanada, an, worauf sich BIGELOW (1973) möglicherweise bezieht. LENNOX (1979) nennt wiederum nur Nadelholzstämmen und -stümpfe als Substrat.

ANTONÍN et al. (2011) geben für europäische Funde als Hauptsubstrat *Abies alba* Mill. an und als seltener Vorkommen an *Picea abies* (L.) H. Karst.

*Clitocybula familia* wächst also überwiegend auf morschen Nadelholzstämmen und scheint zumindest in Europa eine Vorliebe für die Tanne zu haben. Die größten Chancen, den Pilz zu finden, sollte man demnach in naturnahen Wäldern im Tannenareal, in denen auch starkes Totholz liegen bleibt, haben.

## *Clitocybula lacerata* (Scop.) Métrod, Rev. Mycol. 17: 74, 1952

### Tafel 3-4

≡ *Agaricus laceratus* Scop., Fl. Carniolica, Ed. 2, Vol. 2: 439, 1772

≡ *Collybia lacerata* (Scop.) Gillet, Hyménomycètes: 310, 1876

≡ *Fayodia lacerata* (Scop.) Singer, Annales Mycologicae 43: 63, 1944

## Makroskopische Beschreibung der Kollektion 2015-09-11

**Hut:** 1,5-2,5 cm breit, gewölbt bis fast halbkugelig, am Scheitel ohne Buckel oder sogar angedeutet genabelt, Rand lange eingerollt, glatt, nicht durchscheinend gestreift, aber deutlich radialfaserig und etwas glimmerig streifig, schokobraun, hygrophan, heller graubraun ausblassend; **Stiel:** bis 5 x 0,5 cm, recht stämmig, hohl, blass graubraun mit Olivton, vor allem im obersten Viertel weißlich (etwas glimmerig) überreift, sonst irgendwie rau, stellenweise auch etwas dunkler gesprenkelt;



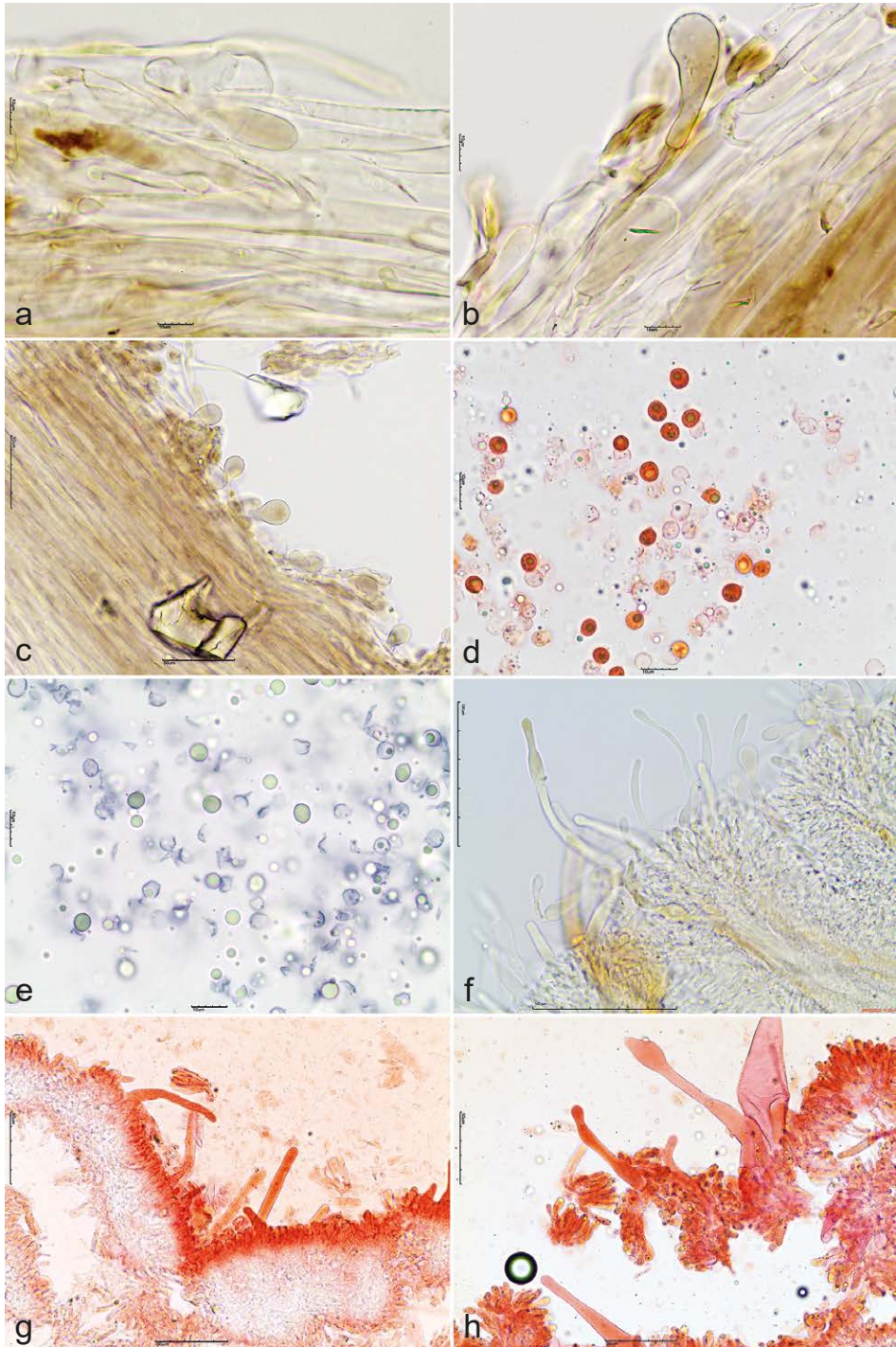
Tafel 3 – *Clitocybula lacerata*, Koll. 2015-09-11

Fotos M. DONDL

**Lamellen:** aufsteigend und schmal angewachsen, gedrängt, nicht bauchig, gerade bis leicht bogig mit konkaver Schneide, hellgrau; Schneiden weiß und auffallend schütter fransig beflockt, an der Fläche ohne solche „Fransen“; **Fleisch:** siehe Schnittbild; **Geruch:** angenehm aromatisch, kein Mehl; **Geschmack:** mild, fad; **Sporenpulver:** weiß.

#### Mikroskopische Beschreibung der Kollektion 2015-09-11

**Sporen:** Maße: [(1) n = 20] 5,0-6,3 x 4,3-5,9  $\mu\text{m}$ , Lm = 5,5  $\mu\text{m}$ , Bm = 4,9  $\mu\text{m}$ ; Quotient 0,98-1,23, Qm = 1,13; globos bis subglobos, hyalin, deutlich amyloid, kongophil; **Basidien:** 4-sporig, schlank, ca. 25-37 x 5-7  $\mu\text{m}$ , mit Schnallen; **Gloeopleren Hyphen:**



**Tafel 4 – *Clitocybula lacerata*, Koll. 2015-09-11, a-c HDS in KOH, Kaulozystiden, d Sporen in Kongorot/Ammoniak, e Sporen in Melzers Reagens, f gloeopler Hyphen in KOH; g, h gloeopler Hyphen in Kongorot/Ammoniak** Fotos M. DONDL

an der Schneide sehr häufig (Schneide aber nicht steril), Zellen polymorph, aber meistens schlank zylindrisch und sehr lang, schlangenförmig, oder irregulär lageniform mit langem Hals, aber auch keulig oder kopfig, oft septiert, verzweigt, divertikuliert oder mit einzelnen fingerigen Auswüchsen, in KOH bisw. mit gelblichem Inhalt, ca. 43-200 x 7-12 µm; an der Schneide bis ca. 170 µm überstehend (das sind die „Franzen“, die man in der Stereolupe an der Schneide sieht), an der Lamellenfläche sind diese gloeopleren Hyphen nur sehr sporadisch vorhanden (in etlichen Präparaten wurden gar keine gefunden, in den übrigen nie mehr als 1-2), nicht so schlangenförmig schlank zylindrisch wie an der Scheide, meist irregulär unförmig zylindrisch; **Cheilozystiden:** fehlend; **Pleurozystiden:** fehlend; **Lamellentrama:** regulär, am Trockenbeleg schwer zu beurteilen, aber Zellen sehr lang, indextrinoid; mit zahlreichen unseptierten, bisw. verzweigten Lactiferen durchzogen; **Hutdeckschicht:** Cutis, Zellen glatt, überwiegend 3-7 µm breit (einzelne auch breiter), zumindest in Hutscheitel-Nähe mit meist keuligen, ca. 10-20 µm breiten Endzellen; Pigment doppelt, teils fein inkrustierend, teils diffus intrazellulär; **Kaulozystiden:** zumindest im oberen Stieldrittel sehr zahlreich vorhanden, oft büschelig, auch vereinzelt, polymorph, meistens keulig, die meisten intrazellulär braun pigmentiert, ca. 23-58 x 7-22 µm.

## Ökologie

Der Fundort befindet sich im westlichen Mangfallgebirge in der Flyschzone. Der Standort ist ein naturnaher Bergmischwald (Fichte, Tanne, Buche), in dem gelegentlich auch stärkeres Totholz anzutreffen ist. Fruktifikation gesellig bis kleinbüschelig an liegendem morschem Nadelholzstamm (vermutlich Tanne).

### Makroskopische Beschreibung der Kollektion 2017-11-05

**Hut:** bis 3,8 cm breit, flach gewölbt, trocken, glatt, deutlich eingewachsen faserig, cremegrau bis graubeige, im Alter dunkler; **Stiel:** bis 6 x 0,45 cm, basal gleichdick, hutfarben bis olivgrau, schwach durchscheinend genattert, glatt, scheinbare Bereifung vermutlich durch Sporenpulver verursacht; **Lamellen:** abgerundet und breit angewachsen, mäßig gedrängt (ca. 24 erreichen den Stiel), cremeweiß; **Fleisch:** siehe Schnittbild; **Geruch:** aromatisch-pilzig; **Geschmack:** nicht geprüft; **Sporenpulver:** weiß.

### Mikroskopische Beschreibung der Kollektion 2017-11-05

**Sporen:** [(1) n = 20] 5,7-6,8 x 5,0-6,1 µm, Lm = 6,2 µm, Bm = 5,5 µm; Quotient 1,07-1,20, Qm = 1,13; subglobos, amyloid, nicht kongophil; **Basidien:** überwiegend 4-sporig, aber 2-sporige Basidien eingemischt, mit Basalschnalle; ca. 24-33 x 6-8 µm; **Gloeoplere Hyphen:** spärlich vorhanden und nur selten aus der Lamellenschneide ragend, überwiegend breit keulig, aber auch sehr schlank und fusoid bis subzylindrisch mit abgerundetem Apex, vereinzelt mucronat, sehr unterschiedlich groß, bei sehr großen schwer in ganzer Länge freizupräparieren, Maße: ca. 51-155 x 13-51 µm, im Einzelnen gemessen: 70 x 32, 151 x 13, 105 x 51, 78 x 36, 109 x 12, 51 x 10, 66 x 29, 153 x 22, 71 x 14 µm; **Cheilozystiden:** fehlend; **Pleurozystiden:** fehlend; **Hutdeckschicht:** Cutis, Zellen glatt, in Scheitelnähe mit vereinzelt blasigen Pileozystiden, die in KOH intrazellulär braun pigmentiert sind; auch HDS-Zellen



Tafel 5 – *Clitocybula lacerata*, Koll. 2017-11-05

Fotos M. DONDL

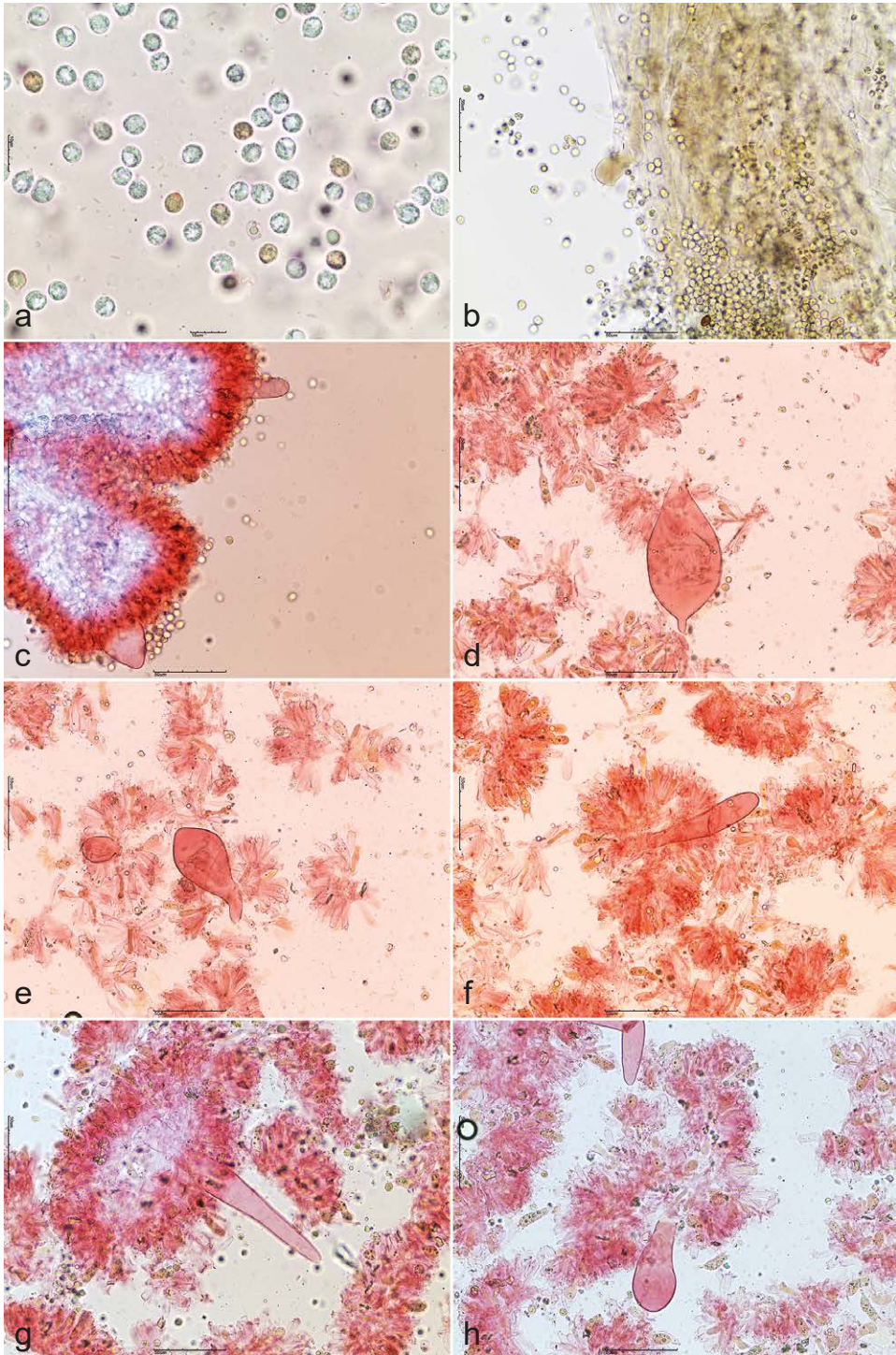
intrazellulär blass braun pigmentiert; **Kaulozystiden:** in Apexnähe schwach büschelig, überwiegend keulig, farblos oder intrazellulär blass bräunlich pigmentiert, ca. 24-62 x 11-23  $\mu\text{m}$ ;

### Ökologie

Der Fundort befindet sich bayerischen Oberland in Ufernähe des Hackensees. Der Standort ist ein Mischwald (Fichte, Tanne, Buche) über fluviatilen Ablagerungen, in dem gelegentlich auch stärkeres Totholz anzutreffen ist. Fruktifikation in vielen Büscheln (über 50 Fruchtkörpern) an liegendem morschem Nadelholzstamm (vermutlich Tanne).

### Molekulare Untersuchung

Die beiden ITS-Sequenzen von dem hier beschriebenen Material sind identisch mit der Sequenz des Neotyps von *C. lacerata* PRM 951559 (GenBank MK713541).



**Tafel 6 a-h:** *Clitocybula lacerata*, Koll. 2017-11-05, **a** Sporen in Kongorot/Ammoniak; **b** HDS in KOH; **c-h** gloeoplerer Hyphen in Kongorot/Ammoniak Fotos M. DONDL

## Diskussion

1974 hat J. Kuthan R. Singer in Mähren zum Fundort einer *Clitocybula* geführt, die dieser als die aus Nordamerika beschriebene *Clitocybula abundans* identifizierte und darauf hinwies, dass sie sich durch auffällige Cheilozystiden von *C. lacerata* unterscheidet (SINGER 1977). Zwar hat MOSER (1983) dieses Merkmal in seinem Schlüssel ausdrücklich und mit Ausrufezeichen erwähnt, aber auch auf unterschiedliche Hutfarben hingewiesen: *Clitocybula lacerata* „rissig braun bis graubraun faserig“, *Clitocybula abundans* „weißlich, Scheibe oft dunkler bis graubraun“. Genau so beschreibt BIGELOW (1973) diesen Pilz in seiner Arbeit über die Gattung *Clitocybula*: „withish, often with disc darker to fuscous“. Vor diesem Hintergrund ist es schon ein wenig erstaunlich, dass inzwischen eine ganze Reihe von europäischen *Clitocybula*-Kollektionen (zeitweise auch unsere Kollektion 2015-09-11) als *Clitocybula abundans* firmieren, die vom Scheitel bis zum Rand düster rußbraun gefärbt sind und nicht den Hauch von hellen, geschweige denn weißlichen Hutfarben aufweisen.

Als Beispiel sei die Kollektion erwähnt, die BREITENBACH & KRÄNZLIN (1991) unter Nummer 181 abgebildet haben. Fritz Müller, der diese schöne Kollektion im Herbst 1978 fand, war durch MOSER (1978) und SINGER (1977) auf *Clitocybula abundans*, eine „amerikanische“ Art mit Cheilozystiden, aufmerksam geworden: „Ich staunte daher nicht schlecht, als gerade meine Funde Cheilozystiden aufwiesen. Diese waren zwar nicht massenweise vorhanden, doch konnte man sie bei jedem Fadenschnitt von Lamellenschneiden beobachten, einmal häufiger, dann wieder seltener. Es blieb mir also keine Wahl, als den Pilz als *Clitocybula abundans* (Peck) Sing. zu bestimmen.“ (MÜLLER 1979: 118). Die von MÜLLER (1979) abgebildeten Mikrofotos der dort als Cheilozystiden bezeichneten Strukturen zeigen genau dieselben langgestreckten, oft irregulär geformten zystidenartigen Enden der gloeopleren Hyphen, die auch bei der hier vorgestellten Kollektion 2015-09-11 festgestellt wurden. Auch die von MÜLLER (1979) angegebenen Maße mit 50-150 (200) x 10-20 µm sind ebenfalls ziemlich groß. Das Farbfoto von Müllers Kollektion in BREITENBACH & KRÄNZLIN (1991: Nr. 181) zeigt Pilze mit durchgehend rußbraunen Farben, die makroskopisch exakt unserer bayerischen Kollektion 2015-09-11 entsprechen. Makroskopisch vergleichbar ist auch die im Farbatlas der Basidiomyceten III abgebildete Kollektion. Auf eben diese beiden Kollektionen verweist HOLEC (2012) im Bestimmungsschlüssel unter *Clitocybula abundans* und liefert auch eine Kurzbeschreibung dazu, die exakt unserem Fund entspricht.

An dieser Stelle lohnt es sich, noch einmal einen Blick in Bigelows Beschreibung zu werfen. Zu den Cheilozystiden schreibt er: „basidioid to subsaccate, 33-50 µm long, 7-16 µm broad“ und fügt eine Skizze mit keuligen Zystiden an, die nicht die geringste Ähnlichkeit mit den langen, oft über 100 µm langen „Schläuchen“ der Kollektionen von Müller und Dondl haben.

Angesichts der aufgezeigten Unterschiede musste bereits vor Erscheinen des Artikels von ANTONÍN et al. (2019) bezweifelt werden, dass die europäischen als



*Clitocybula abundans* bestimmten Kollektionen tatsächlich mit den amerikanischen übereinstimmen. Auch GRÖGER (2006) setzt zumindest ein Fragezeichen hinter diesen Schluss.

Mit ihrem Artikel haben ANTONÍN et al. (2019) nun zumindest teilweise Licht ins Dunkel gebracht. Zum einen haben sie für *Clitocybula lacerata* einen Neotyp designiert und entsprechende DNA-Sequenzen hinterlegt. Zum anderen haben sie bei der Untersuchung des von ihnen sequenzierten Materials festgestellt, dass *Clitocybula lacerata* sowohl makro- als auch mikroskopisch sehr variabel ist. Die großen schlauchartigen zystidoiden Zellen, die bisweilen aus der Lamellenschneide ragen, interpretieren sie als die Endzellen bzw. den oberen Teil von gloeopleren Hyphen, die in der Lamellentrama entspringen. Die Autoren sind überzeugt, dass die Interpretation dieser Zellen als vermeintliche Cheilozystiden zu Fehlbestimmungen von *Clitocybula lacerata* als *Clitocybula abundans* geführt haben könnten und nennen explizit die Kollektion in BREITENBACH & KRÄNZLIN (1991: Nr. 181). Gleichwohl geben sie an, dass *Clitocybula lacerata* Cheilozystiden von sehr diskreter Größe (30-32 x 8-9 µm) besitzt, die an der Lamellenschneide allerdings nur zerstreut, selten oder auch gar nicht zu finden sind. Wir haben bei unseren beiden Kollektionen keine solchen Cheilozystiden festgestellt. Auch LUDWIG (2001) hat bei zwei Kollektionen aus dem Bayerischen Wald bzw. dem Schwarzwald keine Cheilozystiden gefunden. Die von ANTONÍN et al. (2019) beschriebenen gloeopleren Hyphen haben wir bei beiden hier beschriebenen Kollektionen gefunden, allerdings in sehr unterschiedlichem Ausmaß. Bei der Kollektion 2015-09-11 ragen sie massenhaft und weit über die Lamellenschneide hinaus, was Letztere schon unter der Stereolupe fransig bewimpert erscheinen lässt. Bei der Kollektion 2017-11-05 dagegen haben wir bei den ersten Präparaten der Lamellenschneide überhaupt keine „Cheilozystiden“ gesehen. Erst viele weitere Präparate förderten an der Schneide einige wenige, stark „eingebaute“ zystidoide Zellen zutage, die nur durch relativ rabiates Quetschen freizulegen waren und auch erheblich breiter (bis 51 µm!) ausfielen als bei der Kollektion 2015-09-11. Derart breite und keulig erweiterte Gloeopleren haben auch ANTONÍN et al. (2019) nicht dokumentiert. Da die einschlägigen Bestimmungswerke *Clitocybula lacerata* mit fehlenden (MOSER 1983, GRÖGER 2006) oder fehlenden bis sehr seltenen (HOLEC 2012) Cheilozystiden ausschlüsseln, ist davon auszugehen, dass über die Lamellenschneide hinausragende gloeopleren Hyphen bei den meisten so bestimmten Kollektionen nicht gefunden oder schlimmstenfalls gar nicht gesucht wurden.

Die mittlere Sporenlänge unserer beiden Kollektionen differiert um 0,7 µm bei identischem mittlerem Q-Wert, was innerhalb der von ANTONÍN et al. (2019) festgestellten Variabilität liegt. Die Sporen der Kollektion 2015-09-11 sind deutlich kongophil, die der Kollektion 2017-05-11 höchstens ganz schwach. ANTONÍN et al. (2019) machen keine Angabe zur Kongophilie der Sporen.

Sehr anschaulich dokumentieren unsere beiden Kollektionen die makroskopische Variabilität von *Clitocybula lacerata*. Relativ dickstielige kräftige Fruchtkörper mit schokoladenbraunen Hüten bei der Kollektion 2015-09-11 stehen den

vergleichsweise schlankstieligen, dünnfleischigen und viel blasser gefärbten Exemplaren der Kollektion 2017-11-05 gegenüber. Dies dürfte zumindest teilweise dem Umstand geschuldet sein, dass es sich bei der Aufsammlung 2015-09-11 um durchwegs junge, wenn auch bereits fertile Fruchtkörper handelte, während die Kollektion 2017-11-05 sich bereits am Rande der Überständigkeit bewegte.

Der von ANTONÍN et al. (2019) ermittelte phylogenetische Baum legt nahe, dass es mit *Clitocybula lacerata* nah verwandte kryptische Arten gibt, zu deren Abgrenzung weitere Studien erforderlich sind. Die Autoren empfehlen aus diesem Grund, *Clitocybula lacerata* vorläufig als Artenaggregat zu behandeln. Ob die aus Amerika beschriebene *Clitocybula abundans* auch in Europa vorkommt, bleibt auch nach ihrer Studie ungeklärt, da es nicht gelungen ist, DNA aus amerikanischem Material zu isolieren. Bei der Bestimmung von *Clitocybula*-Arten sollte jedenfalls in Zukunft darauf geachtet werden, dass möglicherweise aus der Lamellenschneide ragende gloeoplere Hyphen nicht zu einer Fehlbestimmung als *Clitocybula abundans* führen.

## Verbreitung von *Clitocybula lacerata* in Deutschland

*Clitocybula lacerata* ist in der Roten Liste Bayern (KARASCH & HAHN 2010) als stark gefährdet (Kategorie 2) eingestuft, in der Roten Liste für Deutschland (DÄMMRICH et al. 2016) in der Kategorie G (Gefährdung unbekanntes Ausmaßes). Die Checkliste der Basidiomycota von Bayern (BESL et al. 2009) enthält *Clitocybula lacerata*.

KRIEGLSTEINER (1999 bzw. 2004) konnte sie weder im Maindreieck noch im Biosphärenreservat Rhön nachweisen.

In den online abrufbaren Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie (DGfM 2020) sind 72 Datensätze zu *Clitocybula lacerata* aus Deutschland dokumentiert mit einem Verbreitungsschwerpunkt in Baden-Württemberg. Für Bayern sind 9 Datensätze hinterlegt, die meisten Funde stammen aus den oberbayerischen Alpen und dem Bayerischen Wald.

## Danksagungen

Die molekularen Arbeiten wurden im Rahmen von GBOL Fungi vom deutschen Bundesministerium für Forschung und Bildung (BMBF) gefördert als Forschung für nachhaltige Entwicklung (FONA); [www.fona.de](http://www.fona.de) (Förderkennzeichen BMBF FKZ 01LI1501I).

## Literatur

- ANTONÍN V, BERAN M, BOROVIČKA J, DVOŘÁK D, HOLEC J (2011) – *Clitocybula familia* (Fungi, Agaricales) – taxonomy, distribution, ecology and first records in the Czech Republic and Slovakia. *Czech Mycology* **63**(1): 1-11.
- ANTONÍN V, BOROVIČKA J, HOLEC J, PILTAVER A, KOLAŘÍK M (2019) – Taxonomic update of *Clitocybula* sensu lato with a new generic classification. *Fungal Biology* **123**(6): 431-447.
- BARRASA JM, ESTEVE-RAVENTÓS F, DÄHNCKE RM (2006) – *Clitocybula canariensis* (Tricholomataceae), a new brown-rot fungus from the Canary Islands (Spain). *Fungal Diversity* **22**: 1-11.

- BIGELOW EH (1973) – The genus *Clitocybula*. *Mycologia* **65**(5): 1101-1116.
- BREITENBACH J, KRÄNZLIN F (1991) – Pilze der Schweiz. Band 3: Röhrlinge und Blätterpilze, 1. Teil. Verlag Mykologie, Luzern/Schweiz.
- BRONSTEIN IN, SEMENDJAJEW KA (1991) – Taschenbuch der Mathematik. 25. Aufl., B.G. Teubner, Stuttgart, Leipzig. 824 S.
- BESL H, BRESINSKY A (2009) – Checkliste der Basidiomycota von Bayern (Agaricomycotina, Urediniomycotina, Ustilaginomycotina). *Regensburger Mykologische Schriften* **16**, Regensburg, 868 S.
- DÄMMRICH F, LOTZ-WINTER H, SCHMIDT M, PÄTZOLD W, OTTO P, SCHMITT JA, SCHOLLER M, SCHURIG B, WINTERHOFF W, GMINDER A, HARDTKE HJ, HIRSCH G, KARASCH P, LÜDERITZ M, SCHMIDT-STOHN G, SIEPE K, TÄGLICH U, WÖLDECKE K (2016) – Rote Liste der Großpilze und vorläufige Gesamtartenliste der Ständer- und Schlauchpilze (Basidiomycota und Ascomycota) Deutschlands mit Ausnahme der Flechten und der phytoparasitischen Kleinpilze. In: MATZKE-HAJEK G, HOFBAUER N, LUDWIG G (Red.) Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands, Bd. 8: Pilze (Teil 1) – Großpilze. *Naturschutz und Biologische Vielfalt* **70**(8): 1-440.
- DGFM (2018a) – *Clitocybula familia* (Peck) Singer 1954. – <http://www.pilze-deutschland.de/organismen/clitocybula-familia-peck-singer-1954> (zuletzt aufgerufen am 21.05.2018).
- DGFM (2018b) – *Clitocybula familia* var. *compressa* (Romagn.) H.E. Bigelow 1973. – <http://www.pilze-deutschland.de/organismen/clitocybula-familia-var-compressa-romagn-hebigelow-1973> (zuletzt aufgerufen am 21.05.2018).
- DGFM (2020) – *Clitocybula lacerata* (Scop.) Métrod 1954. – <http://www.pilze-deutschland.de/organismen/clitocybula-lacerata-scop-m%C3%A9trod-1954-1> (zuletzt aufgerufen am 13.04.2020).
- DONDL M (2015) – Nr. 1 – *Clitocybula lacerata* (Scop.) Métrod. – <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2015/marasmiaceae/marasmiaceae.html#ank1>.
- DONDL M (2016) – Nr. 4 – *Clitocybula familia* (Peck) Singer. – <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2016/tricholomataceae/tricholomataceae.html#ank4>.
- DONDL M (2017) – Nr. 1 – *Clitocybula lacerata* (Scop.) Métrod. – <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2017/marasmiaceae/marasmiaceae.html#ank1>.
- EBERHARDT U (2012) – Methods for DNA barcoding fungi. In: KRESS JW, ERICKSON DL (Hrsg.) *DNA Barcodes: Methods and Protocols*. Humana Press, S. 183-205.
- 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.
- GRÖGER F (2006) – Bestimmungsschlüssel für Blätterpilze und Röhrlinge in Europa. Teil 1. *Regensburger Mykologische Schriften* **13**: 1-638.
- HAUSKNECHT A, ZUCCHERELLI A (1999) – *Porpoloma juncicola*, eine neue Art aus Ravenna (Italien). *Österreichische Zeitschrift für Pilzkunde* **8**: 153-155.
- HAYNOLD B (2018) – KoordinatenErmittler (nicht nur für Orchideen). Arbeitskreis Heimische Orchideen Baden-Württemberg. – <https://www.orchids.de/haynold/tkq/KoordinatenErmittler.php> (zuletzt aufgerufen am 21.05.2018).

- HOLEC J (2012) – *Clitocybula* (Singer) Métrod. In: KNUDSEN H, VESTERHOLT J (Hrsg.), Funga Nordica, Copenhagen: 338f.
- KÖLJALG U, LARSSON K-H, ABARENKOV K, NILSSON HR, ALEXANDER IJ, EBERHARDT U, ERLAND S, KJØLLER R, LARSSON E, PENNANEN T, SEN R, TAYLOR AFS, TEDERSOO L, VRÅLSTAD T, URSING BM (2005) – UNITE – a database providing web-based methods for the molecular identification of ectomycorrhizal fungi. *New Phytologist* **166**: 1063-1068.
- KRIEGLSTEINER L (1999) – Pilze im Naturraum Mainfränkische Platten und ihre Einbindung in die Vegetation. *Regensburger Mykologische Schriften* **9(a/b)**: 1-905.
- KRIEGLSTEINER L (2004) – Pilze im Biosphären-Reservat Rhön und ihre Einbindung in die Vegetation. *Regensburger Mykologische Schriften* **12**.
- LUDWIG E (2000) – Pilzkompedium. Band **1**. Abbildungen. Tafel 22, Nr. 14.1.
- LUDWIG E (2001) – Pilzkompedium. Band **1**. Beschreibungen. 56f.
- MOSER M (1983) – Die Röhrlinge und Blätterpilze. 5., bearbeitete Auflage. In: GAMS H, Kleine Kleine Kryptogamenflora **2b/2**: 1-533.
- MÜLLER F (1979) – *Clitocybula abundans* (Peck) Singer aus der Zentralschweiz. *Schweizerische Zeitung für Pilzkunde* **57**: 118-120.
- NILSSON RH, ABARENKOV K, LARSSON K-H, KÖLJALG U (2011) – Molecular Identification of Fungi: Rationale, Philosophical Concerns, and the UNITE Database. *The Open Applied Informatics Journal* **5** (Suppl 1-M9): 81-86.
- ÖSTERREICHISCHE MYKOLOGISCHE GESELLSCHAFT (2018) – Datenbank der Pilze Österreichs. Bearbeitet von DÄMON W, HAUSKNECHT A, KRISAI-GREILHUBER I. – <http://austria.myko-data.net> (zuletzt aufgerufen am 21.04.2018).
- PECK CH (1873) – Report of the Botanist (1869). *Annual Report of the New York State Museum of Natural History* **23**: 27-135.
- ROMAGNESI H (1968) – Sur un *Collybia* à spores amyloïdes. *Collect. Bot.* **7(2)**: 1083–1090. (fide ANTONÍN et al. 2011 – nicht im Original eingesehen).
- SACCARDO PA (1887) – Sylloge Hymenomycetum, Vol. I. Agaricineae. *Sylloge Fungorum* **5**: 1-1146.
- SCHILLING A (2020) – Pilzkartierung 2000 Online – <http://brd.pilzkartierung.de/index.html> (zuletzt aufgerufen am 13.04.2020: <http://brd.pilzkartierung.de/bwsqlart.php?csuchsatz=khl>).
- SINGER R (1954) – Agaricales von Nahuel Huapi. *Sydowia* **8(1-6)**: 100-157.
- SINGER R (1962 „1961“) – Diagnoses fungorum novorum Agaricalium II. *Sydowia* **15(1-6)**: 45-83.
- VIZZINI A (2014) – Nomenclatural novelties. *Index Fungorum* **161**: 1.

## Noch mehr Risspilze (2): Dreizehn neue Arten der Familie Inocybaceae

DITTE BANDINI<sup>1</sup>, BERND OERTEL<sup>2</sup>, URSULA EBERHARDT<sup>3</sup>

BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U (2021) – Even more fibre-caps (2): Thirteen new species of the family Inocybaceae. *Mycologia Bavarica* 21: 27-98.

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

**Summary:** We here present thirteen new species of the family Inocybaceae: three species of genus *Inosperma*, *Is. dodonae*, *Is. ismeneanum*, and *Is. monastichum*, three species of genus *Pseudosperma*, *P. emberizanum*, *P. huginii*, and *P. solare* as well as seven species of genus *Inocybe*, *I. audens*, *I. dvaliniana*, *I. gandalfiana*, *I. jucunda*, *I. pipilikae*, *I. prisca*, and *I. timpetuana*. The two latter named species and *I. gandalfiana* are nodulose-spored. All species are described in detail, macro- and micro-photographs and micro-drawings are presented. They are compared to 57 types of molecularly related or in some way morphologically similar species, of which 36 were studied. 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 on Mycobank.

**Zusammenfassung:** Dreizehn neue Arten der Familie Inocybaceae werden vorgestellt: Drei Arten der Gattung *Inosperma*, *Is. dodonae*, *Is. ismeneanum* und *Is. monastichum*, drei Arten der Gattung *Pseudosperma*, *P. emberizanum*, *P. huginii* und *P. solare* sowie sieben Arten des Genus *Inocybe*, *I. audens*, *I. dvaliniana*, *I. gandalfiana*, *I. jucunda*, *I. pipilikae*, *I. prisca* und *I. timpetuana*. Die beiden letztgenannten Arten sowie *I. gandalfiana* sind Höckersporer. Alle Arten werden detailliert beschrieben, Makro- und Mikrofotos sowie mikroskopische Zeichnungen werden präsentiert. Sie werden mit 57 Typen verwandter und/oder in irgendeiner Weise morphologisch ähnlicher Arten verglichen, von denen 36 untersucht wurden. Die Holotypsequenzen (ITS und LSU) jeder neu beschriebenen Art sind in GenBank abzurufen. Die infragenerische Klassifikation der neuen Arten wird diskutiert. In Mycobank sind detaillierte Beschreibungen der Arten auf Englisch eingestellt.

### Einleitung

Im vorliegenden Artikel werden Arten aus drei Gattungen beschrieben, von denen zwei bis vor kurzem noch als Untergattungen, bzw. Hauptclades der Gattung *Inocybe* (vgl. MATHENY & KUDZMA 2019) behandelt wurden: *Inosperma* (im folgenden abgekürzt als *Is.* zur Unterscheidung von *I.* für *Inocybe*) und *Pseudosperma*. Sie wurden im Rahmen einer längeren Abhandlung (MATHENY et al. 2020) zu Gattungen hochgestuft, so dass die Familie Inocybaceae Jülich nunmehr aus den sieben Gattungen *Inocybe* (Fr.) Fr., *Auritella* Matheny & Bougher, *Inosperma* (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.,

**Anschrift der Autoren:** <sup>1</sup>Panoramastr. 47, D-69257 Wiesenbach; ditte.bandini@gmx.de; <sup>2</sup>Höhenweg 15, D-53347 Alfter; bernhard.oertel@posteo.de; <sup>3</sup>Staatliches Museum f. Naturkunde Stuttgart, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart, ursula.eberhardt@smns-bw.de

*Mallocybe* (Kuyper) Matheny, Vizzini & Esteve-Rav., *Nothocybe* Matheny & K.P.D. Latha, *Pseudosperma* Matheny & Esteve-Rav. und *Tubaratomyces* Esteve-Rav. & Matheny besteht.

In Deutschland wurden bislang nur Vertreter der Gattungen *Mallocybe*, *Inosperma*, *Pseudosperma* und *Inocybe* nachgewiesen.

Im allgemeinen bereitet es keine großen Probleme, die Gattung *Inocybe* gegenüber den anderen drei genannten abzugrenzen, da sie in der Regel dickwandige Hymenialzystiden sowie Pleurozystiden aufweist. Auch die Gattung *Mallocybe* lässt sich unseres Erachtens bereits im Feld im allgemeinen aufgrund ihres gedrungenen Habitus, der breit angewachsenen Lamellen sowie der meist mehr oder weniger feinfilzigen bis wolligen Hutoberfläche in der Regel gut erkennen. Hinzu kommen überwiegend sehr kurze, oft mehr oder weniger kettige Cheilozystiden sowie recht kurze Sporen mit stumpfem Apex und nekropigmentierte Basidien.

Schwierig allerdings wird teilweise die Unterscheidung zwischen den beiden neuen Gattungen *Inosperma* und *Pseudosperma*, wenn es etwa um Arten geht, die nicht zur stark riechenden Gruppe um *Inosperma pisciodorum* (Donadini & Rioussel) Matheny & Esteve-Rav, zu *Is. adaequatum* (Britzelm.) Matheny & Esteve-Rav. oder zu *Is. calamistratum* (Fr.) Matheny & Esteve-Rav. gehören, sondern etwa zur Gruppe um *Pseudosperma umbrinellum* (Bres.) Matheny & Esteve-Rav. oder *Is. maculatum* (Boud.) Matheny & Esteve-Rav. Die im genannten Artikel (MATHENY et al. 2020) aufgezählten morphologischen Unterscheidungsmerkmale überschneiden sich nämlich teilweise. Bei *Inosperma* heißt es als Definition der Gattung (in der Übersetzung): „Basidiosporen oft phaseoliform, Basidien hyalin oder nekropigmentiert, Cheilozystiden teilweise mit cyanophilem Inhalt, keine Pleurozystiden vorhanden; Stielbasis gleich breit oder bei manchen Arten knollig, Fleisch oft rötend bei Verletzung; Geruch oft auffällig“. *Pseudosperma* wird von MATHENY und Koautoren folgendermaßen umrissen: „Cheilozystiden kommen aus modifizierten Basidien hervor, Pleurozystiden fehlen, Basidien hyalin, nicht nekropigmentiert; Lamellen angewachsen bis ausgebuchtet; Hut fibrillos oder selten squamulos, oft rimos; Stielapex oft deutlich pruinös, kleiig-schuppig oder wollig-faserig, Stielbasis in der Regel gleich breit, Stielfleischfarbe unverändert bei Verletzung; Geruch oft spermatisch, wie grüner Mais oder Honig, gelegentlich geruchlos. Basidiosporen in der Regel elliptisch bis undeutlich phaseoliform.“

Zur Hutoberfläche der *Inosperma*-Arten wird keine Aussage gemacht, und viele der übrigen Angaben werden durch „oft“ oder „in der Regel“ relativiert. Das bedeutet, dass bei etlichen Funden weder im Feld noch später bei der mikroskopischen Betrachtung sofort klar ist, ob es sich nun um einen Vertreter der Gattung *Inosperma* oder einen Vertreter der Gattung *Pseudosperma* handelt. Auch auf den „auffälligen“ Geruch ist nicht immer Verlass, denn beispielsweise *Inosperma maculatum* muss durchaus nicht immer deutlich süßlich aromatisch, oder laut KUYPER (1986) nach *Amanita phalloides*, bzw. *Amanita citrina* oder *Tuber spec.* riechen. Tatsächlich können die Fruchtkörper auch mehr oder weniger intensiv spermatisch riechen,

wie ein mit den Fruchtkörpern von mehr als 20 Kollektionen (mit insgesamt mehr als 50 Fruchtkörpern) innerhalb einer Woche von uns durchgeführter Test ergab.

Laut MATHENY und Koautoren (2020) liegt die derzeitige Artenzahl der Gattung *Mallocybe* weltweit bei etwa 55, *Inosperma* ebenfalls bei etwa 55, die von *Pseudosperma* bei etwa 70 und die von *Inocybe* bei ca. 850.

Wir selbst haben von *Mallocybe* bislang ca. 35, von *Inosperma* ca. 40 und von *Pseudosperma* mehr als 35 Arten in Deutschland und angrenzenden Ländern nachweisen können. Bei allen Gattungen ist grundsätzlich die Artenzahl in der Tendenz steigend, da viele geographische Großräume wie etwa China überhaupt erst am Anfang von molekular unterstützten taxonomischen Untersuchungen stehen, und nun nach und nach neue Arten beschrieben werden (vgl. u.a. FAN & BAU 2013, 2020, FAN et al. 2018, YU et al. 2020).

Im vorliegenden Artikel werden Arten neu beschrieben, die auch in Bayern gefunden wurden und/oder charakteristische Merkmale aufweisen, anhand derer sie sich vergleichsweise gut erkennen lassen. Wir verzichten wie bereits in einem früheren Artikel (vgl. BANDINI et al. 2020) auch in diesem Beitrag auf phylogenetische Analysen, die Sequenzen der neu beschriebenen Arten wurden aber in GenBank hochgeladen, wodurch sich unsere Aussagen zu genetischen Unterschieden zu anderen Arten leicht überprüfen lassen. Die ITS der hier neu beschriebenen Arten gleicht der ITS (soweit bekannt) bestehender Taxa höchstens zu 98,7 %. Zudem unterscheiden sich die neuen Arten morphologisch von bestehenden Arten. Wir verzichten wiederum auf einen Schlüssel, weil wir in vielen Fällen nicht sicher sind, ob wir die jeweils nächsten Verwandten tatsächlich schon kennen, sie richtig benennen können, bzw. weil sie unter Umständen noch nicht alle beschrieben sind.

## Material und Methoden

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

Kollektionen der neu beschriebenen Arten sind bei den jeweiligen Artbeschreibungen gelistet. BAN-Nummern verweisen auf ITS- bzw. ITS- und LSU-Sequenzen. Soweit die Sequenzen bereits veröffentlicht sind, werden GenBank-Akzessionsnummern angegeben. Kollektionen aus dem persönlichen Herbar von Ditte Bandini tragen das Kürzel DB. In den allermeisten Fällen handelt es sich dabei auch um Aufsammlungen von D. Bandini. Typen, die zu Vergleichszwecken studiert wurden oder deren Sequenzen bereits in GenBank vorhanden sind, sind in Tabelle 1 zusammengefasst.

Alle Makro- und Mikrofotos sowie die Mikrozeichnungen stammen von Ditte Bandini, sofern nicht anders vermerkt. Es wurden, falls vorhanden, von jeweils mindestens drei Kollektionen einer Art jeweils 40 Sporen und 15 Pleurozystiden gemessen. Zu weiteren Angaben hierzu, ebenso wie zu Messmethoden etc., siehe BANDINI et al. (2017).

Farbtöne wurden (als „Mu“) nach dem Munsell-Farbsystem angegeben (MUNSELL 2009).

Bei den Listen der untersuchten Kollektionen wurden Länder und Bundesländer in alphabetischer Reihenfolge und die Funde selbst in chronologischer Reihenfolge angeordnet. Aus Platzgründen haben wir uns bei der zu den Vergleichsarten genannten Literatur im wesentlichen auf die Erstbeschreibungen sowie v.a. die Standardwerke STANGL (1989) und KUYPER (1986) konzentriert.

Die im folgenden beschriebenen Arten wurden nach Gattungen geordnet: Zuerst *Inosperma*, dann *Pseudosperma* und 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 Sequenzierung (von beiden Richtungen, ITS und das 5'-Ende der LSU der ribosomalen Gene des Zellkerns) wurde bei LGC Genomics (Berlin) vorgenommen. Die Editierung der Rohdaten erfolgte in Sequencher (Version 4.9, Gene Codes Corporation, Ann Arbor, Michigan, USA). Die Sequenzen von *Inosperma monastichum* und *Pseudosperma emberizantum* wurden durch P. Alvarado (ALVALAB) hergestellt.

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 November 2020) 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.

## 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 MW647615 bis MW647631 in GenBank veröffentlicht.



**Tabelle 1:** Typus- oder authentisches Material, das für Vergleiche herangezogen wurde. Bei veröffentlichten Sequenzen wurden die Genbank-Akzessionsnummern angegeben. Abkürzungen: aM - authentisches Material, DB - Privatherbarium Ditte Bandini, Et - Epitypus, Ht - Holotypus, IEt - Isoepitypus, IPt - Isoparatypus, It - Isotypus, Lt - Lectotypus, Pt - Paratypus. Die Herbariumabkürzungen folgen dem Index Herbariorum (HOLMGREN et al. 1990).

Art	Taxonomischer Status	Herbar u. Sammlungsnr.	GenBank- oder UNITE-Nr. (ITS)
<i>Inocybe acutoides</i> Kokkonen & Vauras	Ht	TUR-A 190464	JN580806 <sup>1</sup> (= NR_119987)
<i>Inocybe amicta</i> Kokkonen & Vauras	Ht	TUR-A 190466/ Vauras & Kokkonen 61/09	JN580859 <sup>1</sup>
<i>Inocybe astraiana</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU SMNS- STU-F-0901240	MN512321 <sup>2</sup>
<i>Inocybe bufonia</i> Kokkonen & Vauras	Ht	TUR-A 190477/ K. Kokkonen 45/09	JN580823 <sup>1</sup> (= NR_119988)
<i>Inocybe cryptocystis</i> D.E. Stuntz	Ht	WTU 43774/ Stz5400	KY923017 <sup>3</sup> (= NR_153185)
<i>Inocybe erythospilota</i> Grund & D.E. Stuntz	It	ACAD 11699	MG489947 <sup>3</sup> (= NR_163294)
<i>Inocybe furfurea</i> Kühner	Lt	G G00053152	MG012472 <sup>4</sup>
<i>Inocybe hirtellarum</i> Carteret & Reumaux	It	PR-592	–
<i>Inocybe hirtelloides</i> Stangl & J. Veselský	Ht	PRM PRM727125	MG012471 <sup>4</sup>
<i>Inocybe inodora</i> Velen.	Lt	PR bottle no 370	–
<i>Inocybe involuta</i> Kuyper	Ht	L L-0017086	MN319696 <sup>5</sup>
<i>Inocybe kittilensis</i> Kokkonen & Vauras	Ht	TUR-A Kokkonen 188/08	JN580839 <sup>1</sup> (= NR_153125)
<i>Inocybe laetior</i> D.E. Stuntz	Ht	WTU F-043789/ Stz4655	HQ201354 <sup>6</sup> (=NR_119901)
<i>Inocybe lanuginosa</i> (Bull.) P. Kumm. (Basionym: <i>Agaricus lanuginosus</i> Bull.)	IEt	WTU F-50698	AM882788 <sup>7</sup> / HQ201356 <sup>6</sup>
<i>Inocybe lapponica</i> Kokkonen & Vauras	It	DB DB18-8-95- Vauras (JV10521F)	JN580836 <sup>1</sup> (= NR_119990) (Ht)

<i>Inocybe laurina</i> Bandini, B. Oertel & C. Hahn	Ht	STU SMNS- STU-F-0901247/ DB23-10-16-6	MN512325 <sup>2</sup>
<i>Inocybe longicystis</i> G.F. Atk.	Ht	CUP-A-024321	–
<i>Inocybe mycenoides</i> Kuyper	Ht	L L0053538	EBERHARDT et al. in prep.
<i>Inocybe nemorosa</i> (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz (Basionym: <i>Inocybe friesii</i> f. <i>nemorosa</i> R. Heim)	aM	ACAD 19518/ DG1887 <i>I. nemorosa</i> det. D.E. Stuntz	MH586780 (ITS1)/ MH586817 (ITS2) <sup>8</sup>
<i>Inocybe nitidiuscula</i> (Britzelm.) Lapl. (Basionym: <i>Agaricus nitidiusculus</i> Britzelm.)	Et	M M-0229745	KM873364 <sup>9</sup>
<i>Inocybe paludicola</i> Kokkonen & Vauras	Ht	TUR-A 190488/ Kokkonen 21/09	JN580873 <sup>1</sup> (= NR_119993)
<i>Inocybe paludosella</i> G.F. Atk.	Ht	CUP-A-024320	
<i>Inocybe parcecoacta</i> Grund & D.E. Stuntz	lt	ACAD 11598	KY923031/ KY923045 <sup>3</sup>
<i>Inocybe parvicystis</i> Rodr.-Campo & Esteve-Rav.	lt	DB DB29-12-14- Esteve-Rav.	KY349121 <sup>10</sup> (= NR_153175) (Ht)
<i>I. pelargonium</i> Kühner	Lt	G G00118409	–
<i>Inocybe perchtana</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU SMNS- STU-F-0901245/ DB21-9-16-18	MN512326 <sup>2</sup>
<i>Inocybe phaeoleuca</i> Kühner	Lt	G G00052213	–
<i>Inocybe porcorum</i> Kokkonen & Vauras	Ht	TUR-A 111926	JN580863 <sup>1</sup>
<i>Inocybe pseudoteratargus</i> Vauras & Kokkonen	Ipt von der Typuslokalität	DB DB20-9-89- Vauras, Doppel von TUR-A Vauras 4020F (Pt)	MN619774 <sup>2</sup> (Ipt)/ JN580878 <sup>1</sup> (= NR_119995) (Ht)
<i>Inocybe silvae-herbaceae</i> Kokkonen & Vauras	Ht	TURA 175344/ Vauras 2268F	JN580852 <sup>1</sup> (= NR_119991)
<i>Inocybe stangliana</i> Kuyper	Ht	L L0054130	–

<i>Inocybe subbrunnea</i> Kühner	Lt	G G388231	KJ399934 <sup>11</sup>
<i>Inocybe sulfovirescens</i> Poirier	Ht	G G00127003	–
<i>Inocybe tarda</i> Kühner	lt von Lt	G G00058745	–
<i>Inocybe teraturgus</i> M.M. Moser	Ht	IB IB19820095	UDB034403 (noch gesperrt)
<i>Inocybe terrifera</i> Kühner	Lt	G G00058743	–
<i>Inocybe venustissima</i> Bandini & B. Oertel	Ht	KR KR-M- 0042322/ DB22-8-12-8	MH366625.2 <sup>6</sup>
<i>Inocybe woglindeana</i> Bandini, Vauras & Weholt	Ht	STU SMNS- STU-F-0901435/ DB12-5-13-2	MT101882 <sup>5</sup>
<i>Inosperma chlorochroum</i> (Corriol & Guinberteau) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>chlorochroa</i> Corriol & Guinb.)	lt	BBF GC06090501 (Ht)	MK508903 <sup>12</sup>
<i>Inosperma fastigiellum</i> (G.F. Atk.) Matheny & Esteve- Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>fastigiella</i> G.F. Atk.)	Ht	CUP-A-022525	–
<i>Inosperma geraniodorum</i> (J. Favre) Matheny & Esteve- Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>geraniodora</i> J. Favre)	Lt	G G00052203	–
<i>Pseudosperma aestivum</i> (Kropp, Matheny & L.J. Hutchison) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe aestiva</i> Kropp, Matheny & L.J. Hutchison)	Ht	UTC BK18089706	EU600847 <sup>13</sup> (ITS2+LSU)
<i>Pseudosperma amoris</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU SMNS- STU-F-0901462/ DB1-8-14-12	MW010038 <sup>14</sup>
<i>Pseudosperma</i> <i>aureocitrinum</i> (Esteve- Rav.) Matheny & Esteve- Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>aureocitrina</i> Esteve-Rav.)	lt	STU SMNS-STU- F-0001809/ DB21- 11-12-Esteve- Raventós	MW010047 <sup>14</sup>

<i>Pseudosperma conviviale</i> Cervini, Bizio & P. Alvarado	Ht	AMB (TR) AMB18243	MT095091 <sup>15</sup>
<i>Pseudosperma flavellum</i> (P. Karst.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe flavella</i> P. Karst.)	Ht	H H6050800	–
<i>Pseudosperma friabile</i> (Matheny & Kudzma) Haelew. (Basionym: <i>Inocybe friabilis</i> Matheny & Kudzma)	Ht	TENN 068384/ PBM3914	MH216095 <sup>16</sup> (= NR_165883)
<i>Pseudosperma hygrophorus</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe hygrophorus</i> Kühner)	Ht	G G00126467	–
<i>Pseudosperma melleum</i> Cervini, Bizio & P. Alvarado	Ht	MCVE 30145	MT095090 <sup>13</sup>
<i>Pseudosperma napaeaeum</i> Bandini & B. Oertel	Ht	STU SMNS- STU-F-0901463/ DB10-9-19-11	MW010040 <sup>14</sup>
<i>Pseudosperma permelliolens</i> (Carteret & Reumaux) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe permelliolens</i> Carteret & Reumaux)	Ht	PC PC 0173281	–
<i>Pseudosperma ponderosum</i> Cervini, Bizio & P. Alvarado	Ht	MCVE 30144	MT095092 <sup>15</sup>
<i>Pseudosperma pseudoorbatum</i> (Esteve-Raventós & García Blanco) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe pseudoorbata</i> Esteve-Rav. & García Blanco)	lt	STU SMNS- STU-F-0001818/ DB23-4-3-Esteve-Raventós	–
<i>Pseudosperma salentinum</i> Cervini, Bizio & P. Alvarado	Ht	MCVE 30342	MT095093 <sup>15</sup>
<i>Pseudosperma subfuscum</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe subfusca</i> Kühner)	Ht	G G00052220/ Kühner 64-5	–

<i>Pseudosperma umbrinellum</i> (Bres.) Matheny & Esteve- Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>umbrinella</i> Bres.)	Ht	S F14488	HM209796 <sup>17</sup>
<i>Pseudosperma</i> <i>xanthocephalum</i> (P.D. Orton) Matheny & Esteve- Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>xanthocephala</i> P.D. Orton)	Ht	K K(M)-68623	–

<sup>1</sup> KOKKONEN & VAURAS (2012); <sup>2</sup> BANDINI et al. (2020a); <sup>3</sup> MATHENY & SWENIE (2017); <sup>4</sup> BANDINI et al. (2019a); <sup>5</sup> BANDINI et al. (2020b); <sup>6</sup> MATHENY & WOLFENBARGER (2010); <sup>7</sup> RYBERG et al. (2008); <sup>8</sup> MATHENY & HOBBS (2018); <sup>9</sup> MARCHETTI et al. (2014); <sup>10</sup> CROUS et al. (2017); <sup>11</sup> LARSSON et al. (2014); <sup>12</sup> LARSSON (2019); <sup>13</sup> MATHENY et al. (2009); <sup>14</sup> BANDINI & OERTEL (2020); <sup>15</sup> CERVINI et al. (2020); <sup>16</sup> MATHENY & KUDZMA (2019); <sup>17</sup> VAURAS & LARSSON (2012).

In den Beschreibungen werden folgende Abkürzungen verwendet: Mu = Munsell, SD = Standardabweichung sowie bei den Tafellegenden: Ca = Caulozystiden, Cpa = Cauloparazystiden, Ch = Cheilozystiden, Pa = Parazystiden, Pl = Pleurozystiden, Sp = Sporen; Maßstab für Sporen = 10 µm, Maßstab für Zystiden = 50 µm.

## Taxonomie

### *Inosperma dodonae* Bandini & B. Oertel spec. nov.

#### Tafel 1, Abb. 1-2

**Mycobank-Nummer:** MB 838755. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647615 (Holotyp)

**Etymologie:** nach dem griechischen Heiligtum Dodona, in dem eine heilige Eiche stand, da die Art zumindest sehr oft bei Eiche wächst.

**Holotyp:** Niederlande, Drente, Ruinen, 10 m ü. NN, *Quercus robur*, *Betula pendula*, 8. Okt. 2018, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901253; Isotypen DB8-10-18-9, AH 56127, TUR-A 209187).

**Diagnosis:** *Inosperma dodonae* has a pale brown often shiny rimulose to rimose pileus surface, a stipe which in parts becomes dark brown to sometimes even blackish with age, slim smooth spores often with explicit apical depression, measuring 7.2-10.7  $\mu\text{m}$  (av. 8.9  $\mu\text{m}$ )  $\times$  3.6-5.3  $\mu\text{m}$  (av. 4.6  $\mu\text{m}$ ), and (sub)cylindrical to (sub)globose cheilocystidia, measuring 25-53  $\mu\text{m}$  (av. 35  $\mu\text{m}$ )  $\times$  9-16  $\mu\text{m}$  (av. 12  $\mu\text{m}$ ). It seems to be associated with *Quercus*. This combination of characters distinguishes *Is. dodonae* from all described species, including *Is. maculatum* and *Is. ismeneanum*; ITS sequence data distinguish *Is. dodonae* from these and all species for which ITS data are available.

## Beschreibung

**Hut** 15-80 mm breit, anfangs annähernd glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand erst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit dünnen Resten einer weißlichen Velipellis, die in der Regel lediglich im Zentrum auszumachen ist; Farbe im allgemeinen blass bräunlich bis blass nussbraun, besonders im Alter auch braun mit rötlicher Nuance (Mu 10YR 6/6-6/8, 5/4-5/8, 4/6; 7.5YR 5/6-5/8), im Alter manchmal beinahe schwärzlich, wie verbrannt, zum Rand hin und dann oft auch dunkler im Zentrum; Oberfläche anfangs und in gutem Zustand charakteristisch wie poliert glänzend, und selbst bei jungen Fruchtkörpern rimulos bis rimos, wobei dann die hellere Trama darunter sichtbar wird, später auch eingewachsen fibrillos; junge Fruchtkörper mit Resten einer Cortina. **Lamellen** normal bis fast gedrängt stehend (ca. 45-60,  $l = 1-3$ ), mit oder ohne herablaufenden Zahn breit oder ausgebuchtet angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich, dann blass ockerlich bis zu ockerlich bräunlich; Schneide gezähnelte, weißlich bis concolor. **Stiel** 25-70  $\times$  3-10 mm, ziemlich starr, zylindrisch oder nur leicht gebogen, glatt, anfangs beige oder blass ockerlich bräunlich, dann blass bräunlich bis braun und im Alter teilweise bis beinahe schwärzlich in der unteren Hälfte, aber stets weißlich bis beige am Apex; nur ganz oben fein bereift. **Fleisch** gelblich im Buckel des Hutes, ansonsten im Hut weißlich,



**Tafel 1** – *Inosperma dodonae*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901253); **b** DB9-10-18-6; **c** Cheilozystiden (DB9-10-18-6); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901253); **e** Sporen (DB8-10-18-6).



Abb. 1 – *Inosperma dodonae*, DB6-10-20-1.

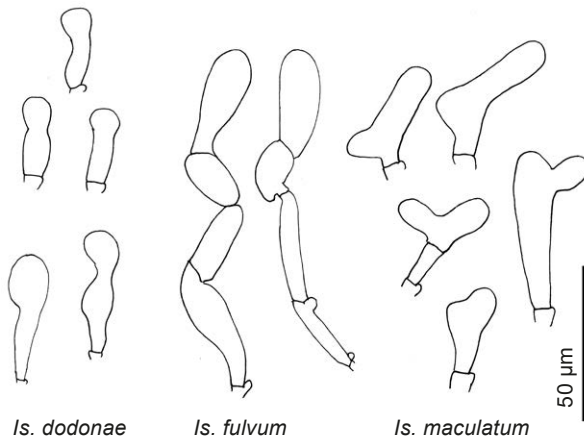


Abb. 2 – *Is. fulvum* und *Is. maculatum*: charakteristische Caulozystiden im Vergleich zu *Is. dodonae*. Umzeichnung D. BANDINI

im Stiel weißlich oder streifig weißlich-gelblich-bräunlich. **Geruch** aromatisch, duftig, angenehm süßlich. **Farbe des Exsikkats**: Hut nussbraun oder braun mit rötlicher Nuance (Mu 7.5YR 5/4-5/8, 4/4-4/6; 10YR 4/3-4/6), bei alten Fruchtkörpern zum Rand hin beinahe schwärzlich, wie verbrannt, Lamellen concolor oder etwas heller, Stiel concolor oder braun bis dunkelbraun, kein explizites Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.



**Sporen** 7,2-8,9-10,7  $\mu\text{m}$  (SD 0,7  $\mu\text{m}$ )  $\times$  3,6-4,6-5,3  $\mu\text{m}$  (SD 0,3  $\mu\text{m}$ ); Q = 1,6-2,0-2,5 (SD 0,2) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, meist länglich nierenförmig, bohnenförmig, auch subamgydaloid oder subzylindrisch, oft mit ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 24-33  $\times$  7-9  $\mu\text{m}$ , im allgemeinen 4-sporig. **Cheilozystiden** 25-35-53  $\mu\text{m}$  (SD 6  $\mu\text{m}$ )  $\times$  9-12-16  $\mu\text{m}$  (SD 2  $\mu\text{m}$ ); Q = 1,9-3,1-5,3 (SD 0,6) (n = 45 von 3 Koll.), stets eine Mischung aus (sub)zylindrischen bis (sub)clavaten und teilweise mehrgliedrigen (sub)globosen dünnwandigen Zystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-12  $\mu\text{m}$  breiten, zumeist schwach mit bräunlichem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, meist wellige und oft mehr oder weniger kopfige dünnwandige Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

### Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von eigenen Funden aus Deutschland und den Niederlanden. In GenBank findet sich die Sequenz eines Fundes aus Karlsruhe (als „*Inocybe* sp.“, MT005879, KR-M-0044755, bei *Quercus robur*) sowie eines weiteren Fundes aus Italien (als „*I. maculata*“, MH310754). Davon abgesehen gibt es noch einige EcM-Sequenzen aus Österreich (MK627048), Spanien (FJ946983) und China (MK961183). In UNITE finden sich einige Bodenproben-Sequenzen aus Estland: z.B. UDB0101755, UDB0101864, UDB0220908, UDB0266128. Die Art scheint zumindest gern mit *Quercus* zu fruktifizieren.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Deutschland**, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK25 6618/2, 240 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, *Salix caprea*, 3. Okt. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB3-10-18-2).

**Niederlande**, Drente, Ruinen, 10 m ü. NN, *Quercus robur*, *Betula pendula*, 8. Okt. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB8-10-18-6). – Ibidem, in einiger Entfernung vom vorigen Fundort, *Quercus robur*, *Betula pendula*, 8. Okt. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB8-10-18-8). – Ibidem, in einiger Entfernung vom vorigen Fundort, *Quercus robur*, *Betula pendula*, 8. Okt. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB8-10-18-9). – Drente, Kraloo, 15 m ü. NN, Straßenrand mit *Quercus robur*, 9. Okt. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB9-10-18-6). – Drente, Eursinge, 20 m ü. NN, Straßenrand mit *Quercus robur*, 10. Okt. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB10-10-18-15). – Drente, Gijsselte, 15 m ü. NN, Straßenrand mit *Quercus robur*, 6. Okt. 2020, leg./det. D. Bandini (DB6-10-20-1). – Ibidem, in einiger Entfernung vom vorigen Fundort, 15 m ü. NN, Wegrand mit *Quercus robur*, 6. Okt. 2020, leg./det. D. Bandini (DB6-10-20-2).

**Wesentliche Charakteristika:** • meist hellbrauner Hut; • anfangs glänzende, rimulose bis rimose Hutoberfläche; • nur wenig weißliche Velipellis; • Stiel und Hutrand bräunen oder schwärzen mit dem Alter; • Mischung aus länglichen und rundlichen Cheilozystiden; • wellige und kopfige Caulozystiden; • Standort mit *Quercus*.

**Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *Is. dodonae*:**

- ***Inosperma chlorochroum*** (Corriol & Guinb.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch reichliche radial über den Hut verteilte weißliche Velipellis, dunkelbraune Hutfarbe, im Durchschnitt kleinere Sporen – vgl. CORRIOL & GUINBERTEAU (2013), CERVINI (2015).
- ***Pseudosperma curreyi*** (Berk.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch intensivere, mehr ockerlich-fuchsige Hutfarbe und größere Sporen – vgl. SACCARDO (1887), CARTERET & REUMAUX (2017).
- ***Inosperma fastigiellum*** (G.F. Atk.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch dunklere Hutfarbe, kleinere und anders geformte Sporen und im Durchschnitt kürzere Cheilozystiden – vgl. ATKINSON (1918).
- ***Inosperma fulvum*** (Bon) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch feinere Huttexur, zu meist intensiv rötlich-braune Hutfarbe, im Durchschnitt breitere Sporen sowie andere Caulozystiden (siehe Abb. 2) – vgl. BON (1997a), JACOBSSON & LARSSON (2012).
- ***Inosperma ismeneanum*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, im allgemeinen dunklere Hutfarbe, im Durchschnitt breitere Sporen und deutlich längere Hymenialzystiden – siehe weiter unten.
- ***Inosperma lanatodiscum*** (Kauffman) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch reichliche radial über den Hut verteilte weißliche Velipellis, mit dem Alter höchstens schmutzig gelblich werdenden Stiel sowie breitere Sporen; in Europa bislang nicht nachgewiesen – vgl. KAUFFMAN (1918).
- ***Inosperma maculatum*** (Boud.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch reichliche radial über den Hut verteilte weißliche Velipellis, dunkelbraune Hutfarbe, im Durchschnitt größere Sporen und längere Hymenialzystiden sowie andere Caulozystiden (siehe Abb. 2) – vgl. BOUDIER (1885), KUYPER (1986), STANGL (1989).
- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch falbe bis stumpf hellbräunliche Hutfarbe, stark eingewachsen faserige Hutoberfläche, größere Sporen und längere Cheilozystiden – vgl. Tafel 388 in BULLIARD (1789), STANGL (1989).
- ***Pseudosperma umbrinellum*** (Bres.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch meist dunklere Hutfarbe, stark eingewachsen faserige Hutoberfläche, deutlich größere Sporen und im Durchschnitt breitere Cheilozystiden – vgl. BRESADOLA (1905), CERVINI et al. (2020).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *Is. ismeneanum*, deren ITS allerdings eine Übereinstimmung von nur 89 % aufweist. Eine weitere Nachbarart ist *Is. curreyi* mit lediglich 87 % ITS-Ähnlichkeit.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:** *Inosperma chlorochroum*, *Is. fastigiellum*, *Pseudosperma umbrinellum*.

***Inosperma ismeneanum*** Bandini & B. Oertel spec. nov.**Tafel 2****MycoBank-Nummer:** MB 838756. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647625 (Holotyp)**Etymologie:** nach Ismene, Tochter des Ödipus, weil sie im Schatten von der bekannten Art *Is. maculatum* steht, wie Ismene im Schatten ihrer weit bekannteren Schwester Antigone.**Holotyp:** Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, bei Schloss Langenzell, TK25 6619/2, 210 m ü. NN, Wegrand bei *Fagus sylvatica*, 16. Aug. 2017, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901561; Isotypen DB16-8-17-8, AH 56129).**Diagnosis:** The pileus of *Inosperma ismeneanum* is brown with reddish hue or red-brown, the surface finely rim(ul)ose and the stipe base bulbous. The smooth spores measure 7.2-10.9  $\mu\text{m}$  (av. 8.9  $\mu\text{m}$ )  $\times$  4.1-5.7  $\mu\text{m}$  (av. 5.1  $\mu\text{m}$ ), and the cheilocystidia, measuring 26-74  $\mu\text{m}$  (av. 52  $\mu\text{m}$ )  $\times$  8-13  $\mu\text{m}$  (av. 10  $\mu\text{m}$ ), are long and narrow, often subcapitate and often have undulate walls. It occurs on calcareous soil with frondose trees. This combination of characters distinguishes *Is. ismeneanum* from all described species, including *Is. dodonae* and *Is. maculatum*; ITS sequence data distinguish *Is. ismeneanum* from these and all other species for which ITS data are available.**Beschreibung****Hut** 20-40 mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit nur niedrigem breitem Buckel, Rand erst schwach eingebogen, dann nach unten gebogen oder eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper zunächst mit reichlichen Resten einer weißlichen Velipellis bedeckt, die später oft noch in der Mitte sichtbar ist; Farbe nussbraun mit rötlichem Hauch, rotbraun oder graulich braun bis dunkelbraun mit rötlicher Note (Mu 7.5YR 5/6-5/8, 4/4-4/6, 3/4; 5YR 4/4-4/6), später manchmal dunkler im Zentrum, wenn die Velipellis verschwunden ist; Oberfläche zunächst glatt bis fein rimulos, dann bald rimos mit divergierenden feinen Fäserchen, wodurch die hellere Trama darunter sichtbar wird; junge Fruchtkörper mit weißlich-graulicher Cortina. **Lamellen** eher gedrängt stehend (ca. 60-80, l = 1-3), fast frei bis ausgebuchtet angewachsen, eben bis schwach bauchig, zunächst weißlich, cremefarben bis graulich, später ockerlich bräunlich; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 30-100  $\times$  3-5 mm, zylindrisch oder gebogen und oft sich zur Basis hin leicht verdickend, Basis knollig verdickt, glatt oder längsstreifig aufgrund von dünner Überfaserung, anfangs weißlich oder schmutzig weißlich, mit dem Alter bräunlich bis rotbraun; nur ganz oben sehr spärlich grob bereift. **Fleisch** weißlich bis beige in Hut und Stiel, mit dem Alter etwas dunkler in der Stielerinde. **Geruch** aromatisch bis schwach spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut braun bis dunkelbraun mit oder ohne grauliche oder rötliche Note (Mu 10YR 4/2-4/6, 3/3-3/6; 7.5YR 4/4-4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.



**Tafel 2 – *Inosperma ismeneanum*:** a Holotyp (SMNS-STU-F-0901561); b DB13-9-16-13; c Cheilozystiden (DB22-9-15-4); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901561); e Sporen (DB22-9-15-4).

**Sporen** 7,2-8,9-10,9 µm (SD 0,8 µm) × 4,1-5,1-5,7 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5-1,8-2,1 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, meist (sub)phaseoliform, auch (sub)elliptisch oder subamygdaloid, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 22-35 × 7-10 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Cheilozystiden** 26-52-74 µm (SD 10 µm) × 8-10-13 µm (SD 1 µm); Q = 2,9-5,6-9,3 (SD 1,4) (n = 45 von 3 Koll.), meist lang und schmal (sub)zylindrisch, selten auch (sub)clavat, oft mehr oder weniger kopfig und oft mit mehr oder weniger welligen Wänden, zuweilen gegliedert, dünnwandig, farblos. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-11 µm breiten, zumeist schwach mit hellbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, bis 70 × 25 µm, meist lange, aufgeblasene, unförmige, dünnwandige Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

### Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von einigen eigenen Funden aus Deutschland. In UNITE finden sich zwei Sequenzen von Funden aus Estland (UDB025122 und UDB032956, letzterer mit *Fagus*), in GenBank die Sequenz einer Kollektion aus Schweden (als „*Is. maculatum*“, AM882958.2), außerdem gibt es in beiden Datenbanken EcM-Sequenzen aus Estland (u.a. UDB027241, mit *Quercus robur*, sowie UDB005253, mit *Populus*), Iran (FR852229), Italien (JX625276), Österreich (MK627399, bei *Fagus*), Rumänien (KM576457, bei *Quercus robur*) und der Schweiz (KC818321). Daraus ist zum einen zu entnehmen, dass die Art mit Laubbäumen assoziiert ist und zwar auffällig oft mit Buche, und zum anderen tatsächlich weit verbreitet ist, vermutlich aber oft nicht von *Is. maculatum* oder auch *Is. dodonae* unterschieden wurde.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Deutschland**, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK25 6619/1, 230 m ü. NN, Wegrand mit *Fagus sylvatica*, *Quercus robur*, 29. Sep. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB29-9-18-2). – Bayern, Ostallgäu, Füssen, Friedhof, TK25 8430/1, 798 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 22. Sep. 2015, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-9-15-4). – Bayern, Bad Tölz-Wolfratshausen, Egling, Isarufer bei Schäftlarn, TK25 8034/2, 560 m ü. NN, *Salix spec.*, *Picea abies*, 13. Sep. 2016, leg. L. Beenken, det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-16-13).

**Wesentliche Charakteristika:** • Hutfarbe braun mit mehr oder weniger intensiver rötlicher Nuance; • reichliche weißliche Velipellis; • rim(ul)ose feinfaserige Hutoberfläche; • lange, schmale, oft wellige und mehr oder weniger kopfige Cheilozystiden; • Standort mit Laubbäumen, oft mit *Fagus*.

**Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *Is. ismeneanum*:**

- ***Inosperma chlorochroum*** (Corriol & Guinb.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch im Durchschnitt kleinere Sporen und deutlich kleinere Cheilozystiden – vgl. CORRIOL & GUINBERTEAU (2013), CERVINI (2015).
- ***Inosperma dodonae*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch hellere Hutfarbe, oft wie poliert wirkende Hutoberfläche, im Durchschnitt schmalere Sporen und kürzere, oft (sub)clavate Cheilozystiden – siehe weiter oben.
- ***Inosperma fastigiellum*** (G.F. Atk.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch kleinere und anders geformte Sporen und im Durchschnitt kürzere Cheilozystiden – vgl. ATKINSON (1918).
- ***Inosperma fulvum*** (Bon) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch meist intensiv rötlich-braune Hutfarbe, im Durchschnitt kleinere Sporen und kürzere Cheilozystiden sowie kettige Caulozystiden (siehe Abb. 2) – vgl. BON (1997a), JACOBSSON & LARSSON (2012).
- ***Inosperma maculatum*** (Boud.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch mehr radial fleckig über den Hut verteilte Velipellis, im allgemeinen dunklere Hutfarbe mit weniger Rotanteil, im Durchschnitt kürzere und breitere Cheilozystiden, die überwiegend weder wellig noch kopfig sind, sowie anders geformte Caulozystiden (siehe Abb. 2) – vgl. BOUDIER (1885), KUYPER (1986), STANGL (1989).
- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch falbe bis stumpf hellbräunliche Hutfarbe, stark eingewachsen faserige Hutoberfläche, größere Sporen und längere Cheilozystiden – vgl. BULLIARD (1789), STANGL (1989).
- ***Pseudosperma umbrinellum*** (Bres.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch stark eingewachsen faserige Hutoberfläche, deutlich größere Sporen und im Durchschnitt breitere Cheilozystiden – vgl. BRESADOLA (1905), CERVINI et al. (2020).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste bereits beschriebene Art ist *Is. dodonae*, deren ITS allerdings eine Übereinstimmung von nur 89 % aufweist. Eine weitere Nachbarart ist *Is. curreyi* mit lediglich 87 % ITS-Ähnlichkeit.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Inosperma chlorochroum*, *Is. fastigiellum*, *Pseudosperma umbrinellum*.

***Inosperma monastichum*** Bandini & B. Oertel spec. nov.**Tafel 3**

**MycoBank-Nummer:** MB 838757. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647631 (Holotyp)

**Etymologie:** „monastichum“ (Mittellatein: „mönchisch“), weil das Kloster Lobenfeld ganz in der Nähe des Fundorts des Holotyps liegt.

**Holotyp:** Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Lobbach, TK25 6619/1, 245 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Quercus robur*, *Carpinus betulus* 19. Okt. 2019, leg. D. Bandini (Holotypus STU SMNS-STU-F-0901533; Isotypen DB19-10-19-5, AH 56130).

**Diagnosis:** *Inosperma monastichum* has a speckled, rather pale brown, glabrous to tomentose pileus surface, distant lamellae, faintly reddening context when bruised, smooth spores, measuring 9.0-12.1  $\mu\text{m}$  (av. 10.6  $\mu\text{m}$ )  $\times$  5.6-7.5  $\mu\text{m}$  (av. 6.3  $\mu\text{m}$ ) and mostly (sub)cylindrical cheilocystidia, measuring 18-60  $\mu\text{m}$  (av. 40  $\mu\text{m}$ )  $\times$  7-12  $\mu\text{m}$  (av. 9  $\mu\text{m}$ ). It appears to occur on calcareous soil and to be associated with frondose trees. This combination of characters distinguishes *Is. monastichum* from all described species, including *Is. bongardii*, *Is. pisciodorum* and *Is. cervicolor*; ITS sequence data distinguish *Is. monastichum* from these and all other species for which ITS data are available.

**Beschreibung**

**Hut** 10-40 mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig, später konisch-konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Bukkel, Rand erst nach unten gebogen, dann eben; junge Fruchtkörper mit feinen Resten einer graulichen Velipellis; Farbe blass braun mit ockerlicher Note, bräunlich bis nussbraun (Mu 10YR 6/4-6/8, 5/4-5/8), später oft radial gestreift mit dunkleren auf helleren Fäserchen; Oberfläche anfangs glatt, später feinfilzig bis gröber filzig, im Zentrum manchmal schollig aufgerissen; junge Fruchtkörper mit reichlichen Resten einer weißlichen Cortina. **Lamellen** entfernt stehend (ca. 25-35 (40), l = 1-3), ausgebuchtet mit herablaufendem Zahn angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, später mit graulicher Note; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 30-60  $\times$  2-3 mm, zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich fein weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs sehr blass bräunlich, später blass violettlich-bräunlich bis rötlich-bräunlich; nur ganz oben mit grober Pruina bereift. **Fleisch** weißlich bis, wenn beschädigt, blass rötlich in Hut und Stiel. **Geruch** aromatisch bis leicht unangenehm. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkel graulich braun (Mu 10YR 3/2-3/3), Lamellen und Stiel concolor, aber mit schwacher Rotnuance, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

**Sporen** 9,0-10,6-12,1  $\mu\text{m}$  (SD 0,6  $\mu\text{m}$ )  $\times$  5,6-6,3-7,5  $\mu\text{m}$  (SD 0,3  $\mu\text{m}$ ); Q = 1,5-1,7-1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid bis (sub)ellipsoid, ohne oder mit schwacher Hilardepression, Apex meist obtus. **Basidien** 25-40  $\times$  8-10  $\mu\text{m}$ , im allgemeinen 4-sporig, mit gelblich-grünlichem amorphem Inhalt gefüllt und beim



**Tafel 3** – *Inosperma monastichum*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901533); **b** DB29-10-19-1; **c** Cheilozystiden (DB29-10-19-1); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901533); **e** Sporen (SMNS-STU-F-0901533).



Trocknen stets mehr oder weniger kollabierend. **Cheilozystiden** 18-40-60 µm (SD 7 µm) × 7-9-12 µm (SD 1 µm); Q = 2,0-4,7-6,4 (SD 0,9) (n = 45 von 3 Koll.); meist (sub)zylindrisch, zuweilen mit welligen Wänden, mehr oder weniger kopfig und gegliedert, meist mit breiter Basis. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-12 µm breiten, zumeist schwach mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 35-80 × 10-20, subzylindrische oder mehr oder weniger deformierte, sich nach oben zu oft stark verbreiternde Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

### Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von den eigenen Funden aus Deutschland sowie durch eine Sequenz in UNITE eines Fundes aus Estland (als „*I. bongardii*“, UDB032066). Außerdem gibt es zwei weitere Sequenzen von Bodenproben ebenfalls aus Estland, die dieser Art angehören könnten: UDB0172542 und UDB0346031. Darüber hinaus sind uns keine Funde oder Sequenzen bekannt. Die Art scheint mit Laubbäumen assoziiert zu sein, soweit man das überhaupt bei nur wenigen bekannten Funden sagen kann, und sie scheint kalkhaltigen Boden zu bevorzugen. Es ist gut denkbar, dass die Art bislang mit *Is. bongardii* oder *Is. pisciodorum* verwechselt wurde.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Deutschland**, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, Nähe Langenzell, TK25 6619/1, 180 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Carpinus betulus*, 29. Okt. 2019, leg./det. D. Bandini (DB29-10-19-1). – Saarland, Merzig-Wadern, Mettlach, Orscholz, TK25 6405/3, 415 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Quercus robur*, 30. Sep. 2014, leg./det. D. Bandini (DB30-9-14-7).

**Wesentliche Charakteristika:** ● hellbrauner bis nussbrauner, glatter bis filziger, später oft feinstreifiger Hut; ● Fleisch bei Beschädigung schwach rötend; ● Geruch aromatisch bis schwach unangenehm; ● Sporengröße im Durchschnitt 10,6 x 6,3 µm; ● Standort auf kalkhaltigem Boden mit Laubbäumen.

**Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *Is. monastichum*:**

- ***Inosperma bongardii*** (Weinm.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere und oft sehr stumpige Fruchtkörper, blassere Hutfarbe, aufschuppende Hutoberfläche, deutlich größere Sporen und im Durchschnitt längere, oft gewundene Cheilozystiden – vgl. u.a. QUÉLET (1872), KUYPER (1986), STANGL (1989), FERRARI (2006).
- ***Inosperma cervicolor*** (Pers.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch Hutfarbe mit fuchsiger oder rötlicher Note, aufschuppende Hutoberfläche, deutlich größere Sporen, staubig muffigen Geruch sowie meist Standort mit Nadelbäumen – vgl. u.a. PERSOON (1801), QUÉLET (1884), KUYPER (1986), STANGL (1989), FERRARI (2006).

- ***Inosperma geraniodorum*** (J. Favre) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch dunklere Hutfarbe, aufschuppende bis dicht wollige Hutoberfläche, weit größere Sporen und montanes bis alpines Habitat – vgl. FAVRE (1955), KUYPER (1986), STANGL (1989, Schlüssel).
- ***Inosperma pisciodorum*** (Donadini & Rioussset) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere und oft stumpige Fruchtkörper, oft eher stroh- bis kittfarbene, später aufschuppende bis wollige Hutoberfläche, deutlich größere Sporen und von Anfang an unangenehm duftigen bis deutlich fischigen, stechenden Geruch – vgl. DONADINI & RIOUSSET (1975), KUYPER (1986), STANGL (1989), FERRARI (2006).
- ***Inosperma sulcatum*** (Moëgne-Locc., Poirier & Reumaux) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch hellere Hutfarbe, aufschuppende Hutoberfläche, deutlich größere Sporen – vgl. MOËNNE-LOCCOZ et al. (1990).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste bereits beschriebene Art ist *Is. cervicolor*, deren ITS eine Übereinstimmung von allerdings nur 92 % aufweist.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**  
*Inosperma geraniodorum*.

## ***Pseudosperma emberizanum*** Bandini, Weholt & B. Oertel spec. nov. **Tafel 4**

**MycoBank-Nummer:** MB 838758. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647630 (Holotyp)

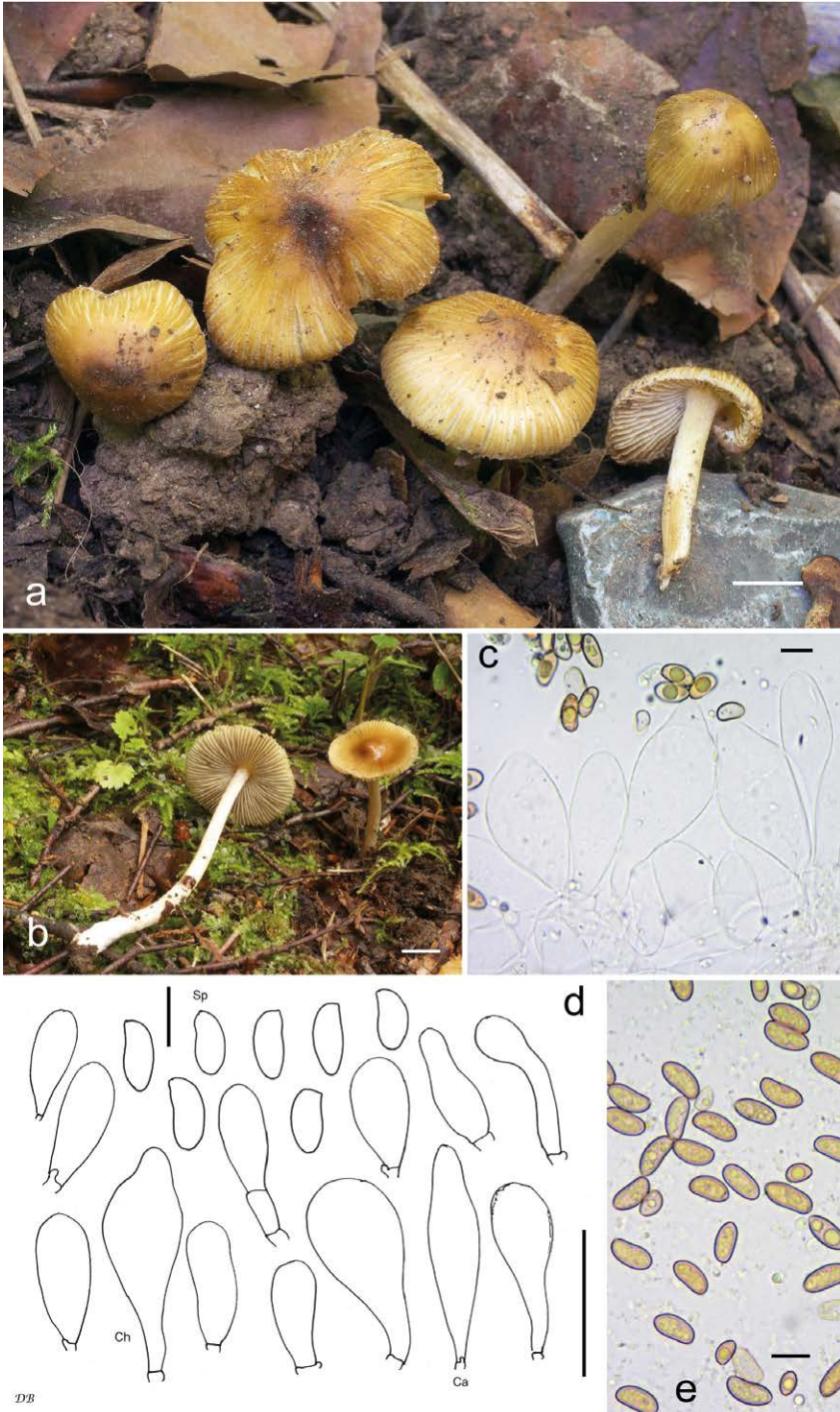
**Etymologie:** „emberizanum“ nach der gelben Farbe der männlichen Goldammer (*Emberiza citrinella*).

**Holotyp:** Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Lobbach, TK25 6619/1, 215 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 16. Aug. 2019, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901461; Isotyp DB16-8-19-6).

**Diagnosis:** *Pseudosperma emberizanum* has a straw-coloured, golden yellow to yellow-ochraceous pileus colour, a smooth, rimose to strongly fibrillose pileus surface and a roughly pruinose stipe at the apex. The smooth spores measure 9.8-12.9 µm (av. 11.2 µm) × 4.5-6.0 µm (av. 5.3 µm), and the usually (sub)clavate cheilocystidia measure 20-68 µm (av. 44 µm) × 11-32 µm (av. 17 µm). It occurs on calcareous soil with frondose trees. This combination of characters distinguishes *P. emberizanum* from all described species, including the genetically and morphologically related *P. salentinum*; ITS sequence data distinguish *P. emberizanum* from this and all other species for which ITS data are available.

### **Beschreibung**

**Hut** 20-40 mm breit, anfangs (fast) glockig oder subkonisch, später breit konvex oder ausgebreitet, mit mehr oder weniger ausgeprägtem spitzem bis breitem Buckel, Rand



**Tafel 4** – *Pseudosperma emberizanum*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901461); **b** DB28-9-15-22; **c** Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901461); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901461); **e** Sporen (SMNS-STU-F-0901461).

erst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit schwachen Resten einer graulichen Velipellis; Farbe strohfarben, blass bis strahlend goldgelb oder gelb-ockerlich (Mu 10YR 8/6, 7/6-7/8, 6/6-6/8), bei einigen Fruchtkörper etwas dunkler in der Mitte, und oft mit dem Alter zum Rand hin stark ausblassend; Oberfläche anfangs glatt, aber bald zum Rand hin rimos bis stark faserig, mit divergierenden Fasern, so dass die hellere Trama darunter sichtbar wird; junge Fruchtkörper mit schwachen Resten einer Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 40-50, l = 1-3), angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich, dann graulich-weißlich mit gelblichem Stich; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 35-50 × 2-4 mm, zylindrisch oder gebogen, locker weißlich überfasert, schmutzig weißlich darunter; sparsam nur ganz oben grob bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** unauffällig. **Farbe des Exsikkats:** Hut hellbraun (Mu 10YR 5/4-5/8, 4/4-4/6), Lamellen concolor, Stiel etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

**Sporen** 9,8-11,2-12,9 µm (SD 0,6 µm) × 4,5-5,3-6,0 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,7-2,1-2,6 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich, beinahe zylindrisch oder mehr oder weniger phaseoliform, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut bis obtus, mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 28-35 × 8-12 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Cheilozystiden** 20-44-68 µm (SD 10 µm) × 11-17-32 µm (SD 5 µm); Q = 1,6-2,7-3,9 (SD 0,5) (n = 45 von 3 Koll.); meist (sub)clavat. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-12 µm breiten, zumeist schwach mit ockerlich-bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, sich zuweilen zum Apex hin leicht verbreiternde, hyphoide, oft (sub)clavate Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

### Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von drei eigenen Kollektionen aus Deutschland, Norwegen und Österreich. Alle drei waren mit Laubbäumen assoziiert, und alle drei stammen aus dem Monat August. Abgesehen davon findet sich eine Sequenz in GenBank aus China (als "*P. sp.*", MT072906), eine andere in UNITE aus Estland (als "*I. sp.*", UDB031436), die zu dieser Art gehören könnten. Ferner sind in UNITE fünf sehr ähnliche Bodenproben-Sequenzen UDB0213075, UDB0387520, UDB0603761, UDB0623418 und UDB0647088 aus Estland deponiert worden. Weitere Funde und Sequenzen sind uns nicht bekannt.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Norwegen**, Vesterøy, Hvaler municipality, Østfold, Viken County, mit *Tilia spec.*, *Corylus avellana*, 1. Aug. 2020, leg. Ø. Weholt (DB1-8-20-Weholt).

**Österreich**, Oberösterreich, Braunau am Inn, ÖK25V 3327-Ost, 430 m ü. NN, *Picea abies*, *Betula pendula*, *Fagus sylvatica*, 14. Aug. 2014, leg. D. Bandini, J. Christian & L. Quecke, det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-8-14-1).

**Wesentliche Charakteristika:** ● strohfarbene bis leuchtend gelbe Hutfarbe; ● mit dem Alter stark fibrillöse Hutoberfläche; ● längliche, recht große und schmale Sporen; ● hyphoide, sich nach oben zu teilweise verbreiternde, oft (sub)clavate Caulozystiden; ● Standort mit Laubbäumen.

**Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *P. emberizanum*:**

- ***Pseudosperma amoris*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch im Durchschnitt schmalere, aber breitere Sporen und im Durchschnitt kürzere Cheilozystiden – vgl. BANDINI & OERTEL (2020).
- ***Pseudosperma aureocitrinum*** (Esteve-Rav.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch eichelförmigen Habitus junger Fruchtkörper, reichliche Velipellis und kleinere Sporen – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS (2014).
- ***Pseudosperma cerinum*** (Malençon) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, gelbe Lamellen und erheblich breitere Sporen – vgl. MALENÇON & BERTAULT (1970).
- ***Pseudosperma flavellum*** (P. Karst) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch optische Ähnlichkeit der Hüte mit Arten des Genus *Hygrocybe* sowie glatte bis höchstens rimose Hutoberfläche – vgl. KARSTEN (1889).
- ***Pseudosperma friabile*** (Matheny & Kudzma) Haelew.: u.a. durch zweifarbig bräunliche, rötlich braune bis dunkelbraune Hutfarbe sowie im Durchschnitt kleinere und breitere Sporen, mit deutlich kleinerem Q-Wert – vgl. MATHENY & KUDZMA (2019).
- ***Pseudosperma hygrophorus*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch Ähnlichkeit der Hüte mit Arten der Gattung *Hygrocybe* sowie glatte bis höchstens rimose Hutoberfläche sowie kürzere Sporen – vgl. KÜHNER (1956).
- ***Pseudosperma permelliolens*** (Carteret & Reumaux) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere und anfangs eichelförmige Fruchtkörper, reichliche Velipellis und breitere Sporen – vgl. CARTERET & REUMAUX (2017).
- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, in der Regel falbe bis stumpf hellbräunliche Hutfarbe und breitere Sporen – vgl. Tafel 388 in BULLIARD (1789).
- ***Pseudosperma salentinum*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, deutlichen Honiggeruch und kleinere Sporen – vgl. CERVINI et al. (2020).
- ***Pseudosperma xanthocephalum*** (P.D. Orton) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch oft größere Fruchtkörper, glattere Hutoberfläche, im Durchschnitt breitere Sporen und sehr feuchten Standort bei *Salix* – vgl. ORTON (1960).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *P. salentinum*, deren ITS eine Übereinstimmung von 98,7 % aufweist. Eine weitere Nachbarart ist *P. friabile* mit nur 91 % ITS-Ähnlichkeit.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Pseudosperma amoris*, *P. aureocitrinum*, *P. flavellum*, *P. friabile*, *P. hygrophorus*, *P. permelliolens*, *P. salentinum*, *P. xanthocephalum*.

## *Pseudosperma huginii* Bandini & U. Eberh. spec. nov.

### Tafel 5, Abb. 3

**MycoBank-Nummer:** MB 838759. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647628 (Holotyp)

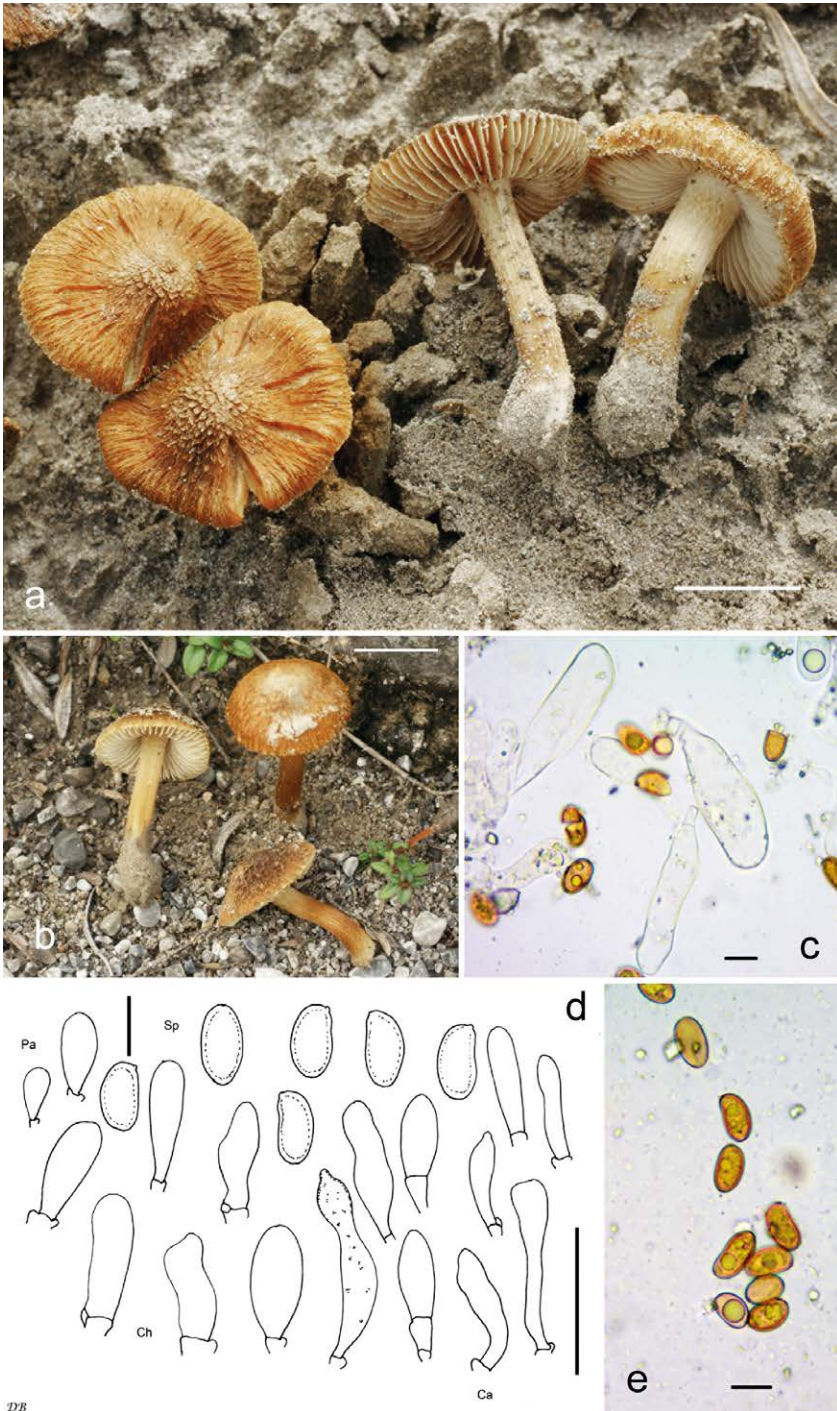
**Etymologie:** nach Hugin, einem der beiden Raben Odins, weil in der Region, in der die Art gefunden wurde, Raben oft zu hören und zu sehen sind.

**Holotyp:** Österreich, Tirol, Reutte, Weißenbach am Lech, trocken gefallene Sandbank im Bett des Lech, ÖK25V 2215-West, alt. 870 m, *Salix* spec., 28. Sep. 2015, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901564; Isotypen DB28-9-15-17, AH 56128).

**Diagnosis:** The pileus of *Pseudosperma huginii* is intensely coppery brown with whitish-greyish velipellis, the surface is (sub)squamulose to (sub)squarrose at the centre and outwards fibrillose to villose, the spores are large and filled with brownish content, measuring 10.0-15.9  $\mu\text{m}$  (av. 12.5  $\mu\text{m}$ )  $\times$  6.1-8.2  $\mu\text{m}$  (av. 7.1  $\mu\text{m}$ ), and the cheilocystidia are (sub)cylindrical, (sub)clavate or (sub)ovoid, measuring 23-67  $\mu\text{m}$  (av. 38  $\mu\text{m}$ )  $\times$  9-23  $\mu\text{m}$  (av. 14  $\mu\text{m}$ ). It occurs in sandy-gravelly calcareous terrain. This combination of characters distinguishes *P. huginii* from all described species, including *P. arenicola* and other species of genus *Pseudosperma*; ITS sequence data distinguish *P. huginii* from these and all other species for which ITS data are available.

### Beschreibung

**Hut** 10-30 mm breit, anfangs beinahe rundlich oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit eher niedrigem breitem Buckel, Rand erst eingebogen bis nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit weißlich-graulichen Resten einer meist in der Mitte konzentrierten Velipellis; Farbe im allgemeinen warm und intensiv kupferbraun oder dunkelbraun mit Kupfernote (Mu 5YR 5/6–5/8, 6/6–6/8; 7.5YR 5/6–5/8, 4/4–4/6, 3/4; auch 2.5YR 3/4), in der Mitte oft anfangs heller aufgrund der Velipellis, mit dem Alter dort dann zuweilen dunkler braun bis beinahe schwarzbraun; junge Fruchtkörper leicht klebrig und daher sehr oft mit einer graulichen sandigen Schicht in der Mitte behaftet; Oberfläche wenn jung angedrückt faserig bis wollig-faserig, später charakteristisch in der Mitte aufschuppend bis stark schuppig, struppig mit aufgerichteten Faserbündelchen, zum Rand hin faserig bis zottig; junge Fruchtkörper mit schwachen Resten einer Cortina. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 35-45, l = 1-3), dicklich, schmal bis ausgebuchtet mit herablaufendem Zahn angewachsen, wenig bauchig bis bauchig, anfangs weißlich, dann graulich, graulich-bräunlich bis ockerlich-bräunlich; Schneide gezähnelte, weißlich. **Stiel** 15-35  $\times$  2-5 mm, recht stämmig und starr, Basis mehr oder weniger knollig verdickt, oft tief im Sand steckend, anfangs gänzlich dünn weißlich überfasert, später längsstreifig, dann glatt, anfangs blass strohfarben, dann blass bräunlich bis braun, Basis stets weißlich; nur ganz oben spärlich mit sehr grober Pruina bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, anfangs auch weißlich,



**Tafel 5** – *Pseudosperma huginii*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901564); **b** DB28-9-15-22; **c** Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901564); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901564); **e** Sporen (SMNS-STU-F-0901564).



Abb. 3 – *Pseudosperma huginii*, DB21-9-18-18.

später bräunlich im Stiel, weißlich in der Stielbasis. **Geruch** angenehm aromatisch. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun in unterschiedlicher Schattierung, mit oder ohne Rotbeimischung (Mu 5YR 3/3-3/4; 7.5YR 3/2-3/4; 10YR 3/3-3/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

**Sporen** 10,0-12,5-15,9  $\mu\text{m}$  (SD 1,0  $\mu\text{m}$ )  $\times$  6,1-7,1-8,2  $\mu\text{m}$  (SD 0,4  $\mu\text{m}$ ); Q = 1,4-1,9-2,3 (SD 0,1) (n = 160 von 4 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, länglich zylindrisch oder subphaseoliform, dickwandig, ohne oder mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, oft mit braunem granulosem Inhalt, Apex obtus. **Basidien** 23-31  $\times$  7-10  $\mu\text{m}$ , im allgemeinen 4-sporig. **Cheilozystiden** 23-38-67  $\mu\text{m}$  (SD 10  $\mu\text{m}$ )  $\times$  9-14-23  $\mu\text{m}$  (SD 3  $\mu\text{m}$ ); Q = 1,3-2,8-5,2 (SD 0,7) (n = 60 von 4 Koll.), (sub)zylindrisch, (sub)clavat oder (sub)ovoid, auch irgendwie deformiert mit welligen Wänden und zuweilen mit ausgezogenem Apex, meist mit breiter Basis und zuweilen kettig, wobei das letzte Element das längste ist; manchmal locker mit farblosen Guttulen gefüllt, und Wände zuweilen zum Apex hin braun inkrustiert, dünnwandig, keine Parazystiden beobachtet. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-12  $\mu\text{m}$  breiten, zumeist schwach mit braunem bis beinahe schwärzlich braunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur wenige hyphoide Elemente am Apex des Stiels, manchmal in der Form wie schlanke Cheilozystiden. **Schnallen** überall vorhanden.



## Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von eigenen Funden aus Deutschland und Österreich, ausschließlich am Lech, und zwar entweder am Ufer oder auf zeitweise trocken liegenden sandig-kiesigen Inselchen. Dort ist die Art in manchen Jahren, genügend Regen vorausgesetzt, häufig zu finden. Es gibt keine Einträge von Sequenzen in den Datenbanken, und uns sind auch keine weiteren Aufsammlungen der Art bekannt.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Deutschland**, Bayern, Schwaben, Ostallgäu, Füssen, TK25 8430/1, 800 m ü. NN, sandiger Uferbereich des Lech, *Salix* spec., 15. Okt. 2016, leg. D. Bandini, B. Oertel, J. Christan, det. D. Bandini & B. Oertel (DB15-10-16-9).

**Österreich**, Tirol, Reutte, Weißenbach am Lech, Uferbereich des Lech, ÖK25V 2215-West, 880 m ü. NN, kleine Sandbank im Flussbett des Lech, *Salix* spec., *Pinus sylvestris*, 26. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini (DB26-9-15-22). – Ibidem, in einiger Entfernung, ebenfalls eine Sandbank im Bett des Lech, 880 m ü. NN *Salix* spec., *Pinus sylvestris*, 26. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini (DB26-9-15-23). – Ibidem, in einiger Entfernung, Sandbank im Bett des Lech, 880 m ü. NN, *Salix* sp., 26. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini (DB26-9-15-24). – Ibidem, in einiger Entfernung, Sandbank im Bett des Lech, 880 m ü. NN, *Salix* spec., 26. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini (DB26-9-15-26). – Ibidem, in einiger Entfernung, Sandbank im Bett des Lech, 890 m ü. NN, *Salix* spec., 28. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini (DB28-9-15-4). – Ibidem, in einiger Entfernung, Sandbank im Bett des Lech, 870 m ü. NN, *Salix* spec., 28. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini (DB28-9-15-20). – Ibidem, in einiger Entfernung, Sandbank im Bett des Lech, 870 m ü. NN, *Salix* spec., 28. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini (DB28-9-15-21). – Ibidem, in einiger Entfernung, Sandbank im Bett des Lech, 870 m ü. NN, *Salix* spec., 28. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini (DB28-9-15-22). – Tirol, Reutte, Rieden, Lechaue, ÖK25V 2215-West, alt. 870 m, *Salix* spec., 19. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB19-9-18-24). – Ibidem, in einiger Entfernung, sandiges Ufer des Lech, 890 m ü. NN, *Salix* spec. *Pinus sylvestris*, 21. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB21-9-18-13). – Ibidem, Sandbank im Bett des Lech, 890 m ü. NN, *Salix* spec. *Pinus sylvestris*, 21. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB21-9-18-14). – Ibidem, in einiger Entfernung, Sandbank im Bett des Lech, 890 m ü. NN, *Salix* spec. *Pinus sylvestris*, 21. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB21-9-18-17). – Ibidem, in einiger Entfernung, Sandbank im Bett des Lech, 890 m ü. NN, *Salix* spec., *Pinus sylvestris*, 21. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB21-9-18-18).

**Wesentliche Charakteristika:** ● meist intensiv kupferbrauner Hut; ● weißlich-grauliche Velipellis, vor allem in der Hutmitte; ● Hutmitte aufschuppend bis stark schuppig mit aufgerichteten Faserbündelchen, Rand faserig bis zottig; ● große, dickwandige Sporen mit braunen Guttulen; ● Standort im Flussbett auf sandig-kiesigen Inselchen oder im Uferbereich, mit *Salix*, teilweise zusätzlich mit *Pinus*.

**Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *P. huginii*:**

- *Pseudosperma arenicola* (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch deutlich größere Fruchtkörper, hellere Hutfarbe, sehr viel glattere Hutoberfläche – vgl. HEIM (1931), BON & VAN HALUWYN (1982), KUYPER (1986).
- *Pseudosperma napaeenum* Bandini & B. Oertel: u.a. durch Hutfarbe ohne Kupfer-ton, nicht aufschuppende Hutoberfläche, kürzere Sporen ohne braunen Inhalt – vgl. BANDINI & OERTEL (2020).
- *Pseudosperma pseudoorbatum* (Esteve-Rav. & García Blanco) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, oft völlig von Velipellis bedeckten Hut, weiße oder höchstens zart bräunliche Hutfarbe, meist sehr glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt längere Sporen – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS & GARCÍA BLANCO (2003).
- *Pseudosperma subfuscum* (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch rimos-faserige Hutoberfläche, breitere Sporen mit niedrigerem Q-Wert, hochalpinen Standort – vgl. KÜHNER (1988).
- *Pseudosperma umbrinellum* (Bres.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch fehlenden Kupfer-ton in der – meist helleren – Hutfarbe, anliegend faserige Hutoberfläche sowie im Durchschnitt schmalere Sporen – vgl. BRESADOLA (1905), CERVINI et al. (2020).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *P. arenicola*, deren ITS aber eine Übereinstimmung von nur 93 % aufweist.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Pseudosperma napaeenum*, *P. pseudoorbatum*, *P. subfuscum*, *P. umbrinellum*.

***Pseudosperma solare* Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov.**

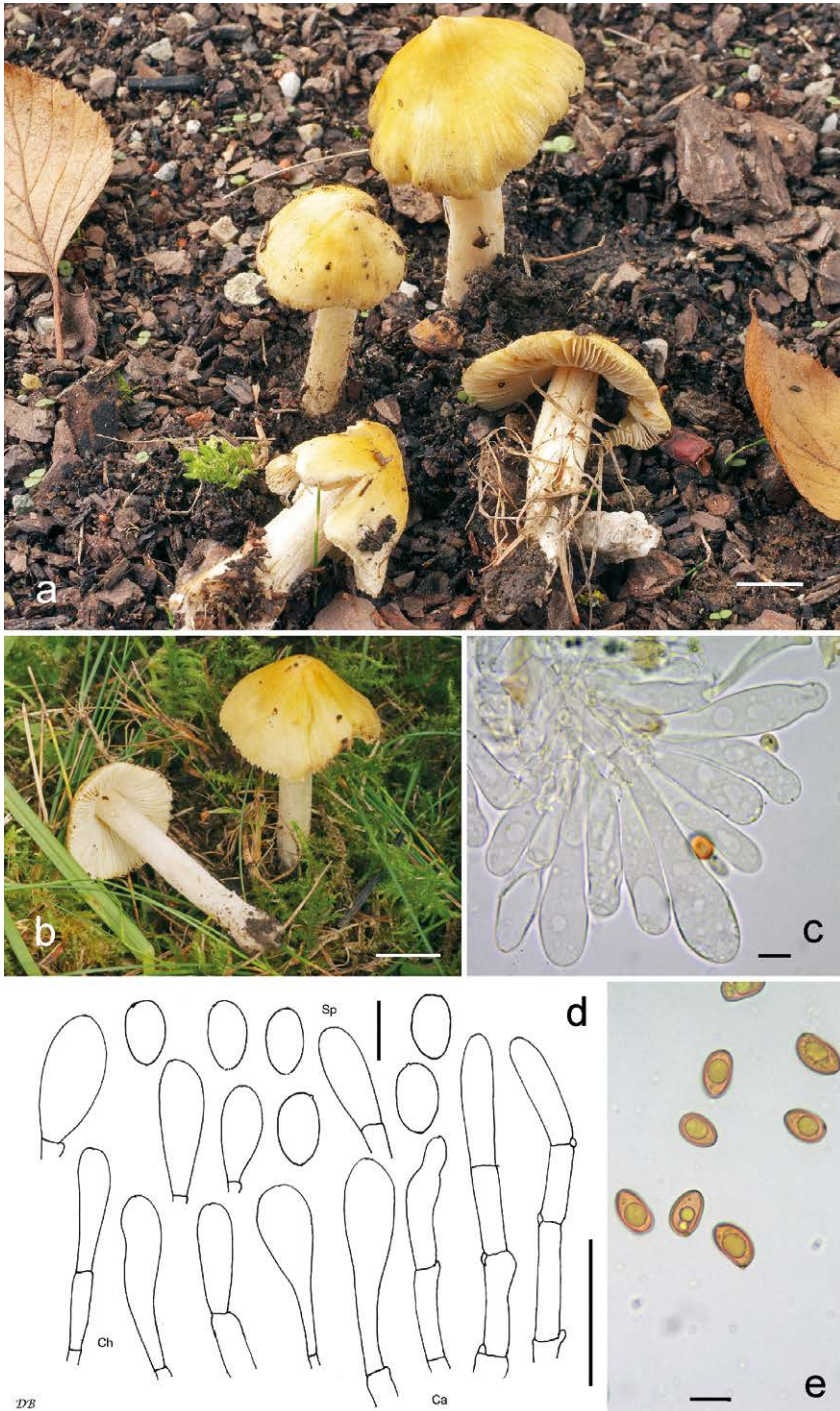
**Tafel 6, Abb. 4**

**MycoBank-Nummer:** MB 838761. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647627 (Holotyp)

**Etymologie:** „solare“ (Latein: „zur Sonne gehörig“), wegen der leuchtend gelben Hutfarbe.

**Holotyp:** Deutschland, Bayern, Schwaben, Ostallgäu, Füssen, TK25 8430/1, 795 m ü. NN, *Picea abies*, *Betula pendula*, 12. Aug. 2014, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901563; Isotypen DB12-8-14-3, AH 56131).

**Diagnosis:** *Pseudosperma solare* has an intensely yellow pileus colour, smooth to at most finely rimose pileus surface, patchy whitish velipellis, smooth oblong spores, measuring 9.0-13.4 µm (av. 11.4 µm) × 5.4-8.8 µm (av. 7.0 µm), mostly (sub)clavate or (sub)cylindrical, sometimes strongly inflated cheilocystidia, measuring 27-81 µm (av. 52 µm) × 10-32 µm (av. 14 µm), and catenate caulocystidia. This combination of characters distinguishes *P. solare* from all described species, including *P. bulbosissimum* and *P. pseudoorbatum*; ITS sequence data distinguish *P. solare* from these and all other species for which ITS data are available.



**Tafel 6** – *Pseudosperma solare*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901563); **b** DB7-9-17-4; **c** Cheilozystiden (DB14-9-17-13); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901563); **e** Sporen (SMNS-STU-F-0901563).

## Beschreibung

**Hut** 25-50 mm breit, anfangs mehr oder weniger eichelförmig, (sub)konisch oder (fast) glockig, später (sub)konisch oder ausgebreitet oder irgendwie deformiert, ohne oder mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand erst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit meist flächige Flecken bildenden Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe leuchtend sonnig gelb, wie mit Farbe übergossen (Mu 7.5YR 7/6-7/8; 10YR 8/6-8/8, 7/6-7/8), zuweilen mit rostigen Streifen oder manchmal zum Rand hin oder aufgrund der Velipellis im Zentrum etwas heller; Oberfläche anfangs und lange Zeit gänzlich glatt, später rimulos bis fein rimos zum Rand hin, teilweise mit divergierenden Fasern, wodurch die hellere Trama darunter sichtbar wird; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Cortina. **Lamellen** recht gedrängt stehend (ca. 60-80, l = 1-3), ausgebuchtet mit herablaufendem Zahn angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs weißlich, später graulich-bräunlich mit rötlicher Note; Schneide oft uneben, stark gezähnt, weißlich. **Stiel** 30-80 × 5-15 mm, in der Regel recht stämmig, zylindrisch oder gebogen, meist nicht verdickt, anfangs gänzlich grob weißlich überfaserter, später mit verstreuten groben weißen Fasern besetzt oder glatt, weißlich bis schmutzig weißlich; nur ganz oben spärlich mit grober Pruina bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** entfernt aromatisch, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats:** Hut ockerlich bis blass braun oder nussbraun mit Kupferton (Mu 10YR 5/4-5/8, 4/4-4/6; 7.5YR 4/4-4/6), Lamellen und Stiel gleichfarbig mit dem Hut oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

**Sporen** 9,0-11,4-13,4 µm (SD 0,8 µm) × 5,4-7,0-8,8 µm (SD 0,6 µm); Q = 1,3-1,6-2,0 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich subphaseoliform, (sub)amygdaloid bis subovoid, ohne oder mit nur schwacher Hilardepression, Apex obtus, oft mit mehr oder weniger deutlichem Pseudoporus. **Basidien** 29-44 × 9-13 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Cheilozystiden** 27-52-81 µm (SD 12 µm) × 10-14-32 µm (SD 4 µm); Q = 2,3-3,8-7,9 (SD 1) (n = 45 von 3 Koll.), manchmal recht voluminös (sub)clavat, (sub)zylindrisch, zuweilen mehr oder weniger kopfig, gelegentlich kettig (2-3), oft mit blasen amorphen Guttulen oder mit gelblichem amorphem Inhalt. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-15 µm breiten, zumeist stark mit gelblichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, schmale, dünnwandige, kettige Elemente, mit (sub)zylindrischen bis subclavaten Endgliedern, zuweilen mit mehr oder weniger welligen Wänden, Endglieder bis zu 70 × bis zu 12 µm, zuweilen mit zugespitztem Apex. **Schnallen** überall vorhanden.

## Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von eigenen Funden aus Deutschland und Österreich von kalkhaltigen Böden mit Nadelbäumen, *Picea abies* oder *Pinus sylvestris* auf Höhen



**Abb. 4** – *Pseudosperma solare*, DB13-9-17-4.

von über 700 m. Weder in GenBank noch in UNITE gibt es Sequenzen von *P. solare*. Da die Art aufgrund ihrer leuchtend gelben Hutfarbe sehr auffällig ist, scheint sie insgesamt selten zu sein. Am wahrscheinlichsten ist eine Verwechslung mit *P. rimosum*.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Deutschland**, Bayern, Schwaben, Ostallgäu, Füssen, TK25 8430/1, 798 m ü. NN, *Picea abies*, 12. Aug. 2014, leg./det. D. Bandini (DB12-8-14-9). – Bayern, Schwaben, Ostallgäu, Füssen, Friedhof, TK25 8430/1, 795 m ü. NN, *Picea abies*, *Betula pendula*, 12. Aug. 2014, *Picea abies*; 12. Okt. 2016, leg./det. D. Bandini (DB12-10-16-7). – Bayern, Schwaben, Ostallgäu, Füssen, TK25 8430/1, 820 m ü. NN, *Pseudotsuga menziesii*, *Picea abies*, 7. Sep. 2017, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB7-9-17-4).

**Österreich**, Tirol, Imst, Mötz, Locherboden, ÖK25V 2221-Ost, 760 m ü. NN, *Picea abies*, 13. Sep. 2017, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-17-4). – Ibidem, in einiger Entfernung, 770 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Corylus avellana*, 14. Sep. 2017, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-9-17-13, BAN2131). – Tirol, Imst, Obsteig, ÖK25V 2221-Ost, ca. 900 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Picea abies*, *Corylus avellana*, 13. Sep. 2019, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-19-6). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Pinus sylvestris*, *Picea abies*, *Corylus avellana*, 13. Sep. 2019, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-19-7). – Tirol,

Imst, nahe Haiming, ÖK25V 2221-Ost, ca. 820 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Picea abies*, 13. Sep. 2019, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-19-11). – Tirol, Imst, Obsteig, ÖK25V 2221-Ost, ca. 900 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Corylus avellana*, 14. Sep. 2020, leg./det. D. Bandini (DB14-9-20-23).

**Wesentliche Charakteristika:** • leuchtend gelbe Hutfarbe; • lange glatte bis höchstens fein rimose Hutoberfläche; • flächige Flecken bildende weißliche Velipellis; • Standort auf kalkhaltigem Boden mit Nadelbäumen.

**Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *P. solare*:**

- ***Pseudosperma aestivum*** (Kropp, Matheny & Hutchison) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch blässere oder mehr bräunliche Hutfarbe, angedrückt fibrillöse Hutoberfläche sowie schlankere Sporen – vgl. KROPP et al. (2013).
- ***Pseudosperma aureocitrinum*** (Esteve-Rav.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch im allgemeinen blässere Hutfarbe, weniger glatte Hutoberfläche, kleinere Sporen und im Durchschnitt kürzere Cheilozystiden sowie Standort mit Vorliebe bei Laubbäumen – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS (2014).
- ***Pseudosperma bulbosissimum*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch blässere Hutfarbe, weniger glatte Hutoberfläche, knollig verdickte Stielbasis, im Durchschnitt längere Sporen und kürzere Cheilozystiden sowie alpinen Standort – vgl. KÜHNER (1988), BON (1992).
- ***Pseudosperma conviviale*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch blässere, bzw. mehr ockerliche Hutfarbe, fehlende Velipellis, im Durchschnitt größere Sporen und größere Cheilozystiden sowie mediterranen Standort mit *Quercus* – vgl. CERVINI et al. (2020).
- ***Pseudosperma melleum*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch blässere Hutfarbe mit Kupfernuance, weniger glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt kleinere Sporen und kürzere Cheilozystiden sowie mediterranen Standort mit *Quercus* – vgl. CERVINI et al. (2020).
- ***Pseudosperma permelliolens*** (Carteret & Reumaux) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch blässere Hutfarbe, kürzere Sporen, im Durchschnitt längere Cheilozystiden sowie Standort mit Laubbäumen – vgl. CARTERET & REUMAUX (2017).
- ***Pseudosperma ponderosum*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch blässere, bzw. mehr ockerlich-orangeliche Hutfarbe, fehlende Velipellis, im Durchschnitt längere, aber schmalere Sporen und kürzere Cheilozystiden sowie Standort mit Laubbäumen – vgl. CERVINI et al. (2020).
- ***Pseudosperma pseudoorbatum*** (Esteve-Rav. & García Blanco) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch oft völlig von Velipellis bedeckten Hut, weiße oder höchstens zart bräunliche Hutfarbe, deutlich größere Sporen sowie Standort Düne (kalkhaltiger Sandboden) – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS & GARCÍA BLANCO (2003).

- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch im allgemeinen falbe bis stumpf hellbräunliche Hutfarbe, stark fibrillöse Hutoberfläche sowie im Durchschnitt kleinere Sporen und kürzere Cheilozystiden – vgl. BULLIARD (1789), STANGL (1989).
- ***Pseudosperma salentinum*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch mehr ins Orangefache gehende blässere Hutfarbe, fehlende Velipellis, kleinere Sporen und im Durchschnitt kürzere Cheilozystiden sowie mediterranen Standort bei *Quercus* – vgl. CERVINI et al. (2020).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *P. bulbosissimum*, deren ITS eine Übereinstimmung von allerdings nur 91 % aufweist. Weitere Nachbararten sind *P. pseudoorbatum* mit lediglich 89 % ITS-Ähnlichkeit und *P. aestivum*. Im Falle von *P. aestivum* kann keine vergleichbare Prozentzahl der Ähnlichkeit angegeben werden, da von dieser nordamerikanischen Art bis jetzt nur eine unvollständige ITS und die LSU vorliegt.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Pseudosperma aestivum*, *P. aureocitrinum*, *P. conviviale*, *P. melleum*, *P. permelliolens*, *P. ponderosum*, *P. pseudoorbatum*, *P. salentinum*.

## ***Inocybe audens*** Bandini, Christan & Dondl spec. nov.

### **Tafel 7**

**MycoBank-Nummer:** MB 838748. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647616 (Holotyp)

**Etymologie:** „audens“ (Latein: „wagemutig“), da die Art schon im April fruktifiziert.

**Holotyp:** Deutschland, Bayern, München, Botanischer Garten, TK25 7834/2, 520 m ü. NN, Rasen mit *Larix kaempferi*, 2. Mai 2017, leg. J. Christan (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901251; Isotypen DB2-5-17-1-Christian, TUR-A 209188).

**Diagnosis:** Rather large and stout species with only a very thin layer of a velipellis, long time glabrous yellow-ochraceous to brownish pileus, only near the apex pruinose stipe, smooth spores, measuring 7.8-10.5 µm (av. 9.2 µm) × 5.0-6.7 µm (av. 5.8 µm), and hymenial cystidia with rather thick walls, pleurocystidia measuring 41-72 µm (av. 60 µm) × 11-25 µm (av. 16 µm). It fructifies very early in the year and is associated with conifers. This combination of characters distinguishes *Inocybe audens* from the morphologically related *I. queletii*; ITS sequence data distinguish *I. audens* from this and all all other species for which ITS data are available.

### **Beschreibung**

**Hut** 20-60 mm breit, anfangs fast rund, (fast) glockig oder (sub)konisch, später subkonisch, breit konvex oder ausgebreitet, in der Regel ohne Buckel, Rand anfangs stark eingebogen, später nach unten gebogen, dann eben; junge Fruchtkörper mit

einer sehr dünnen Auflage einer schmutzig weißlichen bis hellgraulichen Velipellis, besonders im Zentrum; Farbe blass strohfarben, strohfarben, blass ockerlich, hell milchkaffeebraun, hellbraun, bräunlich mit rötlicher Note oder rötlich-bräunlich (Mu 10YR 6/6-6/8, 5/6-5/8; 7.5YR 7/6-7/8), im Zentrum meist etwas heller aufgrund von Resten der Velipellis; Oberfläche zunächst gänzlich glatt, später glatt in der Mitte, zum Rand hin feinfilzig oder fein rimulos bis fein eingewachsen faserig, stets mit angedrückten Fasern, manchmal mit subhygrophanem Aspekt, oft ein wenig klebrig und daher mit Erdresten behaftet, Rand oft stark eingerissen; junge Fruchtkörper mit dichter Cortina, daher Rand oft weißlich. **Lamellen** normal stehend (ca. 40-60,  $l = 1-3$ ), schmal oder mit mehr oder weniger herablaufendem Zahn angewachsen, flach bis wenig bauchig, anfangs weißlich, hellbraun oder braun mit graulicher Note; Schneide gezähnt, weißlich, später bräunlich bis, besonders zum Rand hin, braun. **Stiel** 30-80 × 4-10 (12) mm, meist mehr oder weniger stark gebogen, zuweilen zur Basis hin verdickt, Basis mehr oder weniger knollig oder zumindest verdickt, anfangs gänzlich dicht weißlich überfasert, später glatt, weißlich bis blass holzfarben oder mit gelblicher Note; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, aber wässrig direkt oberhalb der Lamellen, schmutzig weißlich im Stiel. **Geruch** pilzlich, im Schnitt schwach spermatisch. **Farbe des Exsikkats**: Hut ockerlich bis ockerbräunlich oder hellbraun (Mu 10YR 6/4-6/6, 5/4-5/8), Lamellen und Stiel heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

**Sporen** 7,8-9,2-10,5  $\mu\text{m}$  (SD 0,6  $\mu\text{m}$ ) × 5,0-5,8-6,7  $\mu\text{m}$  (SD 0,3  $\mu\text{m}$ ); Q = 1,2-1,6-1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt (sub)amygdaloid bis beinahe citriform, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut, subobtus. **Basidien** 25-31 × 7-9 (10)  $\mu\text{m}$ , im allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 13  $\mu\text{m}$ . **Pleurozystiden** 41-60-72  $\mu\text{m}$  (SD 7  $\mu\text{m}$ ) × 11-16-25  $\mu\text{m}$  (SD 3  $\mu\text{m}$ ); Q = 2,6-3,7-5,2 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)fusiform, auch (sub)utriform, selten auch sublageniform oder (sub)clavat, ohne oder mit nur kurzem Hals, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Basis nicht selten abgerundet, so dass Apex und Basis zuweilen beinahe gleich aussehen, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 5,0 (6,0)  $\mu\text{m}$  dick am Apex, aber meist gleichmäßig breit an Bauch und Apex, beinahe farblos bis blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4,5-10  $\mu\text{m}$  breiten, oft, aber nicht immer mit blass ockerlichem bis bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, (35) 40-110 (115) × 9-15  $\mu\text{m}$ , meist lang und recht schlank, (sub)fusiform oder subzylindrisch, oft ein wenig deformiert und mit leicht welligen Wänden, in der Regel mit kurzem Hals und kurzem Fuß, Apex meist mit Kristallen, Wände bis 3,5  $\mu\text{m}$  dick am Apex, beinahe farblos bis blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit dünnwandigen (sub)clavaten bis subglobosen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.





**Tafel 7 – *Inocybe audens*:** **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901251); **b** DB7-6-12-Dondl; **c** Cheilozystide (DB28-4-16-Christan); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901251); **e** Sporen (SMNS-STU-F-0901251).

## Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von wenigen, unten gelisteten Funden aus Deutschland und der Holotypus-Kollektion. Es sind auch keine Sequenzen aus GenBank oder UNITE vorhanden. Die Art fruktifiziert bereits sehr früh im Jahr, denn unsere Funde datieren von April bis Juni. Stets waren Nadelbäume in der Nähe.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Deutschland**, Baden-Württemberg, Rems-Murr-Kreis, Hintersteinenberg, Alfdorf, Nähe Schwäbisch-Gmünd, TK25 7124/1, 530 m ü. NN, *Abies alba*, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 24. Mai 2017, leg. L. Krieglsteiner, det. D. Bandini & B. Oertel (STU SMNS-STU-F-0901469, DB24-5-17-1, GenBank Akz. Nr. MW647620). – Bayern, Bad Tölz-Wolfratshausen, Bad Heilbrunn, Angerlkopf, TK25 8432/4, 1220 m ü. NN, *Picea abies*, *Abies alba*, 7. Jun. 2012, leg. M. Dondl, det. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901470, DB7-6-12-Dondl, GenBank Akz. Nr. MW647617). – Bayern, München, Botanischer Garten, TK25 7834/2, 520 m ü. NN, Rasen mit *Larix kaempferi*, 28. Apr. 2016, leg. J. Christan nach einem Hinweis von H. Bichler, det. D. Bandini & B. Oertel (STU SMNS-STU-F-0901468, DB28-4-16-Chr, GenBank Akz. Nr. MW647618). – Bayern, Miesbach, zwischen Valley und Weyarn, Mangfalltal, TK25 8136/2, 635 m ü. NN, *Abies alba*, *Picea abies*, 21. Mai 2016, leg. M. Dondl, det. D. Bandini (DB21-5-16-2-Dondl).

**Wesentliche Charakteristika:** ● stabiler Habitus; ● gelbliche, gelblich-ockerliche bis bräunliche Hutfarbe; ● längere Zeit völlig glatte Hutoberfläche; ● meist ziemlich dickwandige, halslose oder kurzhalsige Hymenialzystiden; ● frühe Fruktifikation; ● Standort bei Nadelbäumen.

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

- ***Inocybe abietis*** Kühner: u.a. durch ganz bereiften Stiel, kleinere Sporen und Zystiden mit längerem Hals – vgl. KÜHNER (1955), STANGL & VESELSKÝ (1976).
- ***Inocybe inodora*** Velen.: u.a. durch ganz bereiften Stiel, größere Sporen sowie dünnere Zystidenwände und ein anderes Habitat (z.B. sandige Flussufer) – vgl. VELENOVSKÝ (1920-1922), KUYPER (1985, 1986), STANGL (1989), BANDINI et al. (2020b).
- ***Inocybe pruinosa*** R. Heim: u.a. durch ganz bereiften Stiel, größere Sporen sowie ein anderes Habitat (z.B. sandige Flussufer, Dünen) – vgl. HEIM (1931), KUYPER (1986), STANGL (1989).
- ***Inocybe queletii*** Konrad: u.a. durch dichte weißliche Velipellis, meist hellere, mit dem Alter dicht filzige, fibrillöse oder feiwollige Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. KONRAD (1929), KUYPER (1986), STANGL (1989).
- ***Inocybe terrifera*** Kühner: u.a. durch ganz bereiften Stiel, oft verbogene und in der Mitte rissige Hüte und im Durchschnitt größere Sporen – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2019a).

- ***Inocybe venustissima*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch dicke Stielknolle, nicht nur am Apex, sondern oft bis unter die Stielmittle bereiften Stiel, im Durchschnitt kleinere Sporen und dünnwandigere Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe woglindeana*** Bandini, Vauras & Weholt: u.a. durch zierlichere Fruchtkörper, im Durchschnitt größere Sporen, dünnwandigere Hymenialzystiden mit oft abgerundeter Zystidenbasis sowie ein gänzlich anderes Habitat, oft mit *Salix* und *Alnus* – vgl. BANDINI et al. (2020b).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. queletii*, deren ITS eine Übereinstimmung von 96 % aufweist. Eine entferntere Nachbarart ist *I. laurina* mit nur 93 % ITS-Ähnlichkeit, die morphologisch mit *I. audens* in keiner Weise zu verwechseln ist (vgl. BANDINI et al. 2020a).

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Inocybe inodora*, *I. terrifera*, *I. venustissima*, *I. woglindeana*.

## ***Inocybe dvaliniana*** Bandini & B. Oertel spec. nov.

### **Tafel 8**

**MycoBank-Nummer:** MB 838749. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647624 (Holotyp)

**Etymologie:** nach dem mythischen Zwerg Dvalin, weil die Zystiden der Art sehr klein sind.

**Holotyp:** Österreich, Reutte, Tannheimer Tal, Nähe Tannheim, ÖK25V 2214-West, 1250 m ü. NN, feuchtes Terrain bei *Picea abies*, 21. Sep. 2016, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901559; Isotyp DB21-9-16-22).

**Diagnosis:** Rather small species with straw to honey yellow smooth to outwards villose pileus surface, only near the apex pruinose stipe, smooth spores, measuring 7.3-10.4  $\mu\text{m}$  (av. 9.0  $\mu\text{m}$ )  $\times$  4.7-5.9  $\mu\text{m}$  (av. 5.2  $\mu\text{m}$ ) and very small and narrow hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 17-42  $\mu\text{m}$  (av. 28  $\mu\text{m}$ )  $\times$  5-11  $\mu\text{m}$  (av. 7  $\mu\text{m}$ ). It grows with conifers in mountainous regions. This combination of characters distinguishes *Inocybe dvaliniana* from all described species, including *I. mystica* and *I. cryptocystis*; ITS sequence data distinguish *Inocybe dvaliniana* from these and all other species for which ITS data are available.

### **Beschreibung**

**Hut** 10-20 mm breit, anfangs (fast) glockig, später breit konvex, mit ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen bis nach unten gebogen, dann weiterhin nach unten gebogen; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe etwas melangierend strohfarben bis honigfarben (Mu 10YR 7/6-7/8, 8/8), im Zentrum heller aufgrund der Velipellis; Oberfläche anfangs glatt bis feinfilzig, dann zum Rand hin fibrillos bis zottig; junge Fruchtkörper mit vom Rand herabhängender

reichlicher weißlicher Cortina. **Lamellen** normal bis beinahe weit stehend (ca. 35-50, l = 1-3), angewachsen bis ausgebuchtet angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, später schmutzig strohfarben mit rostigen Flecken, mit zunehmendem Alter gelblich zum Rand hin; Schneide gezähnelte, weißlich. **Stiel** 20-30 × 2-4 mm, stämmig, zylindrisch oder gebogen, sich leicht zur Basis hin verdickend, Basis leicht verdickt, aber nicht deutlich knollig, anfangs dicht gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig, anfangs schmutzig weißlich, später blass bräunlich unter der Überfaserung in der unteren Hälfte und blasser in der oberen Stielhälfte; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** ungewöhnlich aromatisch ohne süße Nuance, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats**: Hut ockerlich (Mu 10YR 6/4-6/8), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

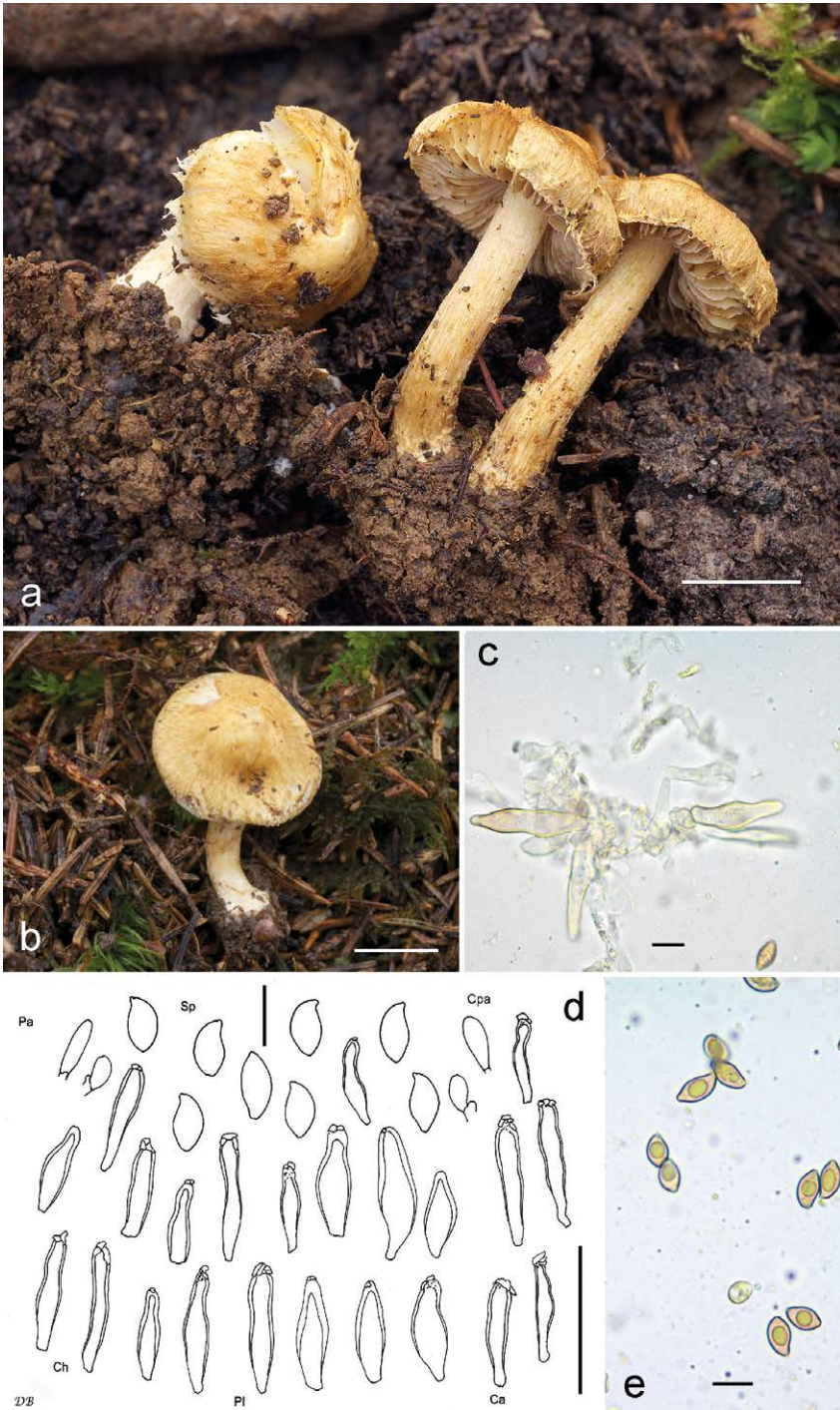
**Sporen** 7,3-9,0-10,4 µm (SD 0,6 µm) × 4,7-5,2-5,9 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5-1,7-2,0 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, oft mit deutlicher Hilardepression, Apex (sub)akut bis mehr oder weniger ausgezogen. **Basidien** 22-26 × 7-9 µm, im allgemeinen 4-sporig, aber manchmal auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 17-28-42 µm (SD 5 µm) × 5-7-11 µm (SD 2 µm); Q = 2,4-4,0-8,4 (SD 1,3) (n = 30 von 2 Koll.), sehr unterschiedlich in der Form, (sub)utriform, (sub)fusiform, (sub)zylindrisch, (sub)lageniform oder subclavat, ohne oder mit nur kurzem Hals, manchmal mit mehr oder weniger ausgezogenem oder abgerundeten Apex, oft mit welligen Wänden, ohne oder mit nur kurzem Fuß, manchmal mit trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 2,5 (3,0) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber zuweilen variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazytiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-10 µm breiten, zumeist schwach mit ockerlich bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 20-40 × 5-7 µm, (sub)utriform, (sub)zylindrisch, auch (sub)clavat, oft mit welligen Wänden, meist halslos und ohne Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 1,0 (1,5) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen dünnwandigen farblosen (sub)clavaten bis subglobosen Cauloparazytiden. **Schnallen** überall vorhanden.

### Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von zwei Funden aus Österreich und Deutschland, beide in hochmontaner Region mit *Picea abies*. Außerdem gibt es die Sequenz einer Kollektion aus Schweden in GenBank (als „*I. cryptocystis*“, AM882906.2) sowie in UNITE die einer Kollektion aus Estland (als „*I. sindonia*“, UDB015733), jeweils ohne Angabe der Begleitbäume. In UNITE befinden sich darüber hinaus 11 estnische Bodenproben-Sequenzen wie z.B. UDB097825. Weitere Funde und Sequenzen sind nicht bekannt.

Weitere untersuchte Kollektion:

**Deutschland**, Bayern, Ostallgäu, Achetal, Nähe Pfronten, TK25 8429/1, 1100 m ü. NN, feuchtes Terrain mit *Picea abies*, 7. Sep. 2017, leg./det. D. Bandini (DB7-9-17-9).



**Tafel 8** – *Inocybe dvaliniana*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901559); **b** DB7-9-17-9; **c** Cheilozystiden (DB7-9-17-9); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901559); **e** Sporen (SMNS-STU-F-0901559).

**Wesentliche Charakteristika:** • melangierend strohfarbener bis honiggelber glatter bis außen zottiger Hut; • nur ganz oben bereifter Stiel; • sehr kleine Hymenialzystiden oft mit welligen Wänden; • Standort relativ feucht, hochmontan bei *Picea abies*.

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

- ***Inocybe brevicystis*** Métrod ex Kuyper: u.a. durch ganz bereiften Stiel, aufschuppene Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden sowie durch Standort mit Laubbäumen (*Quercus*) – vgl. MÉTROD (1956), KUYPER (1986).
- ***Inocybe cryptocystis*** D.E. Stuntz: u.a. durch klebrige und glattere Hutoberfläche, knollige Stielbasis, gelbliche Stielfarbe, im Durchschnitt breitere Sporen und größere Hymenialzystiden, Vorkommen vielleicht nur in Nordamerika, nicht in Europa – vgl. STUNTZ (1954), KUYPER (1986).
- ***Inocybe hirtellarum*** Carteret & Reumaux: u.a. durch auf ganzer Länge bereiften Stiel, in der Mitte aufschuppene Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden sowie Standort mit Laubbäumen – vgl. CARTERET & REUMAUX (2017). Bemerkung: Es könnte sich bei dieser Art um *I. mycenoides* Kuyper handeln.
- ***Inocybe hirtelloides*** Stangl & J. Veselský: u.a. durch auf ganzer Länge bereiften Stiel, kürzere Sporen und längere Hymenialzystiden sowie Standort mit Laubbäumen – vgl. STANGL & VESELSKÝ (1974), KUYPER (1986), STANGL (1989).
- ***Inocybe mycenoides*** Kuyper: u.a. durch auf ganzer Länge bereiften Stiel, in der Mitte oft aufschuppene Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden sowie Standort mit Laubbäumen – vgl. KUYPER (1986), KRIEGLSTEINER (1991), FERRARI (2006).
- ***Inocybe mystica*** Stangl & Glowinski 1980: u.a. durch glatteren Hut, gelblichen Stiel mit deutlicher Knolle, im Durchschnitt kleinere Sporen und größere Hymenialzystiden sowie Standort mit Laubbäumen, Standort mit Vorliebe bei *Quercus* und *Fagus* – vgl. STANGL & GLOWINSKI (1980).
- ***Inocybe parvicystis*** Rodr.-Campo & Esteve-Rav. : u.a. durch größere Fruchtkörper, klebrige Hutoberfläche, nicht zottige Hutoberfläche, gerandet knollige Stielbasis, im Durchschnitt kleinere Sporen, aber größere Hymenialzystiden, Standort mit *Quercus ilex* – vgl. CROUS et al. (2017, S. 338f.).
- ***Inocybe pelargonium*** Kuyper: u.a. durch auf ganzer Länge bereiften Stiel, glattere Hutoberfläche, kleinere Sporen und größere Hymenialzystiden – vgl. KUYPER (1986), STANGL (1989).
- ***Inocybe stangliana*** Kuyper: u.a. durch auf ganzer Länge bereiften Stiel, glattere Hutoberfläche, kleinere Sporen und größere Hymenialzystiden – vgl. KUYPER (1986).
- ***Inocybe sulfovirescens*** Poirier: u.a. durch deutlich kleinere Sporen sowie mit KOH stark reagierende, größere Hymenialzystiden – vgl. POIRIER (2002).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. mystica*, deren ITS eine Übereinstimmung von nur 93 % aufweist. Eine weitere Nachbarart ist *I. cryptocystis* mit 91 % ITS-Ähnlichkeit, während *I. parvicystis* lediglich eine Übereinstimmung von 88 % aufweist.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Inocybe cryptocystis*, *I. hirtellarum*, *I. hirtelloides*, *I. mycenoides*, *I. parvicystis*, *I. pelargonium*, *I. stangliana*, *I. sulfovirescens*.

## ***Inocybe gandalfiana* Bandini & B. Oertel spec. nov.**

### **Tafel 9, Abb. 5-6**

**Mycobank-Nummer:** MB 838750. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647626 (Holotyp)

**Etymologie:** nach Gandalf in J.R.R. Tolkiens „Herr der Ringe“ wegen des prägnanten Hutbuckels, der an den Hut des Zauberers erinnert.

**Holotyp:** Deutschland, Bayern, Weilheim-Schongau, Wessobrunn, NSG Paterzeller Eibenwald, TK25 8132/1, ca. 700 m ü. NN, feuchtes Gelände mit *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 12. Sep. 2016, leg. D. Bandini & B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901562; Isotypen DB12-9-16-15, TUR-A 209189).

**Diagnosis:** *Inocybe gandalfiana* has a smooth to finely rimose hygrophanous pale brown to hazelbrown pileus surface, a (sub)acute or at least prominent umbo, only near the apex pruinose stipe, nodulose spores, measuring 7.2-10.3  $\mu\text{m}$  (av. 8.7  $\mu\text{m}$ )  $\times$  5.0-7.7  $\mu\text{m}$  (av. 6.4  $\mu\text{m}$ ), and (sub)fusiform to (sub)utriform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 37-74  $\mu\text{m}$  (av. 53  $\mu\text{m}$ )  $\times$  10-22  $\mu\text{m}$  (av. 15  $\mu\text{m}$ ). This combination of characters distinguishes *I. gandalfiana* from all described species, including *I. amicta* and *I. silvae-herbaceae*; ITS sequence data distinguish *I. gandalfiana* from these and all other species for which ITS data are available.

### **Beschreibung**

**Hut** 20-40 mm breit, (sub)konisch bis breit konvex, mit prominentem, oft mehr oder weniger spitzen Buckel, um das Zentrum herum schwach vertieft, Rand leicht nach unten gebogen bis eben; keine Reste einer Velipellis wahrgenommen; Farbe hellbraun, haselnussbraun, mit oder ohne schwach rötliche Nuance (Mu 10YR 5/6-5/8, 4/6; 7.5YR 5/4-5/6), zum Rand hin heller, im Alter aufgrund von Hygrophanität fast zu beige ausblassend, und manchmal dunkler im Zentrum; Oberfläche zunächst meist völlig glatt, später fein rimos zum Rand hin, zuweilen warzig im Zentrum; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 35-50, l = 1-3), dicklich, ausgebuchtet angewachsen, wenig bauchig, weißlich bis blass bräunlich oder blass ockerlich mit graulicher Note; Schneide ungleichmäßig, eben bis gezähnt, weißlich. **Stiel** 30-50  $\times$  3-5 mm, gebogen, sich schwach zur Basis hin verdickend, anfangs gänzlich dicht weißlich überfasernt, später längsstreifig oder glatt,

fleischfarben bis bräunlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** schwach aromatisch, subspermatisch im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut braun mit rötlicher Note (Mu 7.5YR 5/4-5/8, 4/4-4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

**Sporen** 7,2-8,7-10,3 µm (SD 0,6 µm) × 5,0-6,4-7,7 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,1-1,4-1,7 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), höckerig, mit ca. 9-12, mehr oder weniger vorragenden obtusen Höckern. **Basidien** 25-30 × 7-10 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 37-53-74 µm (SD 10 µm) × 10-15-22 µm (SD 3 µm); Q = 2,4-3,8-5,6 (SD 0,9) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)fusiform oder (sub)utriform, auch (sub)zylindrisch, in der Regel ohne oder mit nur kurzem Hals, am Apex meist weit, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 3,0 (3,5) µm dick am Apex, oft am Apex abrupt verdickt, zuweilen aber auch insgesamt recht dünnwandig, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Größe und Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazytiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-10 (12) µm breiten, zumeist schwach mit ockerlich bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 50-80 (90) × 8-13 µm, meist lang und schmal mit welligen Wänden, oft mehr oder weniger kopfig und dünnwandig oder höchstens sehr schwach dickwandig, bis 0,5 µm dick, aber oft mit leicht verdicktem Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen langen, hyphoiden, oft kettigen, dünnwandigen Elementen. **Schnallen** überall vorhanden.

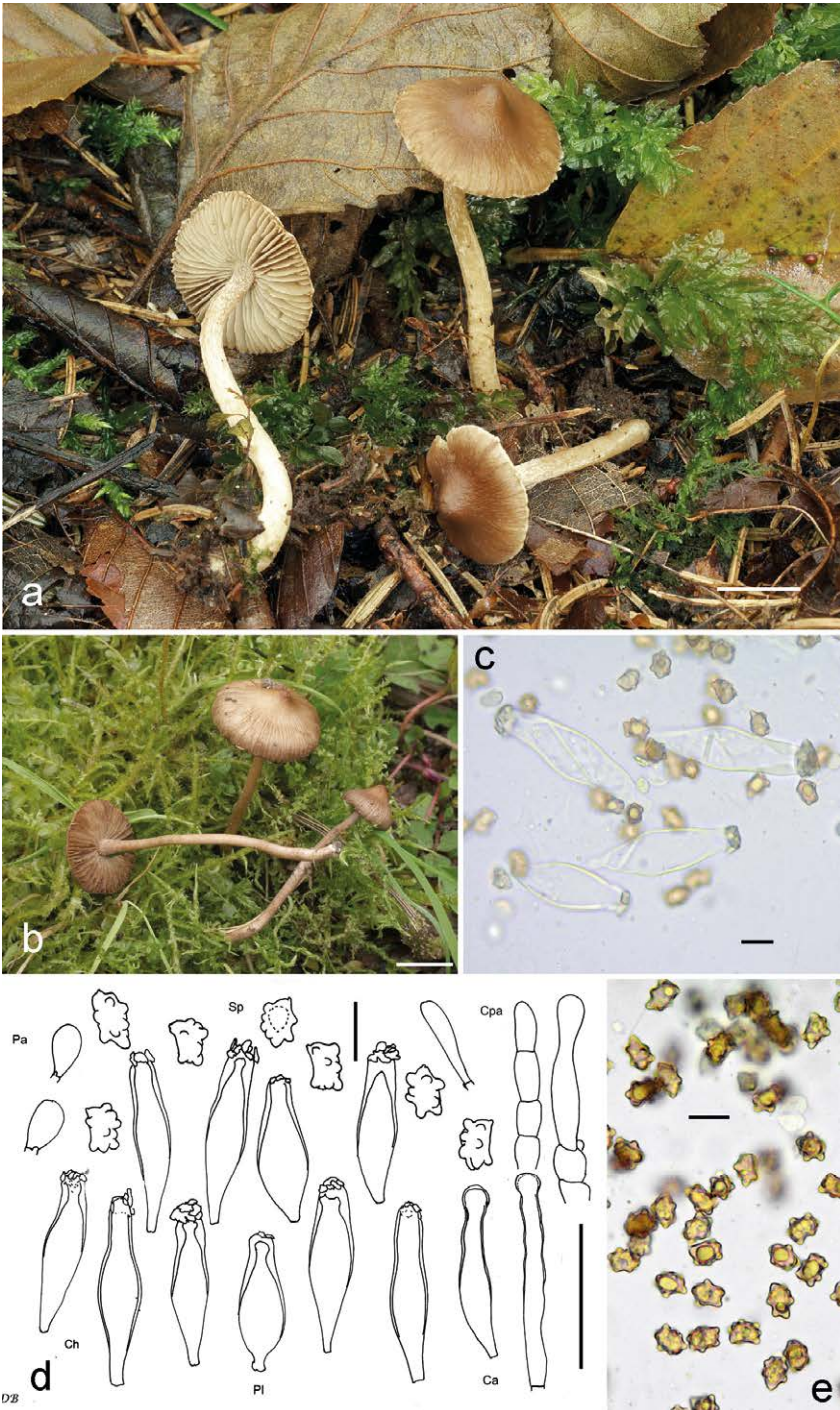
### Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von wenigen eigenen Funden in Deutschland und Österreich. In GenBank finden sich zudem Sequenzen eines Fundes aus Spanien (als „*Inocybe* sp.“, KT810186), sowie einer EcM vermutlich ebenfalls aus Spanien (JQ976006, mit *Pinus pinaster*), eines weiteren Fundes aus Pakistan (als „*I. amicta*“, KJ686344, mit *Pinus wallichiana*) und weiteren EcM-Sequenzen aus der Schweiz (KC818341, mit *Pinus sylvestris*) und aus dem Iran (HG796979, mit *Populus ciliata*). In UNITE befinden sich darüber hinaus zahlreiche estnische Bodenproben-Sequenzen. Im Prinzip scheint die Art Nadelbäume zu bevorzugen, und unsere eigenen Kollektionen wurden auf mehr oder weniger feuchtem Boden gefunden.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Österreich**, Tirol, Imst, Silz, ÖK25V 2221-Ost, 660 m ü. NN, Auwald mit *Tilia* spec., *Pinus sylvestris*, *Fraxinus excelsior*, *Populus* spec., 10. Sep. 2017, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB10-9-17-9). – Salzburg, Tamsweg, ÖK25V 3230-Ost, 1520 m ü. NN, *Picea abies*, *Alnus incana*, 21. Sep. 2020 leg./det. D. Bandini (DB21-9-20-7). – Ibidem, in einiger Entfernung, 1480 m ü. NN, auf sehr feuchter Bachinsel bei *Picea abies*, 21. Sep. 2020, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-9-20-21). – Ibidem, in einiger Entfernung, 1490 m ü. NN, *Picea abies*, 21 Sep. 2020 leg./det. D. Bandini (DB21-9-20-24).





**Tafel 9** – *Inocybe gandalfiana*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901562); **b** DB10-9-17-8; **c** Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901562); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901562); **e** Sporen (SMNS-STU-F-0901562).



Abb. 5 – *Inocybe gandalfiana*, DB21-9-20-21.



Abb. 6 – *Inocybe gandalfiana*,  
DB21-9-20-24.

**Wesentliche Charakteristika:** ● ausgeprägter Buckel; ● glatte, bis allenfalls rimose Hutoberfläche; ● Hut hellbraun bis haselnussbraun; ● Hut hygrophän, daher stark ausbleichend; ● Sporen im Durchschnitt < 9 µm; ● Caulozystiden meist lang und schmal, oft mehr oder weniger kopfig, mit welligen Wänden.

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

- ***Inocybe acuta*** Boud.: u.a. durch dunklere Hutfarbe, nicht hygrophane Hutoberfläche, knollige Stielbasis, deutlich größere Sporen, Standort mit *Salix* – vgl. BOUDIER (1917), KOKKONEN & VAURAS (2012).
- ***Inocybe acutoides*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch nicht hygrophane Hutoberfläche, im Durchschnitt schmalere Sporen und längere Hymenialzystiden, Standort mit *Salix* – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012).
- ***Inocybe amicta*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch nicht hygrophane Hutoberfläche, Hutfarbe mit orangeflicher Note sowie durch oft mehr oder weniger kopfige Hymenialzystiden – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012), BANDINI & OERTEL (2015).
- ***Inocybe bufonia*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch nicht hygrophane sowie weniger glatte Hutoberfläche und im Durchschnitt schmalere Sporen – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012).
- ***Inocybe kittilensis*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch dunklere Hutfarbe, nicht hygrophane Hutoberfläche, im Durchschnitt schmalere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012).
- ***Inocybe lapponica*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch eher fibrillöse, nicht hygrophane Hutoberfläche, im Durchschnitt längere Sporen mit nur flachen Höckern und längere Hymenialzystiden – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012).
- ***Inocybe napipes*** J.E. Lange: u.a. durch eine deutliche napfförmige Knolle, in der Form an Plattfische erinnernde, meist recht dünnwandige Hymenialzystiden und im Durchschnitt größere Sporen – vgl. LANGE (1917), STANGL (1989).
- ***Inocybe paludicola*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch weniger glatte, nicht hygrophane Hutoberfläche, im Durchschnitt längere Sporen und längere Hymenialzystiden, Habitat in mesotrophischen bis eutrophischen Mooren, u.a. bei *Pinus sylvestris* – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012).
- ***Inocybe paludosella*** G.F. Atk.: u.a. durch nicht hygrophane Hutoberfläche und größere Sporen – vgl. ATKINSON (1918).
- ***Inocybe porcorum*** Vauras & Kokkonen: u.a. durch weniger glatte, nicht hygrophane Hutoberfläche, deutlich größere Sporen und größere Hymenialzystiden, Standort oft auf trockenen Heideflächen – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012).
- ***Inocybe silvae-herbaceae*** Vauras & Kokkonen: u.a. durch eingewachsen faserige, nicht hygrophane Hutoberfläche, im Durchschnitt schmalere Sporen und sich nach oben oft gabelnde Caulozystiden, oft mit welligen Wänden – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. amicta* und *I. silvae-herbaceae*, deren ITS-Sequenzen eine Übereinstimmung von 97 % aufweisen.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Inocybe acutoides*, *I. amicta*, *I. bufonia*, *I. kittilensis*, *I. lapponica*, *I. paludicola*, *I. paludosella*, *I. porcorum*, *I. silvae-herbaceae*.

***Inocybe jucunda*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov.

**Tafel 10, Abb. 7**

**MycoBank-Nummer:** MB 838751. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647621 (Holotyp)

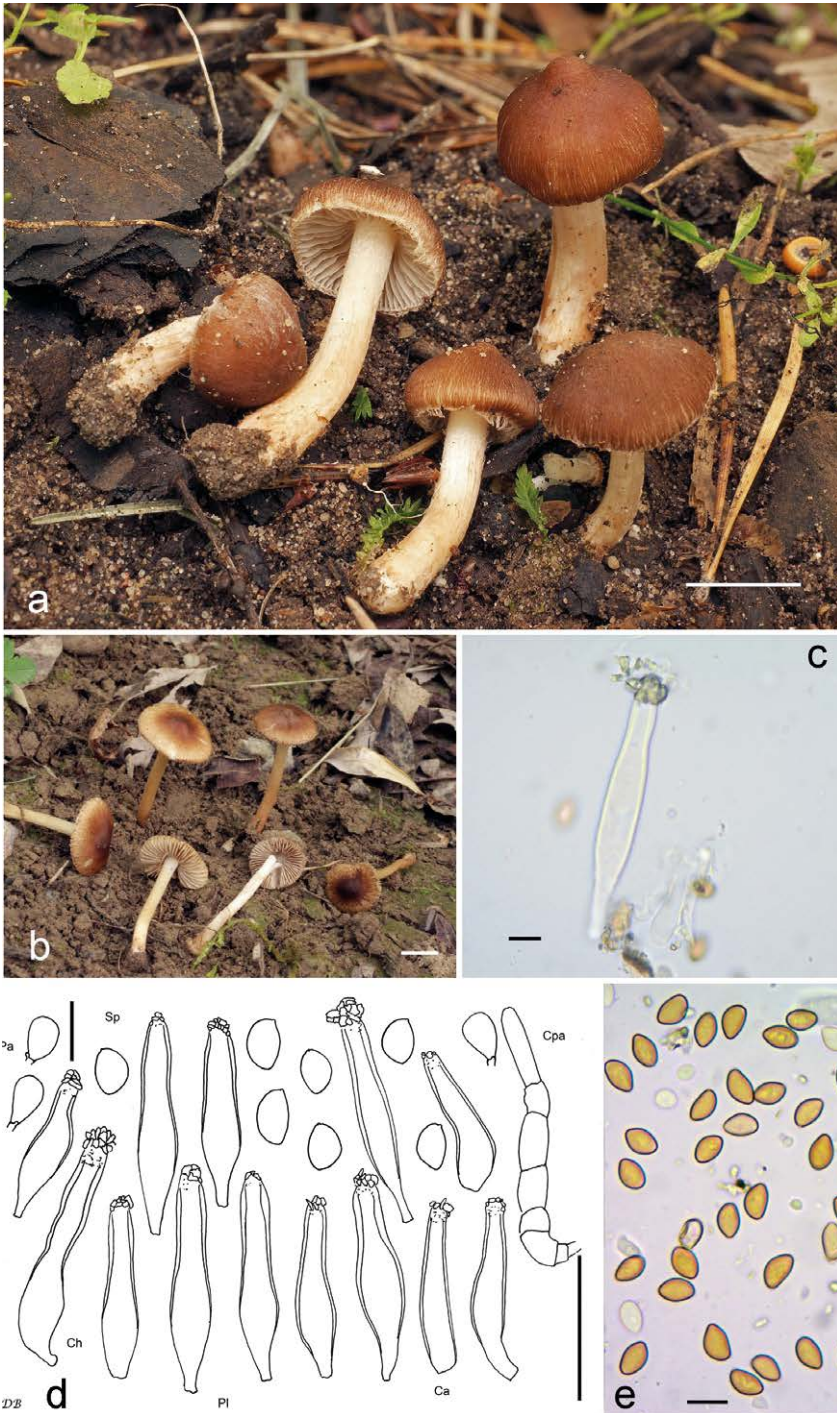
**Etymologie:** „jucunda“ (Latein: „die Erfreuliche“), da die Art vergleichsweise leicht zu bestimmen ist.

**Holotyp:** Deutschland, Rheinland-Pfalz, Rhein-Pfalz-Kreis, Böhl-Iggelheim, TK25 6615/4, 110 m ü. NN, Wegrand mit *Tilia spec.*, *Corylus avellana*, *Quercus robur*, *Pinus sylvestris*, 10. Okt. 2015, leg. D. Bandini (Holotypus STU SMNS-STU-F-0901246; Isotypen DB10-10-15-12, TUR-A 209191).

**Diagnosis:** *Inocybe jucunda* has an almost satiny glabrous to rimose reddish brown, towards the margin with age much paler and therefore often bicoloured pileus, an entirely but below the middle sparsely pruinose stipe, smooth spores, often in shape like apple seeds, measuring 7.7-9.8  $\mu\text{m}$  (av. 8.6  $\mu\text{m}$ )  $\times$  4.8-6.2  $\mu\text{m}$  (av. 5.4  $\mu\text{m}$ ) and slender (sub)utriform to sublageniform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 35-91  $\mu\text{m}$  (av. 60  $\mu\text{m}$ )  $\times$  9-18  $\mu\text{m}$  (av. 13  $\mu\text{m}$ ). It grows on calcareous, often somewhat moist soil, and appears to associate with frondose trees. This combination of characters distinguishes *I. jucunda* from all described species, including *I. perchtana*, *I. nitiduscula* and other species with reddish brown pileus colour; ITS sequence data distinguish *I. jucunda* from these and all other species for which ITS data are available.

**Beschreibung**

**Hut** 10-40 mm breit, anfangs fast rund oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, zunächst ohne, dann mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand erst schwach eingebogen, dann nach unten gebogen bis eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit einer sehr dünnen und flüchtigen Auflage einer graulichen Velipellis; Farbe rötlich braun bis dunkelbraun mit einer mehr oder weniger intensiven rötlichen Note (Mu 7.5YR 4/4-4/6; 5YR 4/3-4/6, 3/4), im allgemeinen mit dem Alter zum Rand hin mehr oder weniger abgerieben und/oder stark rimos, daher dann zweifarbig wirkend; Oberfläche anfangs beinahe seidig glatt, dann fein rimulos bis stark rimos; junge Fruchtkörper mit weißlichen Resten einer Cortina. **Lamellen** normal bis gedrängt stehend (ca. 40-50,  $l = 1-3$ ), schmal angewachsen bis angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, dann bald blass graulich bis blass fleckig bräunlich; Schneide gezähntelt, zuweilen ungleichmäßig, weißlich bis concolor. **Stiel** 20-50  $\times$  2-6 mm, zylindrisch, gebogen, Basis im allgemeinen nicht verdickt, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später glatt, weißlich bis schmutzig weißlich, im Alter auch blass bräunlich; auf ganzer Länge, aber in der unteren Hälfte nur spärlich bereift. **Fleisch** weißlich bis schmutzig weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** unauffällig oder subspermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun, zuweilen mit schwach rötlicher Nuance (Mu 7.5YR 3/2-3/4; 5YR 3/2-3/4), Lamellen concolor, Stiel hellbraun, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.



**Tafel 10** – *Inocybe jucunda*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901246); **b** DB29-9-13-3; **c** Pleurozystide (DB29-9-13-3); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901246); **e** Sporen (DB29-9-13-3).



Abb. 7 – *Inocybe jucunda*, DB24-9-18-1.

**Sporen** 7,7-8,6-9,8  $\mu\text{m}$  (SD 0,4  $\mu\text{m}$ )  $\times$  4,8-5,4-6,2  $\mu\text{m}$  (SD 0,3  $\mu\text{m}$ ); Q = 1,3-1,6-1,8 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, oft charakteristisch bauchig, in der Form wie Apfelkerne, manchmal mit schwacher Hilardepression, Apex meist (sub)obtus, zuweilen auch subakut. **Basidien** 24-30  $\times$  7-10  $\mu\text{m}$ , im allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 35-60-91  $\mu\text{m}$  (SD 11  $\mu\text{m}$ )  $\times$  9-13-18  $\mu\text{m}$  (SD 2  $\mu\text{m}$ ); Q = 3,2-4,7-8,3 (SD 1,0) (n = 45 von 3 Koll.), meist recht schlank (sub)utriform, auch sublageniform, oft mit langem, manchmal leicht welligem Hals, ohne oder mit nur kurzem Fuß, am Apex meist weit, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,5 (3,0)  $\mu\text{m}$  dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Größe und Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, subzylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4,5-13  $\mu\text{m}$  breiten, zumeist schwach mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, aber spärlich in der unteren Hälfte, 45-90  $\times$  8-15  $\mu\text{m}$ , meist lang und schlank (sub)zylindrisch bis sublageniform, teilweise mit leicht welligen Wänden, ohne oder mit nur kurzem Hals und oft mit trunkater oder abgerundeter Basis, Apex ohne oder mit nur kleinen Kristallen, Wände bis 1,5  $\mu\text{m}$  dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit langen, dünnwandigen, kettigen Elementen sowie mit (sub)clavaten Parazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

## Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von unseren eigenen Funden aus Deutschland sowie von Sequenzen in GenBank bzw. UNITE von Kollektionen aus Deutschland (als *I. „cf. fuscidula“* MT005885), Frankreich (als „*I. cf. splendens*“ FN550912), Schweden (als „*I. cf. fuscidula*“ AM882935) und Estland (als „*Inocybe* sp.“ UDB011621). Außerdem haben wir Kenntnis von einer sequenzierten Kollektion aus Norwegen (mit *Tilia*, Øyvind Weholt, schriftliche Mitteilung). Des weiteren finden sich, abgesehen von zahlreichen Sequenzen aus Deutschland, zahlreiche EcM-Sequenzen in den Datenbanken: aus Estland (z.B. AJ534897, mit *Tilia*), Frankreich (JQ824880, mit *Populus × canescens*), Österreich (MK627061), Russland (MT554416, mit *Tilia*), der Schweiz (KX886039 und KX886044, beide mit *Fagus*), Serbien (MG720471, mit *Picea abies*) und Slowenien (HF674576, mit *Fagus*). In UNITE befinden sich darüber hinaus zahlreiche Bodenproben-Sequenzen aus Estland und Lettland. Da alle unsere eigenen Funde mit Laubbäumen, oft sogar ausschließlich, assoziiert waren, und da auch in den Datenbanken mehrheitlich Laubbäume genannt werden, ist die Angabe *Picea abies* als einzigem Begleitbaum bei der serbischen Sequenz möglicherweise unvollständig.

Es handelt sich ganz offensichtlich um eine recht häufige Art, die aber, vielleicht aufgrund des spärlich, aber doch ganz bereiften Stieles unterschiedlich interpretiert wurde.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Deutschland**, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Lobenfeld, TK25 6619/1, 185 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 13. Aug. 2016, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-8-16-4). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK25 6618/2, 160 m ü. NN, recht feuchter und schattiger Hang mit *Corylus avellana*, *Tilia* spec., *Fagus sylvatica*, 29. Sep. 2017, leg./det. D. Bandini (DB29-9-17-4). – Ibidem, in einiger Entfernung, 160 m ü. NN, *Corylus avellana*, *Fagus sylvatica*, 24. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB24-9-18-1). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Spechbach, TK25 6619/1, 250 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 30. Okt. 2019, leg./det. D. Bandini (DB30-10-19-4). – Bayern, Dingolfing-Landau, Mamming, TK25 7341/2, 365 m ü. NN, Deich an der Isar mit *Salix*, spec., *Populus* spec., *Betula pendula*, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB29-9-13-3). – Bayern, Garmisch-Partenkirchen, Mittenwald, TK25 8533/3, 1080 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 9. Sep. 2017, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB9-9-17-8). – Nordrhein-Westfalen, Olpe, Attendorn, Biggensee, TK25 4913/1, 363 m ü. NN, feuchtes Bachufer mit *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, 5. Okt. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB5-10-18-2). – Nordrhein-Westfalen, Märkischer Kreis, Plettenberg, Oestertalsperre, TK25 4812/2, 344 m ü. NN, feuchte schattige Stelle mit *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 5. Okt. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB5-10-18-13). – Rheinland-Pfalz, Rhein-Pfalz-Kreis, Böhl-Iggelheim, TK25 6615/4, alt. 110 m, *Quercus robur*, *Crataegus* spec., *Pinus sylvestris*, 17. Okt. 2017, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB17-10-17-2).

**Wesentliche Charakteristika:** ● rötlich brauner Hut; ● anfangs fast seidig glatte, später außen bis rimose, und dann nach außen deutlich hellere Hutoberfläche; ● Stiel ganz bereift, aber nur spärlich in der unteren Hälfte; ● apfelkernförmige Sporen in jedem Präparat; ● Standort oft recht feucht oder an dunklen schattigen Stellen mit Laubbäumen.

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

- ***Inocybe astraiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch nicht gänzlich bereiften Stiel, im Durchschnitt längere und nicht apfelkernförmige Sporen sowie Standort nur bei *Pinus* – vgl. BANDINI et al. (2020a).
- ***Inocybe erythospilota*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch dunkelbraune Hutfarbe ohne Rottöne, nicht gänzlich bereifte Stiele sowie nicht apfelkernförmige Sporen – vgl. GRUND & STUNTZ (1984).
- ***Inocybe furfurea*** Kühner: u.a. durch oft sehr kleine Fruchtkörper, aufbrechende oder rissige Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere, nicht apfelkernförmige Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe involuta*** Kuyper: u.a. durch meist deutlichen Farbkontrast zwischen weißlichen Lamellen und rötlichem Stiel, nicht apfelkernförmige Sporen, meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden sowie Standort bei Nadelbäumen – vgl. KUYPER (1989), BANDINI et al. (2020a, b).
- ***Inocybe nemorosa*** (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch nicht gänzlich bereiften Stiel, im Durchschnitt kürzere und nicht apfelkernförmige Sporen sowie kürzere, meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden – vgl. HEIM (1931), GRUND & STUNTZ (1968).
- ***Inocybe nitidiuscula*** (Britzelm.) Lapl.: u.a. durch außen nicht abfasernde, bzw. nicht so stark rimose Hutoberfläche, am Apex rötliche Stiele, oft fast lanzettliche Hymenialzystiden mit oft abrupt verdickten, oben engen Wänden sowie größere und nicht apfelkernförmige Sporen – vgl. BRITZELMAYR (1891), STANGL (1983), KUYPER (1986), STANGL (1989), MARCHETTI et al. (2014).
- ***Inocybe perchtana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weißliche Velipellis, bei Berührung oder Verletzung oft rötendes Stiefelfleisch, nicht apfelkernförmige Sporen sowie montanen Standort meist bei *Picea* – vgl. BANDINI et al. (2020a).
- ***Inocybe pipilikae*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch nicht stark ausblassende Hutfarbe, nicht apfelkernförmige, im Durchschnitt kürzere Sporen sowie eher montanen Standort bei Nadelbäumen – siehe unten.
- ***Inocybe splendens*** R. Heim: u.a. durch stämmigere und größere Fruchtkörper, Hutfarbe mit orangeflichen und/oder dunkelvioletten Nuancen, knollige Stielbasis, größere navikuläre Sporen und im Durchschnitt breitere Hymenialzystiden – vgl. HEIM (1931), KROPP et al. (2010), CONSIGLIO et al. (2014).



- ***Inocybe tarda*** Kühner: u.a. durch dunklere Hutfarbe, mit dem Alter häufig rötliche Stielfarbe, nicht apfelkernförmige, plumpere und größere Sporen sowie Standort bei *Pinus* – vgl. KÜHNER (1955).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. perchtana*, deren ITS eine Übereinstimmung von 97 % aufweist. Eine weitere Nachbarart ist *I. erythospilota* mit 95 % ITS-Ähnlichkeit.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Inocybe astraiana*, *I. erythospilota*, *I. furfurea*, *I. involuta*, *I. nitidiuscula*, *I. perchtana*, *I. tarda*. Zusätzlich: Sequenzen einer Original-Kollektion (det. D.E. Stuntz) von *I. nemorosa* (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz (MH586780 (ITS1)/ MH586817 (ITS2)).

## ***Inocybe pipilikae* Bandini & B. Oertel spec. nov.**

### **Tafel 11**

**MycoBank-Nummer:** MB 838752. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647629 (Holotyp)

**Etymologie:** nach der gleichnamigen indischen Ameisen-Göttin, da die Typuskollektion direkt an einem Ameisenhaufen gefunden wurde. Zudem hat die Art meist recht kleine Fruchtkörper.

**Holotyp:** Österreich, Salzburg, Zederhaus, Riedingtal, ÖK25V 3229-Ost, 1500 m, an einem Ameisenhaufen bei *Picea abies*, 18. Sep. 2020, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901539; Isotypen DB18-9-20-7, TUR-A 209191).

**Diagnosis:** The pileus of *Inocybe pipilikae* is chestnut brown to dark brown often with reddish hue, the surface is almost shiny glabrous, to rim(ul)ose towards the margin, the stipe is entirely pruinose, but sometimes only sparsely so in the lower half, the stipe is not bulbous, the spores are smooth, measuring 8.0-11.0  $\mu\text{m}$  (av. 9.5  $\mu\text{m}$ )  $\times$  5.1-6.6  $\mu\text{m}$  (av. 5.8  $\mu\text{m}$ ), the hymenial cystidia are mostly (sub)utriform, measuring 45-69  $\mu\text{m}$  (av. 59  $\mu\text{m}$ )  $\times$  10-24  $\mu\text{m}$  (av. 15  $\mu\text{m}$ ). It grows on calcareous soil in mountainous regions. This combination of characters distinguishes *I. pipilikae* from all described species, including *I. nitidiuscula* or *I. subbrunnea*; ITS sequence data distinguish *I. pipilikae* from these and all other species for which ITS data are available.

### **Beschreibung**

**Hut** 10-30 mm breit, anfangs (sub)konisch oder fast glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, zunächst ohne, dann ohne oder mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand erst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper anfangs gänzlich mit einer dünnen Schicht einer hellgraulichen Velipellis bedeckt, die auch später noch manchmal im Zentrum sichtbar ist; Farbe in der Regel

warm kastanienbraun bis dunkelbraun oder graubraun, oft mit rötlicher Nuance (Mu 5YR 4/4-4/6, 3/3-3/4; 7.5YR 4/4-4/6, 3/4), im Zentrum zuweilen bis zu schwärzlich braun, selten insgesamt heller mit ockerlicher Note und manchmal aufgrund der Velipellis leicht gesprenkelt wirkend; Oberfläche anfangs fast seidig glatt, später rim(ul)os zum Rand hin; junge Fruchtkörper zuweilen mit feiner weißlicher, vom Rand herabhängender Cortina. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 25-35, l = 1-3), dicklich, mit oder ohne herablaufenden Zahn angewachsen bis breit angewachsen, wenig bauchig bis bauchig, anfangs weißlich, dann graulich-weißlich oder ockerlich-bräunlich; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 15-50 × 1-5 mm, zylindrisch oder leicht gebogen, Stielbasis gleich breit, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später glatt, anfangs weißlich, dann zumindest am Apex zart rosulich-rötlich und rosulich-bräunlich unterhalb davon; ganz bereift, und zwar manchmal auf ganzer Länge dicht, manchmal aber in der unteren Hälfte nur sehr spärlich bereift. **Fleisch** weißlich im Hut und anfangs auch im Stiel, später mit rosulichem Hauch am Apex. **Geruch** (sub)spermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun mit oder ohne rötliche Nuance (Mu 7.5YR 4/4-4/6, 3/4), Lamellen etwas heller, Stiel concolor bis rotbraun oder gar dunkelrot, kein Schwärzen beim Trocknen.

**Sporen** 8,0-9,5-11,0 µm (SD 0,6 µm) × 5,1-5,8-6,6 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,4-1,8-1,6 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.); glatt, (sub)amygdaloid, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut, meist mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 22-28 × 7-9 µm, im allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig und dann Sporen bis 12,7 µm. **Pleurozystiden** 45-59-69 µm (SD 6 µm) × 10-15-24 µm (SD 4 µm); Q = 2,2-4,0-6,3 (SD 0,9) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)utriform, in allen Kollektionen recht schmale Zystiden gemischt mit recht breiten und kürzeren, auch subzylindrisch oder subfusiform, in der Regel mit kurzem, zuweilen auch mit längerem Hals, mit kurzem Fuß, manchmal mit trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 2,5 (3,0) µm dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-10 µm breiten, zumeist schwach mit braunem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, aber manchmal spärlich in der unteren Hälfte, 40-70 × 10-15 µm, (sub)lageniform, (sub)utriform, oft mit recht langem Hals und mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 2,5 µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit dünnwandigen, farblosen, (sub)clavaten Parazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

### Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von den eigenen Funden aus Deutschland und Österreich. In GenBank finden sich allerdings zahlreiche EcM-Sequenzen, die zu dieser Art gehören könnten, aus Grönland (u.a. JX630512, mit *Dryas integrifolia*), aus dem



**Tafel 11** – *Inocybe pipilikae*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901539); **b** DB16-9-20-6; **c** Cheilozystiden (DB21-8-14-12); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901539); **e** Sporen (DB21-8-14-4).

nördlichen Kanada (u.a. JX630799, mit *Salix artica*), Montenegro (KY322577, mit *Pinus heldreichii*), Norwegen (u.a. HQ445084, mit *Dryas octopetala*), Spitzbergen (u.a. HQ445236, mit *Dryas octopetala*) und aus dem nördlichen China (LC203796; nur ITS1, mit *Picea crassifolia*). In UNITE befinden sich darüber hinaus zahlreiche Bodenproben-Sequenzen aus Estland. Es scheint sich also um eine Art zu handeln, die in den nördlich gelegenen Gegenden zu finden ist, oder wenn weiter südlich, dann im Gebirge. Vermutlich wurde *I. pipilikae* bislang mit Arten wie *I. nitidiuscula* oder *I. subbrunnea* verwechselt.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Deutschland**, Bayern, Berchtesgadener Land, Ramsau, Hintersee, TK25 8343/3, 795 m ü. NN, *Picea abies*, *Salix* sp., 22. Aug. 2014, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-8-14-12).– Bayern, Ostallgäu, Pfronten, Breitenberg, TK25 8429/3, ca. 1650 m ü. NN, *Picea abies*, 16. Sep, 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB16-9-18-9).– Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 1700 m ü. NN, *Picea abies*, 16. Sep. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB16-9-18-36).– Bayern, Ostallgäu, Pfronten, Achtal, TK25 8429/1, 950 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Alnus incana*, *Picea abies*, 21. Sep. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-9-18-4).– Ibidem, in einiger Entfernung, 900 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 21. Sep. 2018, leg. D. Bandini, det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-9-18-6).

**Österreich**, Salzburg, Tamsweg, ÖK25V 3230-Ost, 1460 m ü. NN, Wegrand mit *Picea abies*, 16. Sep. 2020, leg./det. D. Bandini (DB16-9-20-6).– Salzburg, Zederhaus, Riedingtal, ÖK25V 3229-Ost, 1500 m ü. NN, an einer Ameisenstraße bei *Picea abies*, 18. Sep. 2020, leg./det. D. Bandini (DB18-9-20-5). Ibidem, in einiger Entfernung, an einer Ameisenstraße bei *Picea abies*, 18. Sep. 2020, leg./det. D. Bandini (DB18-9-20-26).

**Wesentliche Charakteristika:** • kastanienbraune bis (oft rötlich überhauchte) dunkelbraune Hutfarbe; • glatte bis außen höchstens rim(ul)ose Hutoberfläche; • dickliche Lamellen; • Stiel ganz bereift, aber je nach Fruchtkörper oder Kollektion in der unteren Hälfte dicht oder aber nur spärlich bereift; • Stielbasis in der Regel nicht verdickt; • Standort bei Nadelbäumen in bergigen Regionen, bzw. mit *Dryas* und *Salix* in alpinem/borealem Habitat.

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

- ***Inocybe involuta*** Kuyper: u.a. durch meist deutlichen Farbkontrast zwischen weißlichen Lamellen und rötlichem Stiel, nicht gänzlich bereiften Stiel sowie im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden – vgl. KUYPER (1989), BANDINI et al. (2020a, b).
- ***Inocybe jucunda*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch nach außen stark ausblassende Hutfarbe, apfelkernförmige, im Durchschnitt kürzere Sporen sowie eher planaren Standort bei Laubbäumen – siehe oben.

- ***Inocybe laetior*** D.E. Stuntz: u.a. durch gelbbraune, bzw. honiggelbe Hutfarbe, im Durchschnitt breitere Sporen und kürzere und breitere Hymenialzystiden oft mit abgerundeter Basis – vgl. SMITH & STUNTZ (1950).
- ***Inocybe nemorosa*** (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch nicht gänzlich bereiften Stiel, deutlich kürzere, meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden – vgl. HEIM (1931), GRUND & STUNTZ (1968).
- ***Inocybe nitidiuscula*** (Britzelm.) Lapl.: u.a. oft hellere, rötlichere Hutfarbe, fast lanzettliche Hymenialzystiden mit oft abrupt verdickten, oben engen Wänden sowie größere Sporen – vgl. BRITZELMAYR (1891), STANGL (1983), KUYPER (1986), STANGL (1989), MARCHETTI et al. (2014).
- ***Inocybe perchtana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weißliche Velipellis, bei Berührung oder Verletzung oft rötendes Stielfleisch, im Durchschnitt kleinere Sporen sowie lange schmale Caulozystiden – vgl. BANDINI et al. (2020a).
- ***Inocybe phaeoleuca*** Kühner: u.a. durch zumeist fehlende Rottöne in der Hutfarbe, meist sehr lange weißlichen Stiel, größere Sporen und meist weithalsigere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1955), KUYPER (1986, als *I. splendens* var. *phaeoleuca*), STANGL (1989, als *I. splendens* var. *phaeoleuca*), BANDINI et al. (2019b).
- ***Inocybe subbrunnea*** Kühner: u.a. durch um den Hutrand oft kranzartig verteilte Velipellisreste, meist (sub)fusiforme, bzw. (sub)lageniforme Hymenialzystiden mit typisch "sandigem" i.e. feingranulosem Apex – vgl. KÜHNER (1955), LARSSON et al. (2014).
- ***Inocybe tarda*** Kühner: u.a. durch dunklere Hutfarbe, mit dem Alter häufig intensiv rötliche Stielfarbe, plumpere und größere Sporen sowie Standort bei *Pinus* oft auf sandigem Terrain – vgl. KÜHNER (1955).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. laetior*, deren ITS eine Übereinstimmung von 97,5 % aufweist.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Inocybe involuta*, *I. laetior*, *I. nitidiuscula*, *I. perchtana*, *I. phaeoleuca*, *I. subbrunnea*, *I. tarda*. Zusätzlich: Sequenzen einer Original-Kollektion (det. D.E. Stuntz) von *I. nemorosa* (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz (MH586780 (ITS1)/ MH586817 (ITS2)).

## *Inocybe prisca* Bandini & B. Oertel spec. nov.

Tafel 12

**MycoBank-Nummer:** MB 838753. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647623 (Holotyp)

**Etymologie:** „prisca“ (Latein: „altehrwürdig“), weil die Art makroskopisch und mikroskopisch altertümlich wirkt.

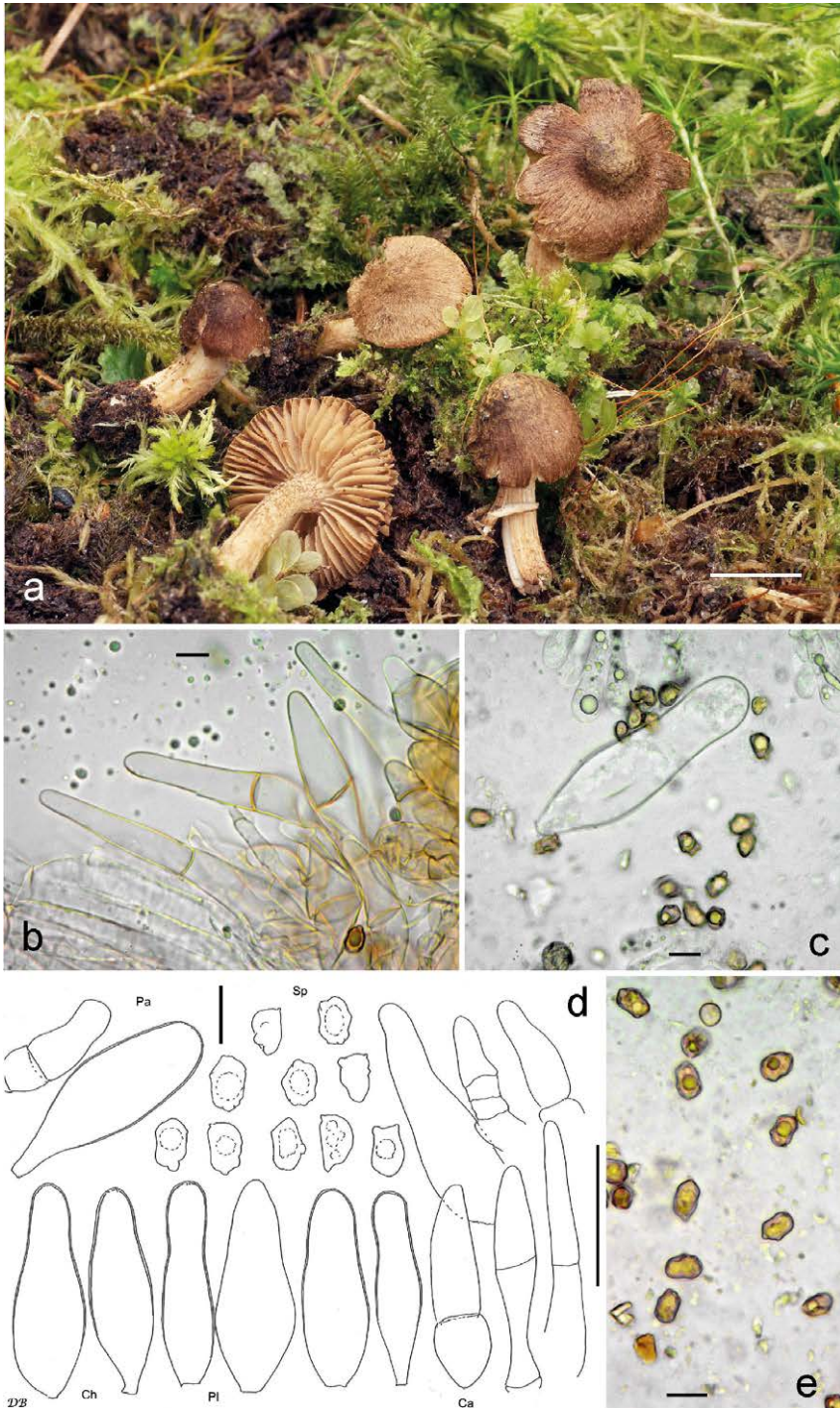
**Holotyp:** Österreich, Salzburg, Tamsweg, Prebersee, ÖK25V 3230-Ost, 1500 m ü. NN, nasser anmooriger Boden an Bächlein mit *Picea abies*, *Alnus incana*, 11. Aug. 2013, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901558; Isotyp DB11-8-13-11).

**Diagnosis:** *Inocybe prisca* is a small species with a felty to lanose surface and ample greyish velipellis. The stipe is pruinose only near the apex, and the spores are (sub-)entolomoid to nodulose with only one or two protruding nodules, measuring 7.2-9.6  $\mu\text{m}$  (av. 8.3  $\mu\text{m}$ )  $\times$  4.8-6.6  $\mu\text{m}$  (av. 5.7  $\mu\text{m}$ ), and (almost) thin-walled ventricose hymenial cystidia, pleurocystidia measuring, 68-90  $\mu\text{m}$  (av. 77  $\mu\text{m}$ )  $\times$  14-28  $\mu\text{m}$  (av. 20  $\mu\text{m}$ ). This combination of characters distinguishes *I. prisca* from all described species, including the somewhat similar *I. parcecoacta*; ITS sequence data distinguish *I. prisca* from this and all other species for which ITS data are available.

### Beschreibung

**Hut** 5-15 mm breit, anfangs (sub)konisch, später konisch-konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand erst schwach nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; mit reichlichen Resten einer graulichen Velipellis, besonders in der Hutmitte; Farbe braun bis graulich braun (Mu 10YR 4/3-4/6; 7.5YR 4/4-4/6), bei älteren Fruchtkörpern ein wenig dunkler bis fast schwärzlich braun in der Hutmitte; Oberfläche anfangs feinfilzig, später dicht filzig, annähernd wollig bis wollig, in der Hutmitte oft mit Resten der Velipellis; junge Fruchtkörper mit Resten einer graulichen Cortina. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 25-35, l = 1-3), dicklich, breit angewachsen, wenig bauchig, anfangs elfenbeinfarbig, später bräunlich mit schwacher Olivnote; Schneide gezähnt, weißlich bis concolor oder sogar dunkler. **Stiel** 20-30  $\times$  2-3 mm, stämmig, zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasernt, später längsstreifig oder glatt, anfangs weißlich, dann blass holzfarben; nur ganz oben befreit. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel, blass bräunlich in der Stielrinde. **Geruch** unauffällig. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun (Mu 7.5YR 4/4-4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

**Sporen** 7,2-8,3-9,6  $\mu\text{m}$  (SD 0,6  $\mu\text{m}$ )  $\times$  4,8-5,7-6,6  $\mu\text{m}$  (SD 0,4  $\mu\text{m}$ ); Q = 1,2-1,5-1,7 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.); höckerig, länglich, oft fast fünfeckig und lediglich (sub)entolomoid, oder nur mit einem oder zwei (von ca. 5-9) vorragenden obtusen bis subakuten Höckern. **Basidien** 25-33  $\times$  7-11  $\mu\text{m}$ , im allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 68-77-90  $\mu\text{m}$  (SD 6  $\mu\text{m}$ )  $\times$  14-20-28  $\mu\text{m}$  (SD 4  $\mu\text{m}$ ); Q = 2,8-3,9-5,8 (SD 0,8) (n = 30 von 2 Koll.), meist bauchig (sub)utriform, auch



**Tafel 12** – *Inocybe prisca*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901558); b Caulozystiden (SMNS-STU-F-0901558); c Pleurozystide (SMNS-STU-F-0901558); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901558); e Sporen (SMNS-STU-F-0901558).

(sub)zylindrisch, ballonförmig oder mehr oder weniger deformiert, in der Regel halslos, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex abgerundet und ohne oder mit nur wenigen kleinen Kristallen, dünnwandig, d.h. Wand bis höchstens 0,5 µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber zuweilen variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten oder (sub)zylindrischen, manchmal kettigen, dünnwandigen und teilweise gänzlich bräunlichen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-10 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, manche Zystiden ähnlich den Hymenialzystiden, vermischt mit breiten, hyphoiden, kettigen Elementen, das oberste meist mit konischer Spitze. **Schnallen** überall vorhanden.

### Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von zwei eigenen Funden aus einem regional eng begrenzten Raum in Österreich. Es sind uns keine weiteren Kollektionen oder Sequenzen aus Datenbanken bekannt. Die durch ihre ungewöhnlichen Mikromerkmale auffallende Art dürfte also sehr selten sein.

Weitere untersuchte Kollektion:

**Österreich**, Salzburg, Zederhaus, Riedingtal, ÖK25V 3229-Ost, 1550 m ü NN, feuchter Standort mit *Picea abies*, *Alnus incana*, 13. Aug. 2013, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-8-13-28).

**Wesentliche Charakteristika:** • brauner bis graulich brauner, dicht filziger bis wolliger Hut; • recht kleine, (sub)entolomoide bis ungleichmäßig höckerige Sporen; • voluminöse, plump bauchige Hymenialzystiden; • zusätzlich zu Caulozystiden, die eine Form wie die Hymenial-Zystiden aufweisen, sehr ungewöhnliche, voluminöse, kettige Elemente.

### Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *I. prisca*:

- ***Inocybe casimirii*** Velen.: u.a. durch sparrig aufgerichtete Hutfasern, fehlende Pleurozystiden, größere Sporen mit deutlicher ausgeprägten Höckern und kürzere Cheilozystiden – vgl. VELENOVSKÝ (1920-1922), BOURSIER & KÜHNER (1928), STANGL (1989), BON (1998), MATHENY & KROPP (2001), KOBAYASHI (2002)
- ***Inocybe lanuginosa*** (Bull.) P. Kumm.: u.a. durch größere Sporen mit deutlicher ausgeprägten Höckern und kürzere Hymenialzystiden – vgl. BULLIARD (1788), KUMMER (1871), STANGL (1989), BON (1998), MATHENY & KROPP (2001).
- ***Inocybe longicystis*** G.F. Atk.: u.a. durch teilweise sparrig aufschuppende Hutoberfläche, im Durchschnitt schmalere Sporen mit deutlicher ausgeprägten Höckern und kürzere Hymenialzystiden – vgl. ATKINSON (1918), BOURSIER & KÜHNER (1928), GRUND & STUNTZ (1968), MATHENY & KROPP (2001).



- ***Inocybe parcecoacta*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch glattere Hutoberfläche, Sporen mit meist deutlicher Hilardepression und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden – vgl. GRUND & STUNTZ (1977).
- ***Inocybe pseudoteratargus*** Vauras & Kokkonen: u.a. durch im Durchschnitt größere Sporen und oft (sub)zylindrische und dickwandige Hymenialzystiden – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012).
- ***Inocybe relicina*** (Fr.) Quél.: u.a. durch teilweise sparrig aufschuppende Hutoberfläche, vergleichsweise winzige Sporen mit nur wenigen, aber ausgeprägten Höckern und kürzere, dickerwandige Hymenialzystiden – vgl. FRIES (1821), QUÉLET (1873), BON (1998), FERRARI et al. (2014).
- ***Inocybe stellatospora*** (Peck) Massee: u.a. durch teilweise sparrig aufschuppende Hutoberfläche, größere Sporen mit deutlicher ausgeprägten Höckern und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden – vgl. PECK (1873), MASSEE (1904), MATHENY & KROPP (2001).
- ***Inocybe teratargus*** M.M. Moser: u.a. durch glatteren Hut, größere Sporen und deutlich kürzere Hymenialzystiden – vgl. MOSER (1992), MATHENY & KROPP (2001).
- ***Inocybe timpetuana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch teilweise sparrig aufschuppende Hutoberfläche und deutlich größere Sporen – siehe weiter unten.

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichste Art *I. parcecoacta*, deren ITS eine Übereinstimmung von nur 83 % aufweist.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**

*Inocybe lanuginosa*, *I. longicystis*, *I. parcecoacta*, *I. pseudoteratargus*, *I. teratargus*.

## ***Inocybe timpetuana*** Bandini & B. Oertel spec. nov.

### **Tafel 13**

**MycoBank-Nummer:** MB 838754. ITS-LSU Gen-Bank-Akz.-Nr. MW647622 (Holotyp)

**Etymologie:** „timpetuana“, nach dem Riesen Timpetu in einem Kindergedicht von Alwin Freudenberg, weil Sporen und Zystiden der Art vergleichsweise „riesig“ sind.

**Holotyp:** Österreich, Salzburg, Tamsweg, Nähe Prebersee, 1300 m ü. NN, mooriger Boden mit *Picea abies* und *Alnus incana*, 11. Aug. 2013, leg. D. Bandini & B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901560; Isotyp DB11-8-13-13).

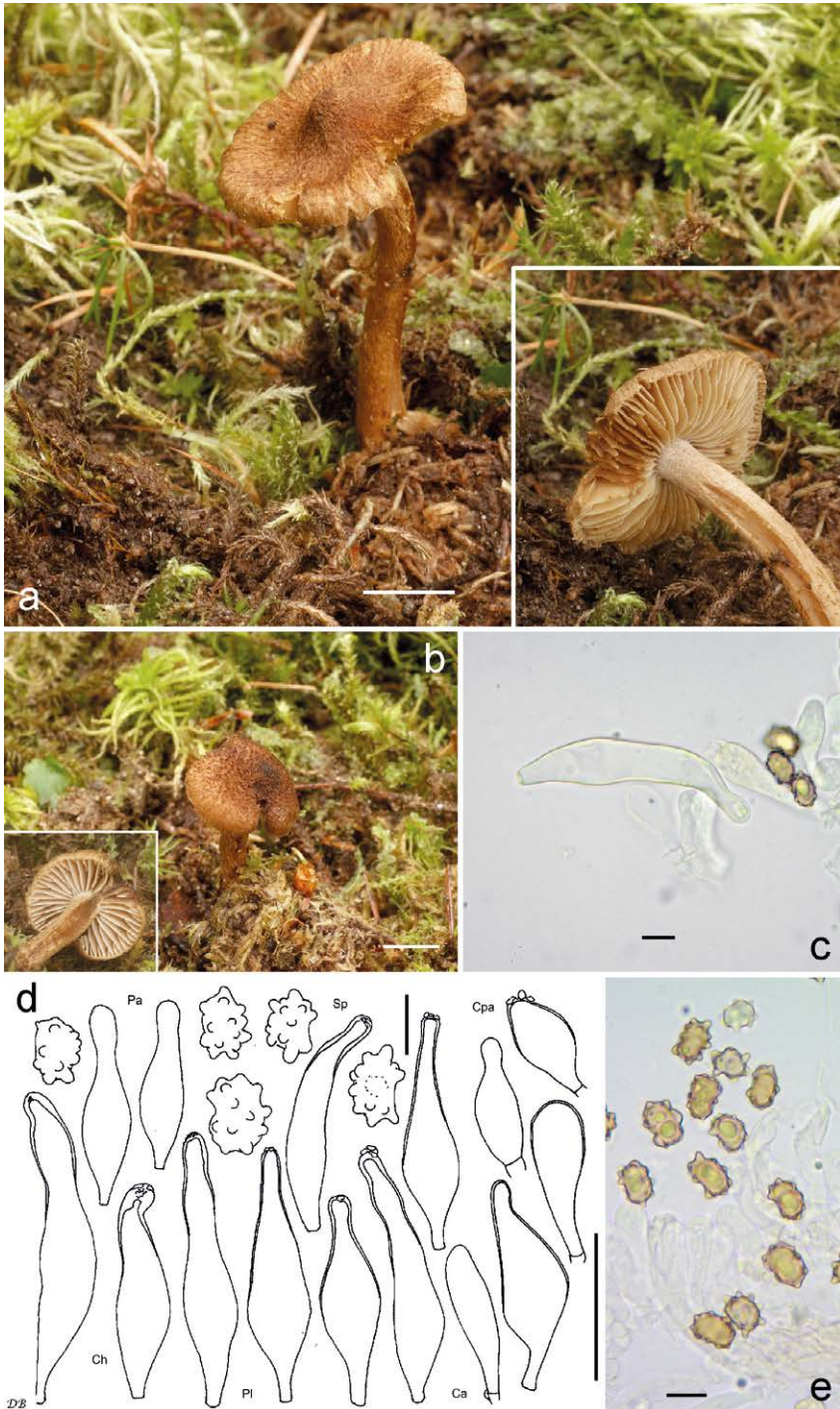
**Diagnosis:** *Inocybe timpetuana* has a squamulose to squarrose dark brown to blackish brown centre of pileus, large nodulose spores with strongly protruding nodules, measuring 9.3-14.1 µm (av. 11.6 µm) × 7.1-12.6 µm (av. 8.5 µm), large hymenial cystidia often with long neck, pleurocystidia measuring 46-115 µm (av. 70 µm) × 8-21 µm (av. 14 µm), and caulocystidia only near the apex of the stipe. This combination of

characters distinguishes *I. timpetuana* from all described species, including *I. lanuginosa* and *I. teraturgus*; ITS sequence data distinguish *I. timpetuana* from these and all other species for which ITS data are available.

## Beschreibung

**Hut** 10-30 mm breit, breit konvex bis ausgebreitet, ohne oder mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand erst schwach eingebogen, dann nach unten gebogen; keine Reste einer Velipellis festgestellt; Farbe verschiedene Schattierungen von braun, dunkelbraun oder umbrabraun (Mu 10YR 4/3-4/6, 3/3-3/6; 7.5YR 4/4-4/6, 3/3-3/6), bis zu schwärzlich braun in der Mitte; Oberfläche in der Hutmitte stark wollig bis mehr oder weniger sparrig mit aufgerichteten Fäserchen, auch wollig-schuppig oder warzig, zum Rand hin feinwollig bis angedrückt fibrillos oder angedrückt schuppig; junge Fruchtkörper mit undeutlichen Resten einer bräunlichen Cortina. **Lamellen** eher weit stehend (ca. 20-35, l = 1-3), dicklich, breit angewachsen bis ausgebuchtet angewachsen, flachbauchig bis bauchig; anfangs weißlich bis schmutzig weißlich, dann blass ockerlich mit graulicher Note; Schneide gezähnelte, weißlich. **Stiel** 35-100 × 2-5 mm, zylindrisch oder gebogen, Basis gleich breit, anfangs gänzlich mit groben bräunlichen Fasern bedeckt, später noch mit einzelnen Fäserchen oder glatt, bräunlich bis braun, am Apex beinahe weißlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, bräunlich im Stiel. **Geruch** schwach aromatisch. **Farbe des Exsikkats**: Hut dunkelbraun (Mu 10YR 3/3-3/6; 7.5YR 3/4), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

**Sporen** 9,3-11,6-14,1 µm (SD 1,0 µm) × 7,1-8,5-12,6 µm (SD 0,8 µm); Q = 1,0-1,4-1,7 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.); höckerig, mit ca. 12-16 stark vorragenden obtusen bis subakuten Höckern. **Basidien** 20-40 × 8-15 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 46-70-115 µm (SD 15 µm) × 8-14-21 µm (SD 3 µm); Q = 3,0-5,0-9,6 (SD 1,2) (n = 45 von 3 Koll.), (sub)lageniform, (sub)fusiform, auch (sub)utriform, meist mit langem Hals, nicht selten mit welligen Wänden, mit kurzem Fuß, Apex mit oder ohne Kristalle(n), Wände bis 1,5 (2,0) µm breit am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; generell nur sehr spärlich vorhanden. **Cheilozystiden** ähnlich in Größe und Form; vermischt mit zahlreichen oft gänzlich bräunlichen (sub)lageniformen, (sub)fusiformen, auch (sub)utriformen oder (sub)clavaten, oft mehr oder weniger kopfigen, dünnwandigen bis schwach dickwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der ungewöhnlich dickwandigen Epicutis, bestehend aus 4,5-12 µm breiten, kurzen, zumeist mit bräunlichem feinem bis grobem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 45-75 × 10-30 µm, (sub)zylindrisch, subfusiform oder subclavat, oft mehr oder weniger kopfig, Apex ohne Kristalle, dünnwandig oder Wände bis 0,5 µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit dünnwandigen farblosen hyphoiden und segmentierten Elementen. **Schnallen** überall vorhanden.



**Tafel 13** – *Inocybe timpetuana*: **a** Holotyp (SMNS-STU-F-0901560); **b** DB11-8-13-6; **c** Cheilozystide (SMNS-STU-F-0901560); **d** Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901560); **e** Sporen (SMNS-STU-F-0901560).

## Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von drei eigenen Funden aus Österreich aus einer geographisch eng begrenzten Region (Tamsweg). In der UNITE-Datenbank findet sich die Sequenz eines Fundes aus Norwegen (als „*I. teraturgus*“, UDB035848) und in GenBank die Sequenz einer Kollektion aus Schweden (als „*I. teraturgus*“, AM882789.2). Weitere Sequenzen und Funde sind nicht bekannt. Es scheint sich mithin um eine seltene Art zu handeln.

Weitere untersuchte Kollektionen:

**Österreich**, Salzburg, Tamsweg, Nähe Prebersee, 1450 m ü. NN, anmooriger Boden mit *Picea abies*, 11. Aug. 2013, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB11-8-13-6). – Salzburg, Tamsweg, ÖK25V 3230-Ost, 1510 m ü. NN, an nassem Nordhang, direkt an einem Bach mit *Picea abies*, 20. Sep. 2020, leg./det. D. Bandini (DB20-9-20-19).

**Wesentliche Charakteristika:** • in der Mitte sparrig aufschuppender, bis schwärzlich-brauner Hut; • große, stark höckerige Sporen; • große, oft langhalsige Hymenialzystiden; • hochmontanes, bzw. (sub)boreales, meist sehr feuchtes Habitat mit *Picea abies*.

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

- ***Inocybe casimirii*** Velen.: u.a. durch fehlende Pleurozystiden, kleinere Sporen und deutlich kürzere, meist halslose oder allenfalls kurzhalsige Cheilozystiden – vgl. VELENOVSKÝ (1920-1922), BOURSIER & KÜHNER (1928), STANGL (1989), BON (1998), MATHENY & KROPP (2001), KOBAYASHI (2002).
- ***Inocybe lanuginosa*** (Bull.) P. Kumm.: u.a. durch kleinere Sporen und erheblich kürzere, (sub)clavate bis (sub)globose, daher halslose Zystiden – vgl. BULLIARD (1788), KUMMER (1871), STANGL (1989), BON (1998), MATHENY & KROPP (2001).
- ***Inocybe longicystis*** G.F. Atk.: u.a. durch deutlich kleinere Sporen und im Durchschnitt breitere, halslose oder jedenfalls sehr kurzhalsige Hymenialzystiden – vgl. ATKINSON (1918), BOURSIER & KÜHNER (1928), GRUND & STUNTZ (1968), MATHENY & KROPP (2001).
- ***Inocybe parcecoacta*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch glattere Hutoberfläche, deutlich kleinere Sporen und im Durchschnitt breitere und kürzere Hymenialzystiden – vgl. GRUND & STUNTZ (1977).
- ***Inocybe prisca*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch erheblich kleinere Sporen mit bestenfalls kaum vorragenden Höckern und plumpe halslose Hymenialzystiden – siehe weiter oben.
- ***Inocybe pseudoteraturgus*** Vauras & Kokkonen: u.a. durch deutlich kleinere Sporen und höchstens kurzhalsige oft (sub)zylindrische Hymenialzystiden – vgl. KOKKONEN & VAURAS (2012).
- ***Inocybe relicina*** (Fr.) Quél.: u.a. durch vergleichsweise winzige Sporen mit nur

wenigen Höckern und kürzere Hymenialzystiden – vgl. FRIES (1821), QUÉLET (1873), BON (1998), FERRARI et al. (2014).

- ***Inocybe stellatospora*** (Peck) Masee: u.a. deutlich kleinere Sporen und im Durchschnitt breitere, halslose oder jedenfalls sehr kurzhalsige Hymenialzystiden – vgl. PECK (1873), MASSEE (1904), MATHENY & KROPP (2001).
- ***Inocybe teraturgus*** M.M. Moser: u.a. durch helleren und glatteren Hut, kleinere Sporen und deutlich kürzere und breitere Hymenialzystiden mit höchstens kurzem Hals – vgl. MOSER (1992), MATHENY & KROPP (2001).

**DNA-Sequenz:** Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. lanuginosa*, deren ITS eine Übereinstimmung allerdings von nur 93 % aufweist und *I. teraturgus* mit einer Übereinstimmung von lediglich 92 %.

**Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von:**  
*Inocybe lanuginosa*, *I. longicystis*, *I. parcecoacta*, *I. pseudoteraturgus*, *I. teraturgus*.

## Diskussion

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

Die BLAST-Untersuchungen zeigen, dass die hier beschriebenen Arten auch molekular deutlich unterschiedlich zu allen veröffentlichten sequenzierten und bekannten Arten sind. Die angegebenen Sequenzähnlichkeiten geben einen groben Überblick, wo sich die Arten in phylogenetischen Analysen in etwa einordnen würden.

Drei der veröffentlichten neuen Arten gehören zur Gattung *Inosperma*, drei zur Gattung *Pseudosperma* und sieben zur Gattung *Inocybe*. Etliche der hier neu beschriebenen Arten lassen sich gut in das Sektionsschema in den Schlüsseln 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. 2019a). Nicht immer finden sich dort gelistete Nachbararten auch phylogenetisch in derselben Sektion bzw. Untersektion (vgl. BANDINI et al. 2019a), daher werden im folgenden nicht alle Arten einer Sektion zugeordnet.

*Inosperma monastichum* ist der Sektion *Inosperma* der Gattung *Inosperma* zuzurechnen (hier erstmals erwähnter Sektionsname; ehemals *Inocybe*, Untergattung *Inosperma*, Sektion *Cervicolores*), in der u.a. auch *Is. cervicolor* und *Is. pisciodorum* enthalten sind. Sie wird bei BON (1997) u.a. durch deutlich riechende, oft rötende Fruchtkörper, bei denen der Stiel länger ist als der Durchmesser des Hutes, charakterisiert. Während *Is. monastichum* genetisch näher mit *Is. cervicolor* verwandt ist, ähnelt die Art makroskopisch eher *Is. pisciodorum*.

*Inosperma dodonae* und *Is. ismeneanum* würden nach dem Schema von Bon in die Sektion *Rimosae* (Fr.) Sacc. eingeordnet werden, in der auch *Is. maculatum* gelistet ist. Sie wird durch konische Hüte und faserig-streifige Hutoberfläche definiert. Inzwischen gehören allerdings viele Vertreter der ehemaligen Sektion *Rimosae* zur Gattung *Pseudosperma*. Die Artengruppe um *Is. maculatum* könnte man mithin als *Maculati* bezeichnen. Die *Maculati* bestehen in Europa u.a. aus *Inosperma cookei* (Bres.) Matheny & Esteve-Rav., *Is. dodonae*, *Is. fulvum* (Bon) Matheny & Esteve-Rav., *Is. ismeneanum*, *Is. maculatum* und *Is. quietiodor* (Bon) Matheny & Esteve-Rav.

Die drei Arten der Gattung *Pseudosperma*, *P. emberizanum*, *P. huginii* und *P. solare* wären der ehemaligen und früher weit gefassten Sektion *Rimosae* und hier der Subsektion *Rimosinae* zuzuordnen, in der Arten gelistet sind, deren Stiel unten nicht knollig verdickt ist. *Pseudosperma emberizanum* gehört gemäß moderner DNA-analytischer Einordnung in den deutlich abgrenzbaren Gracilissimum-Clade (nach der Leitart *Pseudosperma gracilissimum* (Matheny & Bougher) Matheny & Esteve-Rav.; vgl. MATHENY & KUDZMA 2019). *Pseudosperma emberizanum* ist somit nach *P. salentinum* der zweite beschriebene Vertreter dieses Clades in Europa (siehe CERVINI et al. 2020). Im Falle von *Pseudosperma huginii* ist die Clade-Zugehörigkeit noch etwas unklar, während *Pseudosperma solare* zur artenreichen Sektion *Pseudosperma* der Gattung *Pseudosperma* gehört (ehemals Sektion *Rimosae* pp., s. MATHENY et al. 2020).

Bei vier der Arten der Gattung *Inocybe* handelt es sich um Glattsporer. *Inocybe audens* und *I. dvaliniana* würden nach BON (1997) der Sektion *Tardae* Bon zugerechnet werden, in der Arten enthalten sind, die Caulozystiden nur oben am Stiel aufweisen. *Inocybe jucunda* und *I. pipilikae* könnten, ähnlich wie *I. furfurea*, gleichermaßen bei den *Tardae* wie bei den *Splendentes* R. Heim ex Singer eingeordnet werden, da ihr Stiel zwar gänzlich bereift ist, aber teilweise so spärlich in der unteren Hälfte, dass dies oft nur unter dem Mikroskop festzustellen ist.

Die drei höckersporigen Arten der Gattung *Inocybe*, *I. gandalfiana*, *I. prisca* und *I. timpetuana* gehören in die Sektion *Cortinatae* Kühner & Boursier, die im wesentlichen durch nur oben bereifte Stiele definiert ist.

Einige der hier beschriebenen Arten sind sicher sehr selten, das gilt vor allem für *I. prisca* und *I. timpetuana* und ebenso für *Pseudosperma huginii*. Ebenfalls nicht häufig dürften *P. emberizanum* und *P. solare* sein. *Inosperma dodonae* dürfte bislang für *Is. maculatum* und *Inosperma monastichum* für *Is. pisicodorum* gehalten worden sein, *Inocybe audens* dagegen für *I. queletii*.

## Danksagung

Wir bedanken uns für die Ausleihe, Vermittlung oder Überlassung von Typus-Belegen bei den Kuratoren F. Javier Rejos (AH), Kathie T. Hodge und Teresa Iturriaga (CUP), Philippe Clerc (G), Otto Miettinen (H), Michael Thalinger (IB/IBF), Angela Bond (K), Markus Scholler (KR), Régis Courtecuisse (LIP), Nicolien Sol (L), Dagmar Triebel

(M), Raffaella Trabucco (MCVE), Ondřej Koukol (PR), Jan Holec (PRM), Holger Thüs (STU) und Jukka Vauras (TUR-A).

Für die Überlassung oder Leihgaben von Typusbelegen bedankt sich die Erstautorin sehr herzlich bei Enrico Bizio (Venedig, Italien), Xavier Carteret (Chaville, Frankreich), Mario Cervini (Castronno, Italien), Gilles Corriol (Bagnères-de-Bigorre, Frankreich), Fernando Esteve-Raventós (Alcalá de Henares, Spanien), Erminio Ferrari (Verbania Suna, Italien), Patrick Reumaux (Paris, Frankreich) und Jukka Vauras (Turku, 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 Zusendung von Sequenzen möchten wir uns bei Ludwig Beenken (Birmensdorf, Schweiz), Helmut Bichler (München), Josef Christan (München), Matthias Dondl (München), Lothar Krieglsteiner (Spraitbach) und Øyvind Weholt (Fredrikstad, Norwegen). Martin Bemmann (Heidelberg) danken wir wie immer herzlich für vielfältige Hilfe.

Die molekularen Arbeiten wurden am Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart vorgenommen, z.T. im Rahmen von GBOL Fungi, gefördert vom deutschen Bundesministerium für Forschung und Bildung (BMBF) als Forschung für nachhaltige Entwicklung (FONA); [www.fona.de](http://www.fona.de) (Förderkennzeichen BMBF FKZ 01LI1501I).

## Literatur

- ALTSCHUL SF, GISH W, MILLER W, MYERS EW, LIPMAN DJ (1990) – Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology* **215**: 403-410.
- ATKINSON GF (1918) – Some new Species of *Inocybe*. *American Journal of Botany* **5**: 210-218.
- 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, OERTEL B (2015) – Risspilze der achten Bayerischen Mykologischen Tagung und Porträt von *Inocybe amicta* Vauras & Kokkonen, gefunden in Bayern. *Mycologia Bavarica* **16**: 53-69.
- BANDINI D, OERTEL B (2020) – Three new species of the genus *Pseudosperma* (*Inocybaceae*). *Czech Mycology* **72(2)**: 221-250.
- BANDINI D, OERTEL B, PLOCH S, ALI T, VAURAS J, SCHNEIDER A, SCHOLLER M, EBERHARDT U, THINES M (2019a) – 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, PLOCH S, THINES M (2019b) – *Inocybe heidelbergensis*, eine neue Risspilz-Art der Untergattung *Inocybe*. *Zeitschrift für Mykologie* **85(2)**: 195-213.
- 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**: 41-56.
- BON M (1992) – Quelques *inocybes* alpins au stage de mycologie des Arcs. Bulletin Trimestriel de la Fédération Mycologique Dauphiné-Savoie **32(126)**: 19-22.
- BON M (1997a) – Clé monographique du genre *Inocybe* (Fr.) Fr. (2ème partie). Documents Mycologiques **27(108)**: 1-77.
- BON M (1997b) – Flore mycologique du littoral – 7. Documents Mycologiques **21(81)**: 47-54.
- 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.
- BOUDIER E (1885) – Description de quelques espèces nouvelles de champignons basidiosporés. Bulletin de la Société Botanique de France **32**: 282-283.
- BOUDIER E (1917) – Dernières étincelles mycologiques. Bulletin de la Société mycologique de France **33**: 7-22.
- BOURSIER J, KÜHNER R (1928) – Notes sur le genre *Inocybe*. Bulletin de la Société mycologique de France **44**: 170-189.
- BRESADOLA G (1905) – Hymenomycetes novi vel minus cogniti. *Annales Mycologici* **3(2)**: 159-164.
- BRITZELMAYR M (1891) – Hymenomyceten aus Südbayern 10/VII, R. Friedländer & Sohn, Berlin.
- BULLIARD P (1788) – Herbar de la France. Collection complète des plantes indigènes de ce royaume; avec leurs détails anatomiques, leurs propriétés, et leurs usages en Médecine 8, Paris.
- BULLIARD P (1789) – Histoire des Champignons de la France. – Vol. 9, Leblanc Imprimeur, Paris.
- CARTERET X, REUMAUX P (2017) – Miettes sur les *Inocybes* (8e série). *Inocybes* jaunes ou jaunâtres. Bulletin de la Société Mycologique de France **131(1-2)**: 1-96.
- CERVINI M (2015) – *Inocybe chlorochroa*, una bella specie di recente creazione. *Rivista di Micologia* **58(1)**: 63-69.
- CERVINI M, BIZIO E, ALAVRADO P (2020) – Quattro nuove specie italiane del Genere *Pseudosperma* (Inocybaceae) con odore di miele. *Rivista di Micologia* **63(1)**: 3-36.
- CONSIGLIO G, FRANCHI P, MARCHETTI M (2014) – Studi sul genere *Inocybe*, prima parte, Specie interessanti dell' Erbario AMB 2. *Rivista di Micologia* **57(1)**: 9–57.
- CORRIOL G, GUINBERTEAU J (2013) – Un *Inocybe* nouveau des vallons atlantiques du sud-ouest de la France. *Errotari* **10**: 45-51.
- CROUS PW, WINGFIELD MJ, BURGESS TI et al. (2017) – Fungal Planet Description Sheets: 558-624. *Persoonia* **38**: 240-384.
- DONADINI JC, RIOUSSET L (1975) – *Inocybe pisciodora* Donadini et Rioussset sp. nov. Documents Mycologiques **5(20)**: 1-7.



- 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 (2003) – *Inocybe aurantiobrunnea* and *I. pseudoorbata*, two new mediterranean species found in the Iberian Peninsula. *Österreichische Zeitschrift für Pilzkunde* **12**: 89-100.
- FAN Y, BAU T (2013) – Two striking *Inocybe* species from Yunnan Province, China. *Mycotaxon* **123**(1): 169-181.
- FAN Y, BAU T (2020) – Two new smooth-spored species of *Inocybe* (Inocybaceae, Agaricales) from Gansu Province, northwestern China. *Mycosystema* **39**(9): 1694-1705.
- FAN Y, WU RH, BAU T (2018) – Two new species and eight newly recorded species of *Inocybe* subg. *Inocybe* from China. *Journal of Fungal Research* **16**(2): 70-83.
- FAVRE J (1955) – Les champignons supérieurs de la zone alpine du parc national Suisse, Ergebnisse der wissenschaftlichen Untersuchungen des schweizerischen Nationalparks [NF] 5, Liestal.
- FERRARI, E (2006) – *Inocybe* alpine e subalpina, *Fungi non Delineati* 34/35/36, 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.
- GRUND DW, STUNTZ DE (1968) – Nova Scotian *Inocybes*, I. *Mycologia* **60**: 406-425.
- GRUND DW, STUNTZ DE (1977) – Nova Scotian *Inocybes*, IV. *Mycologia* **69**: 392-408.
- GRUND DW, STUNTZ DE (1984) – Nova Scotian *Inocybes*, VIII. *Mycologia* **76**(4): 733-740.
- 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.
- 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 (1889) – *Symbolae ad mycologiam Fennicam*. XXIX. *Meddelanden af Societas pro Fauna et Flora Fennica* **16**: 84-106.
- KAUFFMAN CH (1918) – *The Agaricaceae of Michigan*, Wynkoop Hallenbeck Crawford Co., Lansing, MI.
- 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 de la Société Mycologique de France* **45**: 35-77.

- KRIEGLSTEINER GJ (1991) – Über neue, seltene, kritische Makromyzeten in Westdeutschland (ehemalige BR Deutschland, Mitteleuropa), XII, Röhrlinge und Blätterpilze. Beiträge zur Kenntnis der Pilze Mitteleuropas **7**: 61-79.
- KROPP BR, MATHENY PB, HUTCHISON LJ (2013) – *Inocybe* section *Rimosae* in Utah: phylogenetic affinities and new species. *Mycologia* **105**(3): 728-747.
- KROPP BR, MATHENY PB, NANAGYULYAN SG (2010) – Phylogenetic Taxonomy of the *Inocybe splendens* group and evolution of supersection “*Marginatae*”. *Mycologia* **102**(3): 560-573.
- KÜHNER R (1955) – *Inocybes* léiosporés cystidiés, espèces nouvelles ou critiques. Bulletin de la Société des naturalistes d'Oyonnax 9, Mémoire hors-série 1 [reprint: Kühner R, ROMAGNESI H (1977) – Compléments à la „Flore analytique“. Cramer, Vaduz: 185-277].
- KÜHNER R (1956) – Compléments à la ‘Flore analytique’. VI. *Inocybe* goniosporés et *Inocybe* acystidiés. Espèces nouvelles ou critique. Bulletin de la Société Mycologique de France **71**(3): 169-201.
- KÜHNER R (1988) – Diagnoses de quelques nouveaux *Inocybes* récoltés en zone alpine de la Vanoise (Alpes françaises). Documents Mycologiques **19**(74): 1-27.
- 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 & pl 1-3.
- LARSSON E (2019) – *Inocybe* in the nordic countries (unpublished).
- 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.
- MALENÇON G, BERTAULT R (1970) – Flore des champignons supérieurs du Maroc. – Vol. **1**, Faculté des Sciences, Rabat.
- MARCHETTI M, FRANCHI P, CONSIGLIO G (2014) – Tipificazione 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, AIME MC, BOUGHER NL, BUYCK B, DESJARDIN DE, HORAK E, KROPP BR, LODGE DJ, SOYTONG K, TRAPPE JM, HIBBETT DS (2009) – Out of the Palaeotropics? Historical biogeography and diversification of the cosmopolitan ectomycorrhizal mushroom family Inocybaceae. *Journal of Biogeography* **36**: 577-592.
- MATHENY PB, HOBBS AM (2018) – Type studies of Agaricales, the Stuntz *Inocybe* collection (unpublished).
- 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, KUDZMA LV (2019) – New species of *Inocybe* (Inocybaceae) from eastern North America 1. *The Journal of the Torrey Botanical Society* **146**(3): 213-235.
- MATHENY PB, SWENIE RA (2017) – Type studies of Agaricales: the Stuntz *Inocybe* collection (unpublished).
- MATHENY PB, WOLFENBARGER A (2019) – Type studies of Agaricales (unpublished).
- MÉTROD G (1956) – Les *inocybes* leiosporés à cystides courtes. *Bulletin Trimestriel de la Société Mycologique de France* **72**(2): 122-131.
- MOËNNE-LOCCOZ P, POIRIER J, REUMAUX P (1990) – *Inocybes* critiquables et critiqués. *Fungorum Rariorum Icones Coloratae* **19**: 1-55.
- 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, BENGTTSSON-PALME J, JEPPESEN TS, SCHIGEL D, KENNEDY P, PICARD K, GLÖCKNER FO, TEDERSOO L, SAAR I, KÖLJALG 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.
- PECK CH (1873) – Descriptions of New Species of Fungi. *Bulletin of the Buffalo Society of Natural Sciences* **1**: 41-72.
- PERSON CH (1801) – Synopsis methodica fungorum, pars secunda. Dieterich, Gottingae.
- POIRIER J (2002) – Notes sur le genre *Inocybe* – 1. *Documents Mycologiques* **31**(124): 3-13.
- QUÉLET L (1872) – Les Champignons du Jura et des Vosges. *Mémoires de la Société d'Émulation de Montbéliard*. ser. **2**(5): 43-332.
- QUÉLET L (1873) – Les champignons du Jura et des Vosges. Ite Partie. *Mémoires de la Société d'Émulation de Montbéliard* **5**: 333-427.
- QUÉLET L (1884) – Quelques espèces critiques ou nouvelles de la Flore Mycologique de France. *Comptes Rendus de l'Association Française pour l'Avancement des Sciences* **12**: 498-512.
- RYBERG M, NILSSON RH, KRISTIANSOON E, TOPEL M, JACOBSSON S, LARSSON E (2008) – Mining metadata from unidentified ITS sequences in GenBank: a case study in *Inocybe* (Basidiomycota). *BMC Evolutionary Biology* **8**: 50.
- SACCARDO PA (1887) – Sylloge fungorum, Vol V – Typis seminarii, Patavii.
- SINGER R (1947) – Champignons de la Catalogne. Espèces observées en 1934. *Collectanea Botanica* **1**(3): 199-246.
- SMITH AH, STUNTZ DE (1950) – New or noteworthy Fungi from Mt. Ranier National Park. *Mycologia* **42**: 80-134.
- 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, VESELSKÝ J (1974) – Fünfter Beitrag zur Kenntnis der selteneren *Inocybe*-Arten. *Česká Mykologie* **28**: 195-218 & pl 86.
- STANGL J, VESELSKÝ J (1976) – *Inocybe abietis* Kühner und irgend welche der nächst Verwandten (Beiträge zur Kenntnis seltenerer Inocyben Nr. 7). *Česká Mykologie* **30(2)**: 65-80 & pl 90.
- STUNTZ DE (1954) – Studies on the genus *Inocybe*. II. New and Noteworthy Species from Michigan. *Papers of the Michigan Academy of Sciences* **39**: 53-84.
- VAURAS J, LARSSON E (2012) - A new species in *Mallocybe* (Inocybaceae) described from boreal forest in Scandinavia (unpublished).
- VELENOVSKÝ J (1920-1922) – *České Houby*, Díl 1-5, *České Botanické Společnosti*, Praha.
- YU W-J, CHANG C, QIN L-W, ZENG N-K, WANG S-X, FAN Y-G (2020) – *Pseudosperma citrinostipes* (Inocybaceae), a new species associated with *Keteleeria* from southwestern China. *Phytotaxa* **450(1)**: 8–16; DOI: <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.450.1.2>.

# Beiträge zur Familie Psathyrellaceae III: *Britzelmayria multipedata*, *Psathyrella psammophila* (= *P. obtusata* s.l.), *Psathyrella rostellata*

MATTHIAS DONDL<sup>1</sup>, JOSEF CHRISTAN<sup>2</sup>, ALFRED HUSSONG<sup>3</sup>

DONDL M, CHRISTAN J, HUSSONG A (2021) – Contribution to the family Psathyrellaceae III: *Britzelmayria multipedata*, *Psathyrella psammophila* (= *P. obtusata* s.l.), *Psathyrella rostellata*. Mycol. Bav. 21: 99-129.

**Key words:** Basidiomycota, Agaricales, Psathyrellaceae, *Britzelmayria*, *Psathyrella*, *Britzelmayria multipedata*, *Psathyrella angusticystis*, *Psathyrella psammophila*, *Psathyrella obtusata* s.l., *Psathyrella rostellata*, ITS-based determination, Bavaria.

**Summary:** *Britzelmayria multipedata*, *Psathyrella psammophila* and *Psathyrella rostellata*, three species of the family of the Psathyrellaceae, are described in detail macro- and microscopically. Their ecological demands and the current distribution in Bavaria are discussed. The determination as *Psathyrella psammophila* is confirmed by comparison with the type sequences of *Psathyrella angusticystis* and *P. psammophila*. The identity with *Psathyrella angusticystis* is confirmed. Since the species conception of *Psathyrella obtusata* has not been clarified due to a lack of typification and more than one taxon can be hidden under this name in the broader sense, the name *Psathyrella psammophila* is used for the presented Bavarian collections of *Psathyrella obtusata* s.l.

**Zusammenfassung:** Es werden *Britzelmayria multipedata*, *Psathyrella psammophila* and *Psathyrella rostellata*, drei Vertreter aus der Familie der Psathyrellaceae, ausführlich makro- und mikroskopisch beschrieben ihre ökologischen Ansprüche und die derzeitige Verbreitung in Bayern diskutiert. Die Bestimmung als *Psathyrella psammophila* wurde durch Sequenzierung und einem Vergleich mit den ITS-Sequenzen der Typen von *Psathyrella angusticystis* und *P. psammophila* belegt. Hierbei wird die Synonymie mit *P. angusticystis* molekulargenetisch bestätigt. Da die Artauffassung von *Psathyrella obtusata* mangels Typisierung nicht geklärt ist und sich unter diesem Namen im weiteren Sinn mehr als ein Taxon verbergen kann, wird der Name *Psathyrella psammophila* für die hier vorgestellten, bayerischen Aufsammlungen von *Psathyrella obtusata* s.l. verwendet.

## Einleitung

Durch die genetische Arbeit von WÄCHTER & MELZER (2020), in der 7 Gattungen und 30 Sektionen neu beschrieben, sowie eine Sektion emendiert wurden, bietet es sich an, die neu kombinierte Art *Britzelmayria multipedata* an dieser Stelle zu beschreiben. Eine dieser neuen Gattungen, *Britzelmayria* Wächter & A. Melzer, beinhaltet derzeit zwei Arten. Einmal die Typusart *Britzelmayria supernula* (Britzelm.) Wächter & A. Melzer, die von CHRISTAN et al. (2017) unter dem alten Namen *Psathyrella supernula* (Britz.) Örstadius & Enderle ausführlich beschrieben wurde. Bei der zweiten handelt

**Anschriften der Autoren:** <sup>1</sup>Lipowskystr. 12a, 81373 München, matthias.dondl@pilzemuennen.de.; <sup>2</sup>Wiesbachhornstraße 8, 81825 München, E-Mail: josef-maria.christan@posteo.de.; <sup>3</sup>Mülleräcker 16, 84100 Niederaichbach, hussong@pilze-bayern.de.

es sich um *Britzelmayria multipedata* (Peck) Wächter & A. Melzer, eine geläufige, büschelig wachsende Art, die vormals unter dem Namen *Psathyrella multipedata* (Peck) A. H. Sm. bekannt war und häufig gefunden wurde. Auf Grund ihres neuen Gattungsnamens soll *Britzelmayria multipedata* hier dargestellt werden.

Mit *Psathyrella psammophila* und *Psathyrella rostellata* werden zwei weitere Psathyrellen beschrieben. Erstere mit kleinen, glockigen Fruchtkörpern und relativ hellen Lamellen sowie mit voluminösen Parazystiden versehener Lamellenschneide. Die zweite, *P. rostellata*, ist unter anderem durch ein deutliches Velum und häufig geschnäbelte, unterhalb des Apex schwach dickwandige Pleurozystiden gekennzeichnet.

## Material und Methoden

Die einzelnen Funde wurden in den Beiträgen der verantwortlichen Autoren jeweils mit den gängigen Funddaten aufgelistet. Die makroskopischen Aufnahmen wurden mit handelsüblichen digitalen Spiegelreflexkameras (DSLR), bzw. spiegellosen Systemkameras unterschiedlicher Hersteller vorgenommen. Mikroaufnahmen wurden ebenfalls mit Digitalkameras erstellt. Die Mikrozeichnungen wurden per Hand auf Millimeterpapier entworfen und anschließend digitalisiert.

Mikroskopische Untersuchungen an Frischmaterial sowie Herbarmaterial wurden mit handelsüblichen Mikroskopen (Zeiss Axio Lab A1) und kalibrierten Maßeinheiten vorgenommen. Als Präparierlösung wurden Ammoniak 10 %, KOH 3-5 %, Leitungswasser oder GSM nach H. Clémençon (Glycerol - Sodium hydroxide - Ethylene glycol monomethyl ether) angewendet, die Parameter wurden einheitlich in KOH 3-5 % oder GSM ermittelt. Ein Vergleich der Messungen von KOH und GSM ergaben keine Unterschiede. Bei einzelnen Beiträgen können Abweichungen vorkommen, diese werden dann im Text erwähnt.

Die Sporenparameter lesen sich wie folgt: [(5) n = 120] 8-12 x (4-) 4,5-6  $\mu$ m, Lm = 10,2  $\mu$ m, Bm = 5,3  $\mu$ m; Quotient 1,8-2,3, Qm = 2,0. Das bedeutet, es wurden 5 verschiedene Funde untersucht und dabei 120 Sporen vermessen. Das Gesamtsporenmaß ist ein  $\pm$  subjektiver Wert, der von den gemessenen Sporen abgeleitet wird. Diese Parameter der Sporengrößen werden über Messokular oder per Software gemessen und bei den Beschreibungen auf 0,5  $\mu$ m gerundet. Die Angaben zu den Mittelwerten der Längen (Lm), Breiten (Bm) und des Quotienten (Qm) wurden mit Excel berechnet.

Bei den Beschreibungen der Lamellenschneiden erscheinen in der Literatur unterschiedliche Bezeichnungen der Zystiden. Meist handelt es sich dabei um zwei Formen von Zystiden, welche z.B. von KITS v. WAVEREN (1985) als Cheilozystiden bzw. als sphaeropedunculate und clavate Zellen beschrieben werden. ÖRSTADIUS et al. (2015) berichteten von zwei Cheilozystidentypen – Typ A: ähnlich den Pleurozystiden und Typ B: clavate, ellipsoid bis sphaeropedunculat – was im Prinzip der Beschreibung von Kits v. Waveren entspricht. MELZER (2018) schreibt von Cheilozystiden sowie clavaten und sphaeropedunculaten Marginalzellen bzw. Parazystiden. LUDWIG (2007b) erwähnt neben den Cheilozystiden nur Parazystiden. Für eine einheitliche Schreibweise der sphaeropedunculaten und clavaten Zellen, der Marginalzellen, bzw. der Parazystiden, einigten sich die Autoren auf die Bezeichnung „Parazystiden“.

## Beschreibungen

**Familie Psathyrellaceae (2001)**, in Taxon 50(1): 226

### ***Britzelmayria* Wächter & A. Melzer 2020**

**Etymologie:** Benannt nach dem deutschen Mykologen Max Britzelmayr.

**Typusart:** *Britzelmayria supernula* (Britzelm.) Wächter & A. Melzer (2020).

### ***Britzelmayria multipedata* (Peck) Wächter & A. Melzer 2020**

- ≡ *Psathyra multipedata* Peck 1905 in Bulletin of the Torrey Botanical Club 32: 80
- ≡ *Atylospora multipedata* (as „Atylospora“) (Peck) Murrill 1922 in Mycologia 14(5): 265
- ≡ *Drosophila multipedata* (Peck) Kühner & Romagn. 1953 in Fl. anal. Champ. sup.: 360 (inval.)
- ≡ *Psathyrella multipedata* (Peck) A. H. Sm. 1941 in Contr. Univ. Mich. Herb. 5: 33
- = *Psathyra multissima* Imai 1938 in J. Fac. Agric. Hokkaido Univ. 43: 293 (fide KITS VAN WAVEREN 1985)
- = *Psathyra fasciculata* Velen. 1939 in Novit. mycol. 1: 156 (fide KITS VAN WAVEREN 1985)
- = *Psathyra stipatissima* J.E. Lange 1926 in Medd. Foren. Svampekundsk. Fremme 1: 1 (fide SMITH 1972)
- = *Psathyrella multipedata* f. *annulata* Hagara 2014 in Czech Mycology 66(1): 102-104

## **Büscheliger Mürbling**

**Abb. 1-12**

Die Wuchsform ist meist dicht gedrängt, büschelig, aus bis über 100 Fruchtkörpern bestehend, welche aus einer gemeinsamen Basis entstehen. Manchmal auch in kleineren Gruppen bis fast vereinzelt (s. DONDL 2014) vorkommend.

**Hut** bis ca. 3,2 cm im Durchmesser, halbrund, glockenförmig bis kegelig, jung rotbraun bis gelbbraun, später creme, beige bis gelblich braun, zur Mitte hin intensiver gefärbt, im Alter ± aufschirmend bis verflachend, dunkelbraun bis schwarzbraun, glatt, glänzend, hygrophan, dünnfleischig und sehr zerbrechlich; Velum als feine Fasern an jungen Huträndern (Abb. 5) zu sehen. **Stiel** bis 13 x 0,5 cm, ± gleichmäßig dick (zylindrisch), innen hohl; weiß bis cremeweiß, oben bereift, nach unten hin auf ganzer Länge glatt bis schwach längsfaserig, im unteren Teil häufig mit einer schwachen „Ringzone“ versehen (Abb. 3, 5), danach deutlich faserig mit breiter Basis, auslaufend in eine gemeinsame Pfahlwurzel (Pseudorhiza). **Lamellen** eng stehend, untermischt, aufsteigend breit angewachsen, dünn, zunächst beige-grau bis graubraun, in der Reife bis schwarzbraun, Lamellenschneide weiß gezahnt. **Fleisch** dünn, hell ockerlich bis creme. **Geruch** unbedeutend.

**Sporen** [(5) n = 151] 6-10 (-10,5) x 3,5-5 µm; Quotient: 1,6-2,1 (-2,5), Lm = 7,8 µm, Bm = 4,2 µm; Qm = 1,9; glatt, ellipsoid bis lang ellipsoid, z. T. bohnenförmig (phaseo-lyform), ventral manchmal etwas triangulär, mit mäßigem Keimporus 1,0-1,8 µm, in



**Abb. 1** – *Britzelmayria multipedata* Standort an Steintreppe, in einer Spalte zwischen zwei Steinplatten gewachsen, Herb. JC Nr. 2607. Foto: H. OSTROW



**Abb. 2** – *Britzelmayria multipedata* an Steintreppe, in einer Spalte zwischen zwei Steinplatten gewachsen, dadurch konnte die Pseudorhiza nicht entnommen werden, Herb. JC Nr. 2607. Foto: H. OSTROW





**Abb. 3** – *Britzelmayria multipedata*, Wuchsort nahe Waldweg auf sandigem Boden, Herb. JC Nr. 2625. Foto: J. CHRISTAN



**Abb. 4** – *Britzelmayria multipedata*, Wuchsort Parkgelände auf offener Wiese, Herb. JC Nr. 2667.

Foto: J. CHRISTAN

**Abb. 5** – *Britzelmayria multipedata*, Wuchsort Parkgelände, junge Fruchtkörper, Herb. JC Nr. 2667.

Foto: J. CHRISTAN



GSM braun bis gelblichbraun, in Ammoniak etwas rötlichbraun. **Basidien** 4-sporig, 20-25 x 6-9 µm. **Cheilozystiden** 35-70 x 6-12 µm, lageniform bis fusiform mit häufig welligem Hals, sehr zahlreich, gedrängt; bei frischen Fruchtkörpern in Ammoniak (NH<sub>4</sub>OH) mit deutlichen grünen Tropfen, diese auch als blasiges Exudat (Abb. 8, 10) zwischen den Cheilozystiden. **Parazystiden** 6-10 µm im Ø, mäßig bis selten, keulig, blasig bis kugelig. **Pleurozystiden** 35-65 x 9-13 µm, selten und häufig fehlend, d.h. nach mehreren Proben wurden bei einer Kollektion keine Pleurozystiden gefunden. **Huthaut** hymeniderm. **Lamellentrama** farblos bis gelblich, ohne Pigmentanlagerungen; Wände bis ca. 0,5 µm. **Schnallen** vorhanden.

**Habitat:** Am Boden (terricol) mit sandigen bis lehmigen, meist kalkhaltigem Untergrund; auf Wiesen, in Parkanlagen und Wäldern nahe Wegrändern; bisweilen auch auf Holz bzw. Holzresten.

### Kurzcharakteristik

Charakteristisch büschelig, mit manchmal bis über 100 dicht gedrängten Fruchtkörpern, diese aus einer gemeinsamen Pseudorhiza wachsend. Cheilozystiden meist wellig lageniform, vor allem bei frischen Kollektionen mit deutlichen, in Ammoniak (NH<sub>4</sub>OH) grün bis blaugrün gefärbten Tropfen oder dickem blasigen Exudat versehen. Pleurozystiden selten bis fehlend. Sporen von 6-10 (-10,5) x 3,5-5 µm.

### Untersuchte Kollektionen

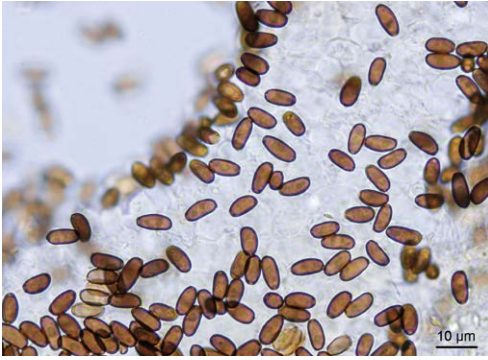
TK 5732/314; Deutschland, Bayern, Landkreis Coburg, Gemeinde Grub a. Forst, Gasthof „Zum Rennerwald“; im Treppenaufgang vom Garten aus, zwischen Steinplatten; 323 m ü. NN; 13.10.2019; leg. J. Christan, H. Ostrow, J. Giese, det. H. Ostrow, J. Christan; Herb. JC Nr. 2607.

TK 6024/142; Deutschland, Bayern, Landkreis Main-Spessart, Gemeinde Karlstadt, Lange Lage; thermophiler Laubwald mit Buchen, Eichen u.a.; auf Muschelkalk, basisch; an sandigem Wegrand mit Holzabfällen und Kräutern; 297 m ü. NN; 01.11.2019; leg. R. Grünert, det. J. Christan; Herb. JC Nr. 2625.

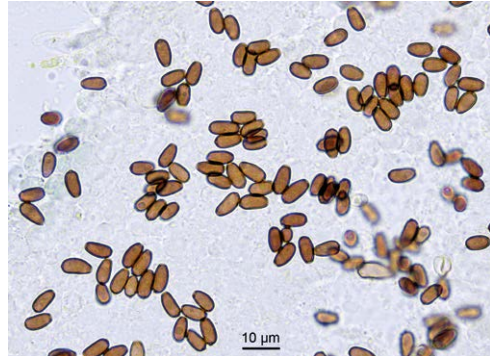
TK 7439/143; Deutschland, Bayern, Landkreis Landshut, Gemeinde Landshut, Lurzenhof, „Wiese des ehemaligen Vereinsheims Hundeverein Landshut“, Wiese mit Gräsern, Kräutern und Moosen, im Boden, 383 m ü. NN; 21.10.2020; leg. J. Christan, A. Hussong, det. J. Christan, A. Hussong; Herb. JC Nr. 2716.

TK 7835/23; Deutschland, Bayern, Landkreis München, Gemeinde München, Hirschau, Parkgelände, auf offener Wiese, 500 m ü. NN; 19.11.1986; leg. et det. A. Einhellinger; Herb. JC Nr. 2667.

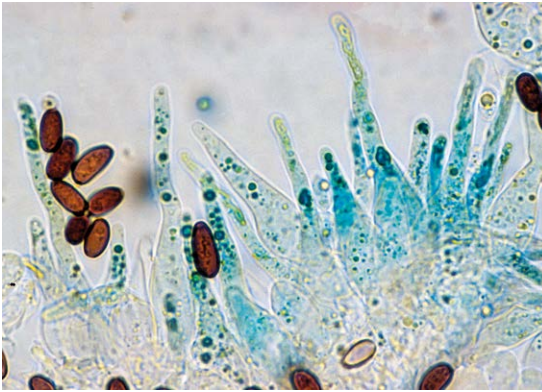
TK 7933/113; Deutschland, Bayern, Landkreis Starnberg, Gem. Inning am Ammersee, nahe Etterschlag, Martinsberg, Wegrand direkt am Waldrand (Auwald) mit stellenweise Holz- und Streuresten, 595 m ü. NN; 13.10.2016; leg. J. Christan, M. Dondl, det. J. Christan; Herb. JC Nr. 2315.



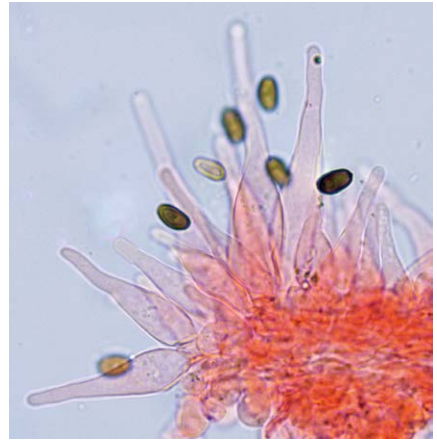
**Abb. 6** – *Britzelmayria multipedata*, Sporen in GSM, Herb. JC Nr. 2315. Foto: J. CHRISTAN



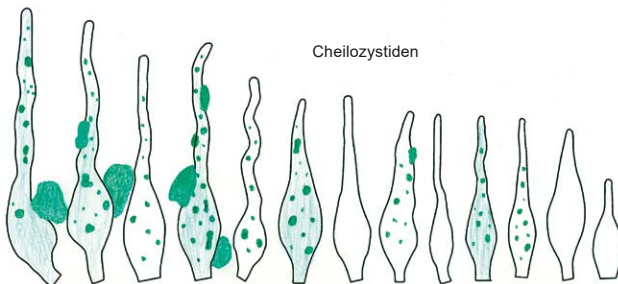
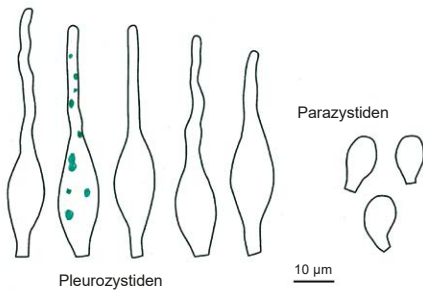
**Abb. 7** – *Britzelmayria multipedata*, Sporen in GSM, Herb. JC Nr. 2625. Foto: J. CHRISTAN



**Abb. 8** – *Britzelmayria multipedata*, Cheilozystiden in  $\text{NH}_4\text{OH}$ , Herb. JC Nr. 2667. Foto: J. CHRISTAN



**Abb. 9** – *Britzelmayria multipedata*, Cheilozystiden in Kongorot/Ammoniak, Herb. JC Nr. 2607. Foto: J. CHRISTAN



**Abb. 10** – *Britzelmayria multipedata*, Zystiden. Zeichnung: J. CHRISTAN

## Diskussion

*Britzelmayria multipedata*, eine nicht seltene, durch ihren büscheligen Wuchs gut anzusprechende Art, wurde zunächst von PECK (1905) als *Psathyra multipedata* Peck beschrieben, um dann von SMITH (1941) in die Gattung *Psathyrella* als *Psathyrella multipedata* integriert zu werden. Zudem fügte er (SMITH 1972) *Psathyra stipatissima* Lange als Synonym hinzu. Die spätere Abbildung von LANGE (1939: Tafel 153 fig. E) zeigt den für diese Art typischen Wuchs (Abb. 11). WÄCHTER & MELZER (2020) haben durch umfassende genetische Untersuchungen die neue Gattung *Britzelmayria* geschaffen und nun die Art zu *B. multipedata* umkombiniert.

KITS VAN WAVEREN (1985) stellt zudem *Psathyra multissima* Imai und *Psathyra fasciculata* Velen. in die Liste der Synonyme. IMAI (1938: 293) berichtete vordem, dass seine *Psathyra multissima* der *P. stipatissima* ähnelt, wobei er eine Sporengröße von 7-9 x 3,5-5 µm angibt. HONGO (1952) ändert den Namen zu *Psathyrella multissima* (Imai) Hongo und beschreibt später (HONGO 1966) einen neuen Fund. Er erwähnt die Ähnlichkeit zu *P. multipedata*, bemerkt dabei die etwas größeren Sporen mit 7,5-8,5 x 4-4,5 µm, als Unterschied zu *P. multipedata*. Betrachtet man jedoch die Zeichnungen der Cheilo- wie Pleurozystiden bei HONGO (1966: 8, Fig. 2 f, g), so weichen vor allem die Cheilozystiden durch ihre gedrungenen Formen deutlich von den uns bekannten Kollektionen ab. Eine blaugrüne Reaktion der Zystiden mit Ammoniak wurde nicht angegeben, bzw. wurde dies vermutlich nicht geprüft. Eine Untersuchung und ein Vergleich mit den japanischen Kollektionen wäre zu empfehlen. Ebenso sollte die zweite, von Kits van Waveren synonymisierte Art *P. fasciculata*, überprüft werden. ENDERLE (2000) schreibt dazu „Es kann durchaus sein, dass sich hinter Velenovskys *Psathyra fasciculata*, die KITS VAN WAVEREN (1985) in die Synonymie stellt, *P. piluliformis* verbirgt, da die von Velenovsky angegebenen Sporen (4-5 µm lang) besser zu dieser Art passen.“

Als Verwechslungsmöglichkeiten werden von verschiedenen Autoren angegeben: ENDERLE (2000): *Psathyrella ophirensis* A.H. Sm. und *P. piluliformis*; LUDWIG (2007b): *P. pannucioides* (J.E. Lange) M.M. Moser non A. H. Sm. [= *Coprinopsis pannucioides* (J.E. Lange) Ösrtadius & E. Larss] und *P. microrhiza* f. *connata* (Kits van Waveren) E. Ludwig. MUÑOZ & CABALLERO (2013) stellen neben *Psathyrella piluliformis* (Bull. : Fr.) P.D. Orton noch *Psathyrella olympiana* forma *caespitosa* Kits van Waveren hinzu, desgleichen bei DESCHUYTENEER (Koll. 2016).



Abb. 11 – Tafel 153 fig. E (als *Psathyra stipatissima*) LANGE (1939)

Bei *B. multipedata* scheint die Sporenlänge etwas variabel zu sein (s.a. oben). So haben bei den fünf eigenen untersuchten Kollektionen zwei Kollektionen einen Längenmittelwert von 7,2 µm und 7,3 µm, sowie drei Kollektionen mit 8,2 µm, 8,3 µm und 8,6 µm (Abb. 12). Dies scheint zunächst fraglich zu sein. Bei einem Vergleich mit verschiedenen Literaturangaben (Tab.1) relativiert sich die Sporenlänge wieder.

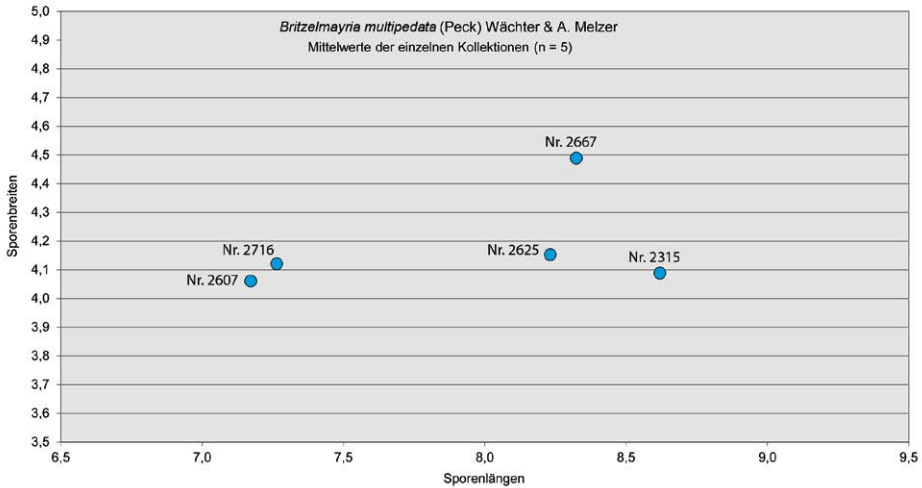


Abb. 12 – Mittelwerte der 5 eigenen Kollektionen, siehe auch Tab. 1.

Tab. 1: Vergleich der Sporengößen nach Literaturangaben.

PECK (1905)	6-8 x 4-5 µm
SMITH (1972)	(6,5-) 7-9 x (3-) 3,5-4,5 µm
KITS VAN WAVEREN (1985)	(6,5-) 7-8 (-9) x 3,5-4,5 µm
ENDERLE (2000)	(6,5-) 7-8 (8,7) x 3,9-4,4 µm
LABBÉ (2002)	(6,5-) 7-10 x (3-) 3,5-4,5 µm
CONSIGLIO (2005)	7-9 x 4-4,5 µm
LUDWIG (2007b)	(6,5-) 7-8 (8,5) x (3,5-) 4-5 µm
ÖRSTADIUS (2008)	6,5-9 x 4-5 µm
DIETRICH (2010)	(6-) 6,5-9 (-9,5) x 3,8-4,5 (-4,8) µm
MUÑOZ & CABALLERO (2013)	6,38-7,00-7,62 x 3,76-4,14-4,52 µm
HAGARA (2014) f. <i>annulata</i>	6,5-7,3 x 4,4-4,8 µm
DONDL (2014)	8,1-9 x 4,3-4,8 µm
DONDL (2020)	7,3-8,4 x 4,1-4,4 µm
DESCHUYTENEER (2020 Koll. 2016)	(6,9-) 7,2-8,6 (-9,2) x (3,5-) 3,9-4,5 (-4,7) µm
MARQUA (2021)	6,9-7,6-8,2 (-8,3) x 3,4-3,9-4,3 µm
CHRISTAN & HUSSONG (diese Studie)	6-10 x 3,5-5 µm
Herb. Nr. 2315	(7-) 7,5-10 (-10,5) x 3,5-4,5 µm, Lm = 8,6 µm
Herb. Nr. 2607	6-8 x (3,5-) 3,8-4,5 (-4,8) µm, Lm = 7,2 µm
Herb. Nr. 2625	7-9 (-10) x (3,5-) 3,8-4,5 (-5) µm, Lm = 8,2 µm
Herb. Nr. 2667	7-10 (-10,2) x (3,8-) 4-5 µm, Lm = 8,3 µm
Herb. Nr. 2716	6-9 x (3,5-) 3,8-5 µm, Lm = 7,3 µm

Die Frage nach einem Stielring stellt sich eingehender, seit HAGARA (2014) *P. multipedata* f. *annulata* Hagara beschrieben hat, indem er das Vorhandensein eines schmalen Rings als bedeutend genug anerkennt. Er schreibt auch, „... *The typical form, Psathyrella multipedata* f. *multipedata* is characterised by a poorly developed velum, when it connects the pileus margin with the stipe forming a cobweb ...“. „... *Only rarely the velum may be rich, forming a typical annulus being present only in young basidiocarps and disappearing during maturing. ...*“ Die Frage taucht dabei auf, ab wann ein richtiger Ring zu sehen ist und ab wann es ein kaum entwickeltes Velum ist. Die eigenen Kollektionen zeigten eine große Variabilität hinsichtlich des Velums am Stiel, von rudimentär-fibrillären Ansätzen über einer ± deutlichen ringförmigen Verdickungen am unteren Stiel (Abb. 3), bis hin zu einer ausgeprägten Ringbildung mit faserigem Hutrand (Abb. 5). Auch in den Literaturangaben sind unterschiedliche Ansätze zu sehen. So zeigen z.B. die Abbildungen bei DESCHUYTENEER (Homepage S. 5) eine ansatzweise Ringbildung an den unteren Stielen, und LUDWIG (2007b) schreibt von „... *nur sehr jung als spärliche Flöckchen oder Fasern am Hutrand erkennbar ...*“ und „... *basal mit sparrig beflockter Zone (bisw. wenig auffallend). ...*“ Aufgrund der beobachteten fließenden Übergänge sehen wir keinen Grund, Kollektionen mit einem erkennbaren Stielring selbst auf der Stufe einer forma abzutrennen.

Beim Schlüsseln in GRÖGER (2014), ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2012) und ÖRSTADIUS et al. (2015) wird die Art logischerweise noch unter *Psathyrella* geführt. Arbeitet man mit den Schlüsseln, so taucht bei GRÖGER (2014) ein Problem auf. Gleich am Anfang unter E, bzw. E\*, ist die Fragestellung, ob Pleurozystiden ausgebildet sind oder nicht. Stellt man die Anwesenheit von Pleurozystiden fest, so geht der Schlüsselweg über E\* weiter und man kommt leicht und schnell zum Ergebnis als *Psathyrella multipedata*. Findet man aber keine Pleurozystiden – was nicht selten vorkommt – so kommt man bei diesem Schlüssel über den Schlüsselweg E zu keinem passendem Ergebnis mehr. Anders bei ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2012). Hier kommt man über den Sporenmittelwert (Sp on av < 9 µm) zum Schlüsselpunkt 5, welcher die gleichen Alternativen wie bei GRÖGER (2014) als Auswahl anbietet – Pleurozystiden vorhanden oder fehlend. ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2012) geben allerdings bei Key E bei abwesenden Pleurozystiden einen kleinen Hinweis auf Key F, der zu *P. multipedata* führt. Etwas deutlicher ist es bei ÖRSTADIUS et al. (2015). In diesem Schlüssel haben wir schon am Anfang die Frage nach dem Mittelwert der Sporenlänge zwischen 8-9 µm (Key D: Sp on av 8-9 µm long) oder nach dem Mittelwert zwischen 7-8 µm (Key E: Sp on av 7-8 µm long). Dies widerspiegelt sehr gut die Variabilität der Sporenmittelwerte (s. Abb. 12). Mit beiden Schlüsseln (Key D, E) kommt man mit oder ohne Pleurozystiden sehr gut zu *P. multipedata*.

## Verbreitung

Wie oben schon erwähnt ist *B. multipedata* weit verbreitet, so sind in der Datenbank der Pilze-Deutschland (DGFm 2021) 111 Fundmeldungen in Bayern verzeichnet und deutschlandweit gibt es 842 Fundmeldungen. In der Rote Liste Deutschland (DÄMMRICH et al. 2016) ist der Status „ungefährdet“ angegeben.

**J. Christan & A. Hussong**

***Psathyrella psammophila*** A.H. Sm. 1972, Memoirs of the New York Botanical Garden 24: 357

= *Psathyrella angusticystis* A.H. Sm. 1972, Memoirs of the New York Botanical Garden 24: 383

= *Psathyrella subargillacea* A.H. Sm. 1972, Mem. N. Y. Bot. Gard. 24: 386

= *Psathyrella obtusata* (Pers.: Fr.) A.H. Sm. 1941, in Contr. Univ. Mich. Herb. 5: 55  
s. DESCHUYTENEER & CLESSE (2020)

**Papillenzystiden-Mürbling**

**Abb. 13-18, Tafel 1-2**



Abb. 13 – *P. psammophila* Koll. MD Psath-obtus-2.

Foto M. DONDL

**Hut** 1,0-2,3 cm breit, glockig bis stumpf kegelig, nicht aufschirmend, ungebuckelt, am Scheitel bei feuchtem Wetter bisw. etwas glasig, trocken, bis zum Scheitel durchscheinend gestreift, jung rehbraun bis beigebraun, reif hell graubraun, hygrophan, vom Scheitel her cremebeige ausblassend, mit spärlichen, weißen, faserigen Velumresten, die ganz jung bisw. bis zum Scheitel reichen, meist aber nur am Hutrand vorhanden sind und bei älteren Fruchtkörpern und nassem Wetter auch völlig fehlen können. **Stiel** 3,5-6 cm lang, 0,15-0,3 cm dick, zylindrisch, basal gleich dick oder schwach erweitert, nicht wurzelnd, cremeweiß bis blass beige, apikal bereift, stielabwärts weißlich überfasert. **Lamellen** aufsteigend und breit angewachsen, mäßig gedrängt, jung cremeweiß bis cremebeige, reif hell graubraun, Schneiden weißflockig, nicht rötlich unterlegt. **Fleisch** im Hut wässrig graubraun, im Stiel cremefarben, zur Basis hin bräunlich. **Geruch** unauffällig oder schwach aromatisch-pilzig. **Geschmack** nicht untersucht.



Abb. 14 – *P. psammophila* Koll. MD Psath-obtus-1,  
Foto M. DONDL



Abb. 15 – *P. psammophila* Koll. MD Psath-obtus-3.  
Foto M. DONDL



Abb. 16 – *P. psammophila* Koll. MD Psath-obtus-5.

Foto M. DONDL





Abb. 17 – *P. psammophila* Koll. MD Psath-obtus-6.

Fotos M. DONDL

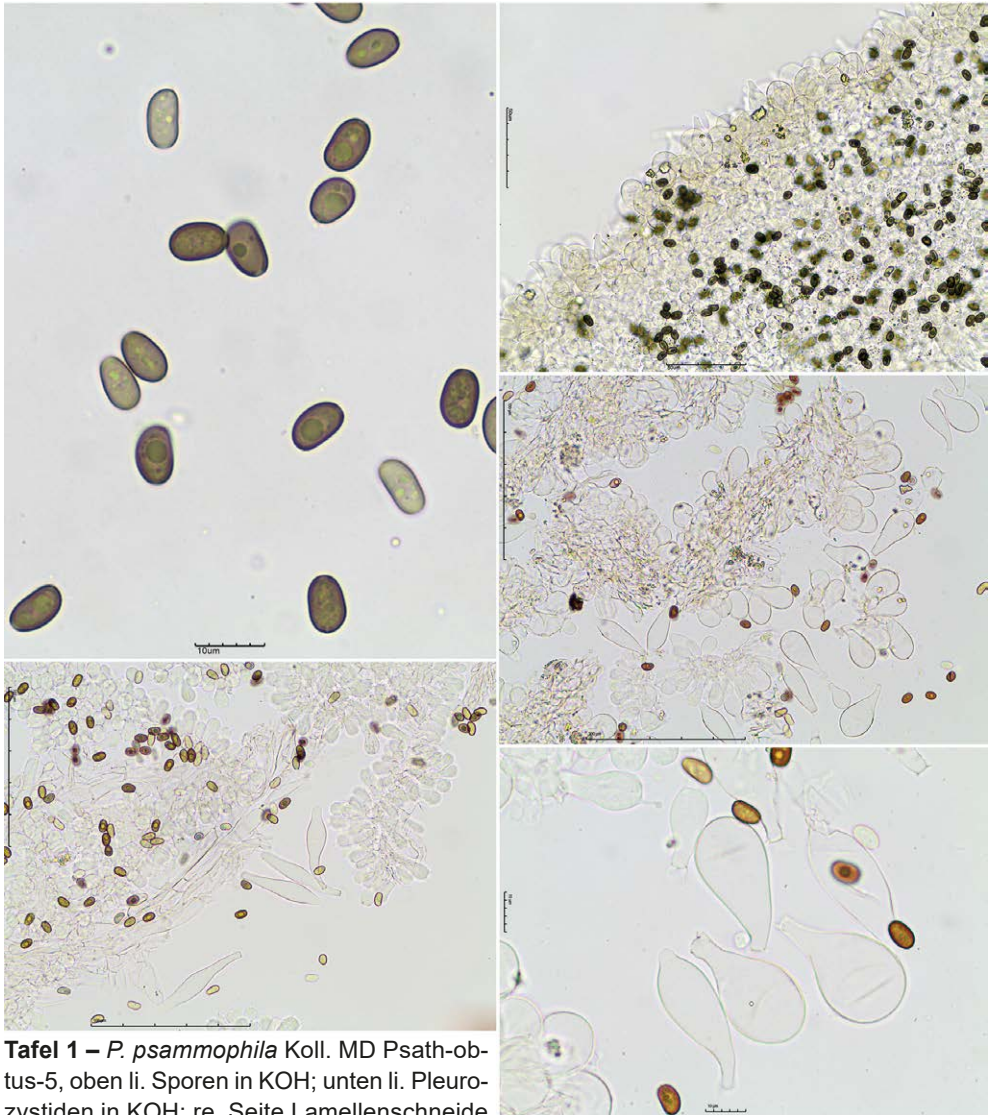


Abb. 19 – *P. psammophila* Koll. MD Psath-obtus-7.

Foto M. DONDL

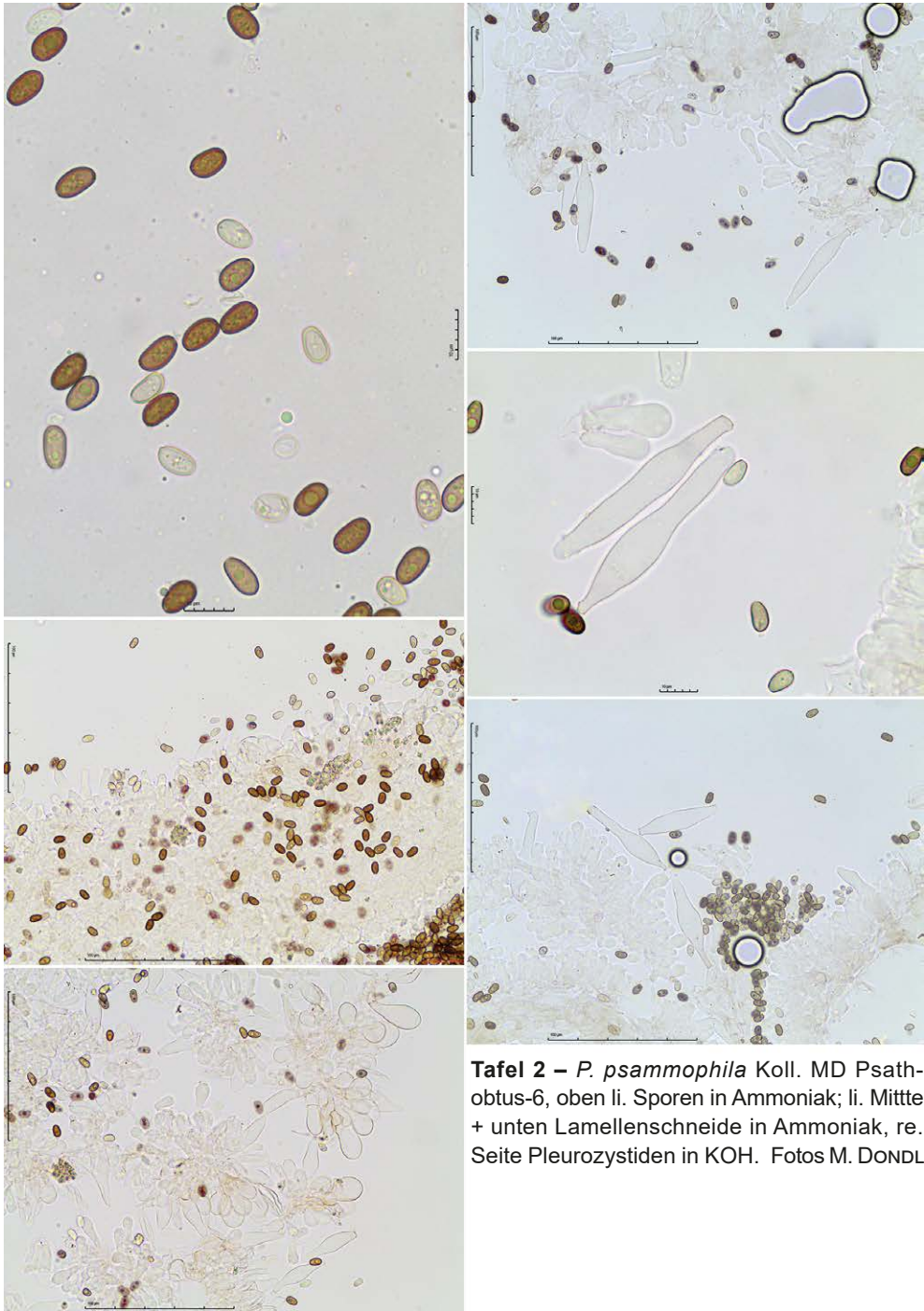
Abb. 18 – *P. psammophila* Koll. MD  
Psath-obtus-6. Foto M. DONDL

**Sporen** [(6) n = 200] 7,5-10 x 4,5-6 µm, Lm = 8,4 µm, Bm = 5,0 µm; mittlerer Quotient 1,61-1,70, Qm = 1,67; glatt, im Profil ellipsoid bis subphaseoliform, in Aufsicht ellipsoid bis ovoid, in Ammoniak ockerbraun, in KOH hell graubraun, nicht opak, Keimporus zentral, in der Regel deutlich, selten undeutlich, meist 0,5 bis 1 µm breit, bisw. auch etwas breiter. **Basidien** 4-sporig, mit Schnallen. **Pleurozystiden** zahlreich, überwiegend schlank fusoid bis lageniform mit abgerundetem Apex,



**Tafel 1** – *P. psammophila* Koll. MD Psath-obtus-5, oben li. Sporen in KOH; unten li. Pleurozystiden in KOH; re. Seite Lamellenschnitte in Ammoniak. Fotos M. DONDL

seltener subutriform oder schlank keulig, farblos, dünnwandig, apikal gelegentlich mit kristallartigen Auflagerungen, Maße: [(5) n = 100] 44-74 x 8-15 µm, Lm = 59 µm, Bm = 11 µm; mittlerer Quotient 4,9-6,4, Qm = 5,44. **Lamellenschnitte** zumindest in Hutrandnähe von keuligen Parazystiden dominiert mit nur eingestreuten Cheilozystiden, in der Mitte der Lamelle ist die Verteilung variabel, dort können auch die Cheilozystiden dominieren. **Cheilozystiden** völlig anders als die Pleurozystiden geformt, meist sublageniform oder subutriform mit kurzem Hals, bisw. auch lageniform, utriform oder bauchig fusoid, apikal bisw. mit kristallartigen Auflagerungen, Maße: [(5) n = 100] 26-53 x 8-17 µm, Lm = 39 µm, Bm = 12 µm; mittlerer Quotient 2,7-3,5, Qm = 3,21. **Parazystiden** keulig, gestielt blasig oder birnenförmig, gelegentlich mukronat



**Tafel 2** – *P. psammophila* Koll. MD Psathobtus-6, oben li. Sporen in Ammoniak; li. Mitte + unten Lamellenschneide in Ammoniak, re. Seite Pleurozystiden in KOH. Fotos M. DONDL

mit papillenförmigem Auswuchs (es gibt Übergangsformen zu sehr kurz Halsigen Cheilozystiden), basal bisw. schwach dickwandig und bräunlichgelb pigmentiert, oft sehr voluminös und kaum kleiner als die Cheilozystiden, Maße: 15-47 x 9-24 µm.

### Kurzcharakteristik

*Psathyrella psammophila* zeichnet sich durch relativ kleine Fruchtkörper mit glockigen, niemals völlig aufschirmenden braunen Hüten, mäßig gedrängte, relativ helle Lamellen sowie spärliche faserige Velumreste aus. Mikroskopisch charakteristisch sind die zumindest in Hutrandnähe von voluminösen Parazystiden dominierte Lamellenschneide, schlank fusoide bis lageniforme Pleurozystiden, von Letzteren deutlich verschiedene, oft kurz Halsige Cheilozystiden sowie im Mittel 8,4 x 5 µm große, lateral schwach bohnenförmige helle Sporen mit kleinem, manchmal unauffälligem Keimporus. Der Pilz wächst einzeln oder gesellig direkt auf morschen Laubholzästen und -stämmen oder terrestrisch auf oder in Verbindung mit vergrabenen Holzresten.

### Untersuchte Kollektionen

TK 8236/443; D, BY, Landkreis Miesbach, Gemeinde Tegernsee, Sagfleckl, Bergmischwald in der kalkalpinen Zone, bei großer Buche zwischen Ahorn- und Buchenverjüngung an krautiger Stelle mit Bärlauch, terrestrisch in Verbindung mit sehr morschen Holzresten, einzeln, 1140 m ü. NN; 07.07.2012; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Psath-obtus-1 (vgl. DONDL 2012).

TK 8135/431; D, BY, Landkreis Bad Tölz-Wolfratshausen, Gemeinde Bad Tölz, Kirchsee, Schindelberg, Mischwald (Tanne, Buche, Fichte) auf würmeiszeitlichen Moränen, bei großen Buchen und (weiter entfernt) Fichten auf kleinen Holzresten (vermutlich von Buche), gesellig (6 Fk), 730 m ü. NN; 02.10.2013; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Psath-obtus-2 (vgl. DONDL 2013b).

TK 8133/243; D, BY, Landkreis Weilheim-Schongau, Gemeinde Bernried am Starnberger See, Bernrieder Park; buchendominierter Laubmischwald (Buche, Eiche, Esche, Ahorn, Linde, Hainbuche, Haselnuss) auf Würmmoräne, auf riesigem Buchenstumpf; gesellig (>5 Fk), 620 m ü. NN; 19.10.2013; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Psath-obtus-3 (vgl. DONDL 2013a).

TK 8135/413; D, BY, Landkreis Bad Tölz-Wolfratshausen, Gemeinde Dietramszell, Zeller Wald; Mischwald (Tanne, Buche, Fichte,) über Würmmoräne; an einem Rückeweg (erdige Schneise), terrestrisch auf Erde mit Holzresten, teils Buchenkupulen ansitzend; gesellig (ca. 8 Fk.), 760 m ü. NN; 29.07.2017; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Psath-obtus-5; GenBank Accession Nr. MT572478 (vgl. DONDL 2017).

TK 8036/432; D, BY, Landkreis Miesbach, Gemeinde Valley, Kreuzstraße, Teufelsgraben, Biberg; am Pfad südlich der Bahnlinie im Teufelsgraben unterhalb des Bibergs, Mischwald (Fichte, Buche, Hasel, Bergahorn, Esche, Eberesche, Weide) über quartären Deckenschottern (meist Nagelfluh), auf einem Asthaufen, überwiegend direkt auf Holz, sicher Laubholz, vermutlich Esche; gesellig (ca. 8 Fk), 610 m ü. NN; 26.05.2019; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Psath-obtus-6; GenBank Accession Nr. MT572479 (vgl. DONDL 2019a).

TK 7934/421; D, BY, Landkreis München, Forstenrieder Park, am Karolinen-geräumt südlich der Wildfütterung, an der Eichenalle, Mischwald (Eiche, Fichte, Laubwaldsukzession) über Rissmoräne (teils mit Lösslehmauflage), am Stammgrund einer abgestorbenen Eiche, auf Erde mit Holzresten, teils terrestrisch, teils vergrabenen Holzstückchen (wohl Eiche) ansitzend; gesellig (4 Fk), 600 m ü. NN; 13.07.2019; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Psath-obtus-7 (vgl. DONDL 2019b).

### Weitere Fundangaben aus Bayern

TK 8326/31; D, BY, Landkreis Lindau, Gemeinde Grünenbach; leg. et det. A. GMINDER (als *P. obtusata*)

In der Datenbank der DGFM (pilze-deutschland.de) sind einige weitere Funde aus Bayern unter dem Namen *Psathyrella obtusata* dokumentiert.

### Ergebnisse der genetischen Untersuchungen und Diskussion

Unsere obige Beschreibung und Kurzcharakteristik fußt auf sechs Eigenkollektionen, die mit aktuellen Schlüsseln (GRÖGER 2014, ÖRSTADIUS & KNUDSEN 2012 in Funga Nordica, ÖRSTADIUS et al. 2015) zunächst als *Psathyrella obtusata* bestimmt wurden und die wir auf Grundlage ihrer makro- und mikromorphologischen Merkmale alle untereinander als konspezifisch erachten. Um einen Vergleich mit bereits sequenziertem Material zu ermöglichen, wurden zwei Kollektionen bei der Firma Alvalab (Spanien) in Hinblick auf die ITS-Region sequenziert und die Sequenzen in der GenBank hinterlegt (MD Psath-obtus-5/Accession Nr. MT572478, MD Psath-obtus-6/Accession Nr. MT572479).

### Genetik

Die Einbeziehung von sequenzanalytischen Daten in die Pilzbestimmung mittels Blast-Analysen ist sicher nützlich, aber durchaus auch mit Vorsicht zu genießen. Einen sehr informativen Artikel zu diesem Thema liefern HOFSTETTER et al. (2019) unter dem augenzwinkernden Titel „Die unerträgliche Leichtigkeit der sequenzbasierten Bestimmung“. Hier wird insbesondere darauf aufmerksam gemacht, dass viele hinterlegte Sequenzen auf unkorrekt bestimmten Aufsammlungen basieren. Eine Bestimmung anhand von DNA-Sequenzen sollte daher vor allem durch Vergleiche mit Sequenzen von Typusmaterial erfolgen.

Die ITS-Region zweier unserer hier vorgestellten Kollektionen, Psath-obtus-5 und Psath-obtus-6, wurden zur Absicherung der Bestimmung sequenziert und über eine Blast-Analyse mit bereits bekannten Sequenzen abgeglichen. Hierbei stimmt die Kollektion Psath-obtus-6 zu 100 % mit der ITS-Sequenz des Typus von *Psathyrella angusticystis* (MICH11873, GenBank Nr. MF325959), zu 99,85 % mit der Sequenz des Typus von *Psathyrella psammophila* (Smith76838, GenBank Nr. KC992856) und zu 99,54 % mit der Sequenz des Typus von *Psathyrella subargillacea* (MICH12058, GenBank Nr. MF325999) überein. Dies bestätigt einerseits die von VOTO et al. (2019)

konstatierte Synonymie dieser drei Arten als auch die Konspezifität der bayerischen Aufsammlung mit der aus Nordamerika beschriebenen *Psathyrella psammophila*.

Auch hinsichtlich unserer Kollektion Psath-obtus-5 bestätigt sich dieser Befund: Es ergibt sich immerhin eine Übereinstimmung von 99,69 % mit dem Typus von *Psathyrella psammophila*, von 99,85 % mit dem Typus von *P. angusticystis* und von 99,69 % mit dem Typus von *Psathyrella subargillacea*.

Weitere ähnliche, in der GenBank hinterlegte Sequenzen stammen nicht von Typusmaterial und sind daher nur eingeschränkt als Bestimmungsabgleich verwendbar. Hierbei ergibt sich für die Kollektion Path-obtus-05 eine Übereinstimmung von 99,85 % mit unserer eigenen Kollektion Psath-obtus-6, 99,54 % mit *P. obtusata* (ALV18991, GenBank-Nr. MK530262, hinterlegt von DESCHUYTENEER & CLESSE 2020), 99,84 % mit *P. senex* (Peck) A.H. Sm. (BRNM 705634 GenBank-Nr. AM712273, hinterlegt von VASUTOVA et al. 2008), 98,78 % mit *P. obtusata* (LO88-01, GenBank Nr. DQ389711, hinterlegt von LARSSON & ÖRSTADIUS 2008). Die Blast-Analyse unserer Kollektion Psath-obtus-6 ergibt folgende Übereinstimmungswerte: 99,85 % mit unserer eigenen Kollektion Psath-obtus-5; 99,69 % mit *P. obtusata* (ALV18991, GenBank-Nr. MK530262), 100% mit *P. senex* (BRNM 705634 GenBank-Nr. AM712273), 98,92 % mit *P. obtusata* (LO88-01, GenBank Nr. DQ389711). Der Wert für die „query cover“ in der Blast-Analyse liegt bei der Sequenz von *P. senex* bei 95 %, bei allen anderen Vergleichssequenzen bei 99 oder 100 %.

Daraus folgt neben der gesicherten Bestimmung der beiden Kollektionen als *Psathyrella psammophila*, dass auch die als *Psathyrella obtusata* bestimmten Kollektionen ALV18991, GenBank-Nr. MK530262, hinterlegt von DESCHUYTENEER & CLESSE (2020), sowie die als *Psathyrella senex* bestimmte Kollektion BRNM 705634, GenBank-Nr. AM712273, hinterlegt von VASUTOVA et al. (2008), europäische Funde von *P. psammophila* darstellen.

Mangels Typusmaterial kann der ältere und daher potenziell prioritäre Name *Psathyrella obtusata* nicht als korrekter Name anhand der Blast-Analyse abgeleitet werden. Folgt man aber dem Konzept von ÖRSTADIUS *Psathyrella obtusata* betreffend, so bietet sich an, als für dessen Konzept repräsentatives Material die Kollektion LO88-01 anzusehen, deren ITS-Sequenz von LARSSON & ÖRSTADIUS (2008) in der GenBank hinterlegt wurde. Auch WÄCHTER & MELZER (2020) geben diese Kollektion als Referenzmaterial für *P. obtusata* an. Die Übereinstimmung der ITS-Sequenz der Kollektion LO88-01 mit den ITS-Sequenzen unserer beiden Kollektionen liegt jedoch nur bei 98,78% bzw. bei 98,92%. Es ist daher fraglich, ob diese Kollektion mit den unsrigen konspezifisch ist. Um dies abzuklären, müsste durch Sequenzierung einiger weiterer Kollektionen die Variabilität der ITS-Region bei *Psathyrella obtusata* s.l. überprüft werden. Möglicherweise versteckt sich unter dem Namen „*Psathyrella obtusata*“ auch mehr als eine Art. WÄCHTER & MELZER (2020) halten es für sehr wahrscheinlich, dass *P. psammophila* ein Synonym zu *P. obtusata* darstellt, führen die Smithsche Art jedoch weiterhin separat in der Sektion *Obtusatae* (Fr.) Singer auf.

Vor diesem Hintergrund wird die Übereinstimmung unserer Kollektionen mit *Psathyrella obtusata* s. LARSSON & ÖRSTADIUS (2008), bzw. allgemein im Sinne von ÖRSTADIUS mit einem Fragezeichen versehen und für die Benennung dieser europäischen Kollektionen der genetisch abgesicherte Name *Psathyrella psammophila* verwendet. Die morphologischen Beschreibungen von *P. psammophila*, *P. angusticystis* sowie *P. subargillacea* bei SMITH (1972) und VOTO et al. (2019) ergeben aus unserer Sicht keine wesentlichen Diskrepanzen zu den hier vorgestellten Kollektionen. *Psathyrella psammophila* ist zwar von Sandboden beschrieben, VOTO et al. (2019) haben jedoch bei der Untersuchung des Typusmaterials festgestellt, dass Reste von kleinen Zweigen und Grashalmen an der Stielbasis anhaften. Der Typus von *P. angusticystis* wurde auf Debris auf einer Stromleitungstrasse gefunden, der Typus von *P. subargillacea* auf morschen Laubholzästen (SMITH 1972).

### **Deutung des Namens *Psathyrella obtusata* und klassisches, morphologisch-anatomisches Artkonzept von *P. obtusata* s.l.**

Schon SMITH (1972) hat darauf hingewiesen, dass der Name *Psathyrella obtusata* nur provisorisch verwendet werden kann, solange kein Neotypus designiert worden ist. Es ist deshalb unabdingbar, darauf hinzuweisen, im Sinne welcher Autoren man den Namen *Psathyrella obtusata* verwendet. Der Befund, dass sich unter dem klassischen Artkonzept von *Psathyrella obtusata* s. Örstadius, Kits van Waveren und weiteren Autoren mehr als eine Art verbergen könnte, erschwert die klassische Bestimmbarkeit noch weiter. Aus diesem Grund wird hier die Anwendung des Namens *Psathyrella obtusata* im weiteren Sinn, also inklusive *Psathyrella psammophila* s.str. diskutiert. *P. obtusata* s.l. schließt außerdem *P. vrynwyensis* ein. Die Synonymisierung mit *P. obtusata* in ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2012) beruht auf der Untersuchung des Typusmaterials von *P. vrynwyensis* durch ÖRSTADIUS (fide ENDERLE 1998) und erscheint uns angesichts von Beschreibung und Zeichnungen bei KITS VAN WAVEREN (1987) plausibel.

Die taxonomische Geschichte der *P. obtusata* hat ENDERLE (1998) zusammengefasst. Demnach fußt das heutige Artkonzept im weiteren Sinne auf der Beschreibung mit Aquarell von LANGE (1939). KITS VAN WAVEREN (1985, 1987) führt *P. obtusata* in der Sektion *Hydrophilae* Romagn. ex Singer. In der durch phylogenetische Analysen gestützten Unterteilung der Familie Psathyrellaceae durch WÄCHTER & MELZER (2020) sind *P. obtusata* und *P. psammophila* in der Sektion *Obtusatae* (Fr.) Singer verortet.

Neben der schon erwähnten Beschreibung in der Funga Nordica (ÖRSTADIUS & KNUDSEN 2012), die auch Abbildungen referenziert, gibt es einige weitere Darstellungen in der Literatur, die mit diesem Konzept und morphologisch-anatomisch mit unseren Kollektionen sehr gut übereinstimmen. DESCHUYTENEER & CLESSE (2020) zeigen auf ihrer Website und in einer dort abrufbaren PDF-Datei ein hervorragendes Porträt von *P. obtusata* mit zahlreichen Makro- und Mikrofotos von mehreren Kollektionen. Zu einer dieser Kollektionen liegt in der GenBank (Accession Nr. MK530262)

auch eine ITS-Sequenz vor, die eine Konspezifität mit unseren Kollektionen nahelegt (siehe oben). Weitere übereinstimmende Darstellungen finden sich zum Beispiel bei MUÑOZ & CABALLERO (2012), LUDWIG (2007a, b) sowie KITS VAN WAVEREN (1987, als *P. obtusata* und *P. vyrnwyensis*).

Ein wichtiges Schlüsselmerkmal von *P. obtusata* ist die von keulig-blasigen Parazystiden dominierte Lamellenschneide (vgl. Abb. 9). Unsere Kollektion MD Psath-obtus-6 zeigt, dass dieses Merkmal in der Mitte der Lamelle nicht immer eindeutig ausgeprägt ist. GRÖGER (2014) trägt diesem Umstand Rechnung, indem er *P. obtusata* auch bei den Arten ausschließt, deren Lamellenschneide von pleurozystidoiden Elementen dominiert wird (Punkt 21b im Schlüssel). Für *P. obtusata* gibt er dann in Punkt 36b jedoch an, dass die „Lamellenschneide auch innen, Richtung Stiel, überwiegend mit blasigen Marginalzellen“ besetzt ist. Und genau das ist in vielen Fällen gerade nicht der Fall! Sowohl KITS VAN WAVEREN (1987 für *P. vyrnwyensis*) als auch ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2012) geben an, dass die pleurozystidoiden Elemente an der Schneide in Richtung Stiel häufiger werden. Bei Verdacht auf *P. obtusata* s.l. empfiehlt es sich deshalb, zusätzlich ein Lamellenpräparat in Hutrandnähe zu untersuchen und auf die Gesamtheit der Merkmale zu achten.

Ein weiteres oft als artspezifisch bezeichnetes Merkmal, das sich auch im deutschen Namen Papillenzystiden-Mürbling widerspiegelt, sind Elemente an der Lamellenschneide mit papillenartigem Auswuchs (GRÖGER 2014, vgl. Abb. 10 und 11). Oft ist von mukronaten keuligen Cheilozystiden oder von mukronaten Parazystiden die Rede (ÖRSTADIUS & KNUDSEN 2012, DESCHUYTENEER & CLESSE 2020). KITS VAN WAVEREN (1987) hat diese Zystiden sogar als dritten an der Schneide vorkommenden Zelltyp von den keuligen Marginalzellen und den pleurozystidoiden Cheilozystiden abgegrenzt und zurecht darauf hingewiesen, dass es Übergangsformen zwischen diesen Zelltypen gibt. ENDERLE (1998) schreibt, dass die „Cheilozystiden mit kurzem, noppenförmigem Auswuchs“ nicht überbewertet werden sollten, da sie in manchen Kollektionen auch fehlen können. Wir haben solche Cheilozystiden in allen unseren Kollektionen gefunden, allerdings sind sie manchmal sehr selten. Viel häufiger sind subutriforme oder sublageniforme, kurzhalssige Cheilozystiden. Diese unterscheiden sich sehr stark von den langen und schlanken Pleurozystiden, die meist entweder fusoid und ohne Hals oder lageniform mit langem schlankem Hals ausgeprägt sind. Der bei unseren Kollektionen gemessene mittlere Längen/Breiten-Quotient von 5,4 bei den Pleurozystiden dokumentiert anschaulich diesen Unterschied zu den viel gedrungeneren Cheilozystiden mit einem mittleren Q-Wert von 3,2.

Sowohl ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2012) als auch GRÖGER (2014) schreiben *P. obtusata* in ihren Schlüsseln Sporen mit undeutlichem Keimporus zu. Nun ist „undeutlich“ kein allzu präziser Begriff. Wie deutlich man einen Keimporus sieht oder interpretiert, mag auch von der optischen Ausrüstung abhängen. Bei unseren Kollektionen haben die Sporen einen für uns fast immer deutlich sichtbaren 0,5-1 µm großen, bisw. sogar etwas größeren Keimporus. Auch ENDERLE (1998) spricht von einem deutlichen, oft wie abgeplatteten Keimporus. DESCHUYTENEER & CLESSE (2020) schreiben „distinct



à peu distinct, large de 1,5 µm“. SMITH (1972) beschreibt den Keimporus der Sporen von *P. psammophila* als „vorhanden, Apex jedoch abgerundet“, für *P. angusticystis* bezeichnet er ihn als „sehr undeutlich“. Die Ausprägung des Keimporus ist also offensichtlich sehr variabel und als Bestimmungsmerkmal ungeeignet.

Wichtiger für die Bestimmung scheint uns die Farbe der Sporen. Im Vergleich zu den Arten der Sektion *Spadiceogriseae* (Schlüsselpunkt 24a/b bei GRÖGER 2014) hat *P. obtusata* viel hellere, blassere Sporen, egal ob man sie in Wasser, Ammoniak oder KOH betrachtet. ÖRSTADIUS et al. (2015) teilen die Sporen in der Gattung *Psathyrella* nach Farbintensität in drei Gruppen ein und führen *P. obtusata* als Beispiel für die Arten mit den blassesten Sporen auf.

Bei der Verwendung der Schlüssel von ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2012) sowie ÖRSTADIUS et al. (2015) stößt man unter Umständen auf das Problem, dass *P. obtusata* bei den Arten ausgeschlüsselt ist, deren Pleurozystiden „lageniform to conical, upper part often acute“ bzw. „lageniform to conical, acute to subacute“ geformt sind und nicht “(narrowly) utriform to lageniform, upper part often obtuse“. Hier sind wir mehrfach „falsch abgebogen“, da die Pleurozystiden unserer Kollektionen apikal niemals spitz oder fast spitz geformt sind, sondern stets abgerundet. Im Schlüssel in ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2012) ist *P. obtusata* auch unter der zweiten Alternative ausgeschlüsselt.

## Artabgrenzung

Im Abschnitt Genetik wurde bereits ausgeführt, dass die Auswertung der ITS-Sequenzen unserer Kollektionen und insbesondere der Vergleich mit der von LARSSON & ÖRSTADIUS (2008) in der GenBank hinterlegten Sequenz der Kollektion LO88-01 eine Synonymie von *P. psammophila* mit *P. obtusata* s. ÖRSTADIUS zumindest infrage stellt. Ein Vergleich der Beschreibung von *P. obtusata* in der Funga Nordica (ÖRSTADIUS & KNUDSEN 2012) mit unserem Material liefert jedoch nur sehr vage Anhaltspunkte für eine Trennung der beiden Arten. So wird der Hut als „conical-convex to plane“ beschrieben, wohingegen wir bei unseren Kollektionen niemals völlig ausgebreitete Hüte beobachtet haben. Zu den Cheilozystiden heißt es „similar to pleurocystidia“, während wir in unserer Beschreibung die unterschiedliche Form von Pleuro- bzw. Cheilozystiden ausdrücklich betonen. Im Übrigen stimmen die Beschreibungen jedoch sehr gut überein. Erst ein sequenzierter Neotypus von *P. obtusata* kann hier für Klarheit sorgen.

Die Ähnlichkeit der von ihm beschriebenen *P. psammophila* mit *P. obtusata* ist übrigens auch A.H. Smith aufgefallen. In seinen abschließenden Beobachtungen zu *P. psammophila* schreibt er (SMITH 1972): „Diese Art sieht aus wie *P. obtusata*, wächst aber auf Sand und hat einen helleren Hut.“

*Psathyrella dunensis* Kits van Wav. unterscheidet sich deutlich von *P. obtusata* s.l. durch die rot unterlegte Lamellenschneide und dunklere Sporen mit größerem Keimporus (vgl. CHRISTAN et al. 2019). Diese Art wächst ebenso wie *P. seymourensis* A.H. Sm., deren Sporen ebenfalls einen größeren Keimporus aufweisen, schwach

linsenförmig abgeplattet und in Aufsicht basal etwas verbreitert sind, auf Dünen bzw. Sandböden, kommen also nur in diesem Habitatstyp vor, während *P. obtusata* s.l. neben Sandböden auch andere Habitate besiedelt, also eine breite ökologische Amplitude aufweist. *Psathyrella senex* wiederum unterscheidet sich durch stärker aufschirmende Hüte, dunklere Sporen und eine von pleurozystidoiden Cheilozystiden dominierte Lamellenschneide.

## Zur Verbreitung und Ökologie von *P. obtusata* s.l.

*Psathyrella psammophila* wird als eigenständige Art nicht in den gängigen Verbreitungsdatenbanken und -atlanten geführt, weshalb hier wieder auf die Ökologie und Verbreitung von *P. obtusata* s.l. eingegangen wird. In der Roten Liste Bayern (KARASCH & HAHN 2010) ist *P. obtusata* nicht aufgeführt, in der Roten Liste Deutschlands (DÄMMRICH et al. 2016) hat sie den Status D (Daten unzureichend). In der Roten Liste Österreichs ist *P. obtusata* als potenziell gefährdet (RL4) eingestuft (DÄMON & KRISAI-GREILHUBER 2017). Die Datenbank der Pilze Deutschlands (DGFM 2021) weist 151 Datensätze aus, davon 14 aus Bayern. In der Datenbank der Pilze Österreichs (ÖSTERREICHISCHE MYKOLOGISCHE GESELLSCHAFT 2021) sind 20 Datensätze gelistet. KRIEGLSTEINER & GMINDER (2010) schreiben zur Verbreitung in Baden-Württemberg „sehr selten“. Wegen möglichen Verwechslungen mit anderen Arten ist die tatsächliche Häufigkeit von *P. obtusata* s.l. schwer einzuschätzen. In unserem oberbayerischen Sammelgebiet von der Münchner Schotterebene bis zur ersten Alpenkette ist *P. obtusata* s.l. nicht selten.

*P. obtusata* s.l. wächst einzeln oder gesellig, selten kleinbüschelig, direkt auf am Boden liegenden morschen Laubholzästen und -stämmen oder terrestrisch auf oder in Verbindung mit vergrabenen Holzresten, bisw. auch auf Erde oder Streu ohne ersichtlichen Holzkontakt, kann aber (zumindest in Nordamerika) auch auf Sandböden vorkommen (*P. psammophila*).

M. Dondl

## *Psathyrella rostellata* Örstadius 1986, in Windahlia 16: 156

? = *Drosophila langei* Malençon 1970 in Malençon & Bertault. Flore des Champignon Supérieurs du Maroc 1: 212 (fide ENDERLE 1996)

≡ *Psathyrella langei* (Malençon) Contu 2007 in Micologia e Vegetazione Mediterranea 22(1): 57

## Schnabelzystiden-Mürbling

## Abb. 19-22, Tafel 3

**Hut** bis 4,5 cm breit, gewölbt, glatt, nicht durchscheinend gestreift, rehbraun, hygrophan, vom Scheitel her flächig, zum Rand hin strähmig beigeockerlich verblasend; Velumreste weiß, Gesamtvelum am Hut nur rudimentär und faserig, Hutrand vom häutigen Teilvelum zahnartig behangen. **Stiel** bis 6,5 x 0,6 cm, cremefarben bis cremebeige, apikal bereift, stielabwärts ziemlich grob überfasert bis schwach



Abb. 19 – *P. rostellata* Koll. MD Psath-rost-1.

Foto M. DONDL



Abb. 20, 21 – *P. rostellata* Koll. MD Psath-rost-1.

Fotos M. DONDL

beflockt; bisw. mit rudimentären häutigen Resten des Teilvelums (oberseits gerieftes Ringfragment). **Lamellen** aufsteigend angewachsen, gedrängt, graubraun. **Fleisch** nicht untersucht. **Geruch** fehlend. **Geschmack** nicht untersucht.

**Sporen** [(1) n = 20] 7,5-9,0 x 4,5-5,0 µm, Lm = 8,3 µm, Bm = 4,8 µm; mittlerer Quotient 1,74, Qm = 1,74; glatt, ellipsoid, im Profil bisw. schwach phaseoliform, mit ca. 1 µm breitem, im Profil bisw. undeutlichem Keimporus, in Ammoniak hell ockerbraun, in KOH blass graubraun. **Basidien** 4-sporig, mit Schnallen, ca. 19-21 x 9,5-10 µm. **Pleurozystiden** zahlreich, lageniform oder schlank fusoid, apikal meist schmal gerundet, nicht selten mit einer subakuten, etwas abgesetzten und abgewinkelten Spitze (geschnäbelt), schwach dickwandig (nicht über 0,5 µm), jedoch am Apex

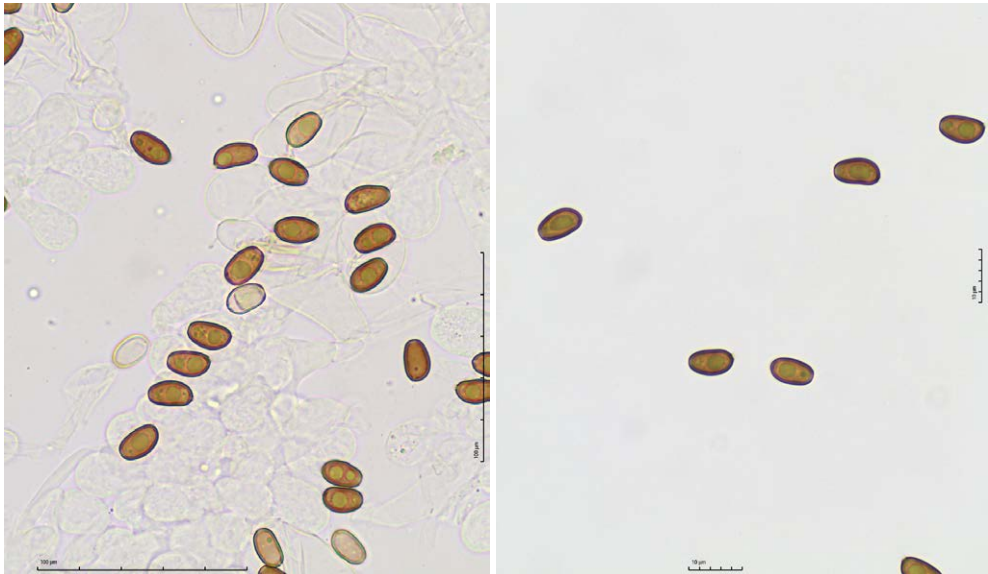


Abb. 22, 23 – *P. rostellata* Koll. MD Psath-rost-1, Sporen in Ammoniak li.; bzw. KOH re.

Fotos M. DONDL

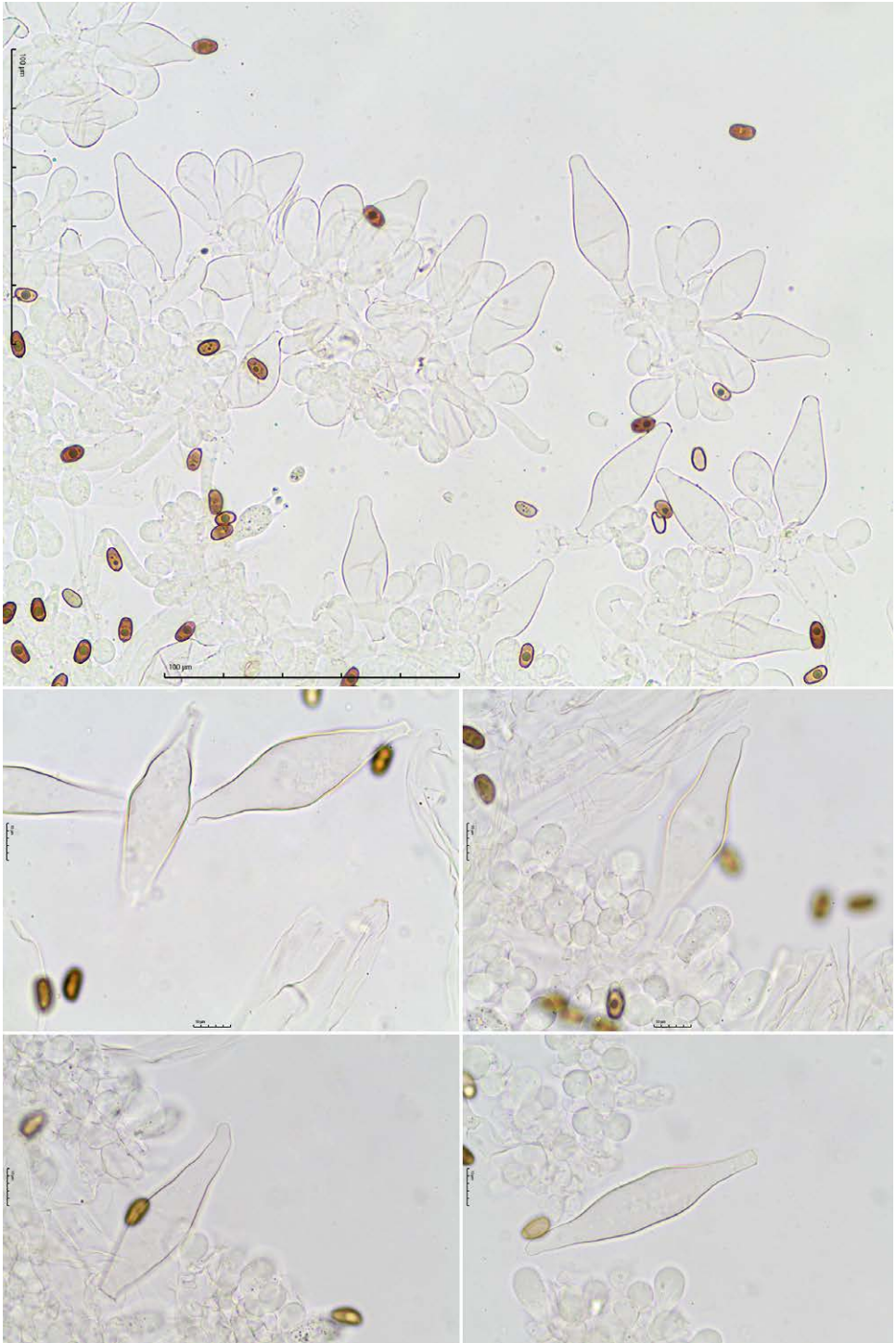
stets dünnwandig, Maße: 60-77 x 13-19 µm. **Lamellenschneide** Cheilozystiden und Parazystiden ziemlich gleichmäßig verteilt. **Cheilozystiden** bauchig fusoid, utriform, seltener sublageniform mit kurzem schmalen Hals, apikal stets abgerundet, nicht auffallend dickwandig, sporadisch mit feinen Anlagerungen, Maße: ca. 35-51 x 15-20 µm. **Parazystiden** ziemlich voluminös und zahlreich, ca. 25-31 x 13-17 µm.

### Kurzcharakteristik

*Psathyrella rostellata* zeichnet sich durch mittelgroße bis große Fruchtkörper, relativ helle Lamellen sowie ein stark ausgeprägtes Velum aus, dessen häutige Reste vor allem am Hutrand lange erhalten bleiben und sehr auffällig sind. Mikroskopisch charakteristisch sind die oft geschnäbelten, unterhalb des Apex schwach dickwandigen Pleurozystiden sowie kleine, blass gefärbte Sporen. Der Pilz wächst gesellig bis kleinbüschelig meist an starkem morschem Laubholz, seltener in Laub- oder Nadelstreu.

### Untersuchte Kollektion

TK 6022/422; D-By-Landkreis Main-Spessart, Gemeinde Fürstlich Löwenstein'scher Park, Forsthaus Diana, Burger Wald, direkt am westlichsten Weiher beim Wasserbüffelprojekt; Mischwald (Buche, Fichte, Eiche, Hainbuche, Douglasie, Hasel) über Buntsandstein; auf starkem Laubholzstamm (höchstwahrscheinlich Buche), ca. 50 cm über dem Boden; gesellig (3 Fk); 250 m ü. NN; 31.10.2019 im Rahmen der Bayerischen Mykologischen Tagung in Rothenfels; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Psath-rost-1 (vgl. DONDL 2019c).



Tafel 3 – *P. rostellata* Koll. MD Psath-rost-1, oben Lamellenschnitte; Mitte und unten Pleurozystiden. Fotos M. DONDL

## Weitere Fundangaben aus Bayern

TK 5729/4; D, BY, Landkreis Haßberge, Gemeinde Ermershausen; 29.10.2016; leg. et det. P. PÜWERT.

D, BY, Landkreis Neustadt an der Waldnaab, Gemeinde Georgenberg, Oberpfälzer Wald; 10.09.1995; leg. M. SCHMIDT, det. M. ENDERLE (als *P. kauffmannii*).

## Ergebnisse der genetischen Untersuchungen und Diskussion

In der infragenerischen Klassifikation von KITS VAN WAVEREN (1985) schlüsselt *P. rostellata* in der Sektion *Pennatae* Romagn. ex Romagn. aus. Phylogenetische Bäume in den Arbeiten von VASUTOVA et al. (2008a) sowie von LARSSON & ÖRSTADIUS (2008) verorten *P. rostellata* in der näheren Verwandtschaft von *P. spintrigeroides* P.D. Orton, *P. fibrillosa* (Pers.) Maire, *P. impexa* (Romagn.) Bon und *P. pennata* (Fr.) A. Pearson & Dennis, wobei *P. spintrigeroides* als Einzige nicht zur Sektion *Pennatae*, sondern zur Sektion *Spacideae* (Morgan) Kits van Wav. emend. gehört. In der durch phylogenetische Analysen gestützten Unterteilung der Familie *Psathyrellaceae* durch WÄCHTER & MELZER (2020) ist *P. rostellata* ebenfalls unter den Vertretern der Sektion *Pennatae* aufgeführt.

ENDERLE (1996) diskutiert die Ähnlichkeit von *P. rostellata* mit der 1970 aus Marokko beschriebenen *Drosophila langei*, die Contu zu *Psathyrella* umkombiniert hat (RUGGERO & CONTU 2007). *Drosophila langei*, das Basionym dieser Art, wurde jedoch aus Marokko von einem morschen Stumpf von Steineiche (*Quercus ilex*) beschrieben und Malençon hat nur regulär geformte Pleurozystiden gezeichnet (fide ENDERLE 1996). Solange der Typus von *P. langei* weder nachuntersucht noch sequenziert wurde, bevorzugen wir deshalb die Verwendung des Namens *P. rostellata*. Zum Typusmaterial letzterer ist außerdem die ITS-Sequenz hinterlegt. Um einen Vergleich mit bereits sequenziertem Material zu ermöglichen, haben wir unsere Kollektion bei der Firma Alvalab (Spanien) in Hinblick auf die ITS-Region sequenzieren und die Sequenz in der GenBank hinterlegen lassen (Accession Nr. MT572480).

ENDERLE (1996) hat seine in der Funga Nordica (ÖRSTADIUS & KNUDSEN 2012) für *P. rostellata* referenzierte Kollektion als *P. kauffmannii* A.H. Sm. bestimmt und *P. rostellata* als mögliches Synonym aufgeführt. VASUTOVA, die den Holotypus von *P. kauffmannii* untersucht hat, kommt jedoch zu dem Schluss, dass es sich dabei um eine eigenständige Art handelt (VASUTOVA 2008a).

## Genetik

Eine Blast-Analyse unserer Kollektion Psath-rost-1 ergibt folgende Übereinstimmungswerte mit ausgewählten, in der GenBank hinterlegten Sequenzen: 99,53 % mit dem Holotypus von *P. rostellata* (LO228-85 type/Sweden, GenBank Nr. DQ389693), hinterlegt von LARSSON & ÖRSTADIUS (2008); 100 % mit *P. rostellata* (BRNM 705631, GenBank Nr. AM712244), hinterlegt von VASUTOVA et al. (2008); 100 % mit *P. rostellata* (BRNM 705632, GenBank Nr. AM712245), hinterlegt von VASUTOVA et al. (2008).

Der Wert für die „query cover“ in der Blast-Analyse liegt bei der Sequenz des Holotypus bei 100 %, bei den beiden anderen Kollektionen bei 95 bzw. 94 %.

Das Ergebnis der Blast-Analyse lässt darauf schließen, dass unsere Kollektion mit sehr hoher Wahrscheinlichkeit mit dem Holotypus von *P. rostellata* sowie mit den von VASUTOVA (2008b) beschriebenen Kollektionen dieser Art übereinstimmt.

## Taxonomie und Bestimmung

Mit dem Schlüssel von ÖRSTADIUS (2015) ist *P. rostellata* problemlos bestimmbar. Schlüsselversuche in der Funga Nordica (ÖRSTADIUS & KNUDSEN 2012) können dagegen wegen zweier Fehler im Schlüssel scheitern: In Schlüssel J, Punkt 5, wird in der ersten Alternative auf *P. rostellata* 17 verwiesen, die Art ist allerdings in Schüsselpunkt 16 aufgeführt. Folgt man in Schüsselpunkt 4 der zweiten Alternative, landet man in Schüsselpunkt 12 bei *P. spintrigeroides*, die man nur bei vollständigem Studium der Beschreibung ausschließen kann. Folgt man dann der zweiten Alternative in Punkt 12, wird man in Punkt 15 auf *P. senex* verwiesen. Es führt kein Weg zu Punkt 16, in dem *P. rostellata* ausgeschlüsselt ist. Mit dem Schlüssel von GRÖGER (2014) kann *P. rostellata* bestimmt werden, sofern man sie nicht bei den Arten mit dickwandigen Pleurozystiden (Schlüsselpunkt C im Gruppenschlüssel) sucht. Dazu ist anzumerken, dass die Pleurozystiden von *P. rostellata* laut Originalbeschreibung dünnwandig sein sollen. Auch KITS VAN WAVEREN (1987), der zwei Kollektionen von Örstadius untersucht hat, sowie Örstadius selbst in der Funga Nordica (ÖRSTADIUS & KNUDSEN 2012) beschreiben die Pleurozystiden als dünnwandig, ENDERLE (1996) spricht von „dünner oder leicht verdickter Wand“. VASUTOVA (2008b) hat bei ihren Kollektionen Pleurozystiden mit meist um 0,5 µm, teils sogar bis 1 µm dicken Wänden festgestellt. Unsere Kollektion bestätigt dieses Merkmal, das aber offenbar nicht bei allen Aufsammlungen zu beobachten ist.

Auch makroskopisch ist *P. rostellata* durchaus variabel, was sich vor allem in der unterschiedlichen Ausprägung des Teilvelums manifestiert. Meist bleiben dessen Reste als häutige Fetzen in Hutrandnähe oder direkt am Hutrand hängen, der dadurch gezähnelte aussieht. Gelegentlich bildet es aber auch einen oberseits gerieften Stielring aus, was z.B. LUDWIG (2007a, b) beschreibt. Auch bei unserer Kollektion ist diese Ringbildung gut zu beobachten: Die Velumreste befinden sich überwiegend am Hutrand, teilweise aber auch als Ringfragmente am Stiel (vgl. Abb. 16) – da diese Kollektion auch über Sequenzierung der ITS als *P. rostellata* bestätigt ist, kann diese Merkmalsausprägung als für diese Art möglich hier klar belegt werden. VASUTOVA (2008b) hat bei ihren Kollektionen dagegen nie einen Ring festgestellt.

## Artabgrenzung

Makroskopisch sehr ähnlich ist die auch genetisch nah verwandte *P. spintrigeroides* P.D. Orton (vgl. die phylogenetischen Bäume in VASUTOVA et al. 2008 sowie LARSSON & ÖRSTADIUS 2008). *P. spintrigeroides* hat zwar deutlich dunklere Lamellen als *P. rostellata*, was bei Betrachtung einer einzelnen Kollektion ohne direkten Vergleich

jedoch nicht unbedingt weiterhilft. Eine Unterscheidung im Feld dürfte deshalb schwierig sein, zumal beide Arten auch im gleichen Habitat am gleichen Substrat vorkommen können. So haben wir beispielsweise *P. spintrigeroides* und *P. rostellata* im Rahmen der Bayerischen Mykologischen Tagung in Rothenfels am selben Tag und im selben Waldgebiet beide auf starkem Buchentotholz aufsammeln können (vgl. DONDL 2019c, d). Mikroskopisch ist *P. spintrigeroides* aber leicht durch die auch apikal dickwandigen, spitzen Zystiden unterscheidbar, die auch an der Lamellenschneide dominieren. Sie hat außerdem dunklere Sporen (vgl. CHRISTAN et al. 2017).

*P. fibrillosa* (Pers.: Fr.) Maire unterscheidet sich makroskopisch durch zartere Fruchtkörper, ein feineres, auch am Hutrand mehr faseriges, nicht so häutiges Velum und einen fast wollig beflockten Stiel. Mikroskopische Unterscheidungsmerkmale sind dunklere Sporen mit größerem Keimporus sowie meist deutlich dichter stehende pleurozystidoide Cheilozystiden an der Lamellenschneide. Die Pleurozystiden sind nahezu identisch, in der Regel jedoch schwach pigmentiert und apikal nur ausnahmsweise irregulär (vgl. CHRISTAN et al. 2019).

## Zur Verbreitung und Ökologie von *P. rostellata*

In der Roten Liste Bayern (KARASCH & HAHN 2010) ist *P. rostellata* nicht aufgeführt, in der Rote Liste Deutschlands (DÄMMRICH et al. 2016) hat sie den Status D (Daten unzureichend). In der Roten Liste Österreichs ist *P. rostellata* als gefährdet (RL3) eingestuft (DÄMON & KRISAI-GREILHUBER 2017). In der Datenbank der Pilze Deutschlands (DGFM 2021) sind nur zwei Funde dokumentiert, einer aus Bayern und einer aus Schleswig-Holstein. In der Datenbank der Pilze Österreichs (ÖSTERREICHISCHE MYKOLOGISCHE GESELLSCHAFT 2021) ist ein Fund von Anton HAUSKNECHT registriert. Bei KRIEGLSTEINER & GMINDER (2010) wird *P. rostellata* nicht erwähnt; zu diesem Zeitpunkt lag demnach noch kein gesicherter Nachweis für Baden-Württemberg vor. Funde der 1986 aus Skandinavien (Schweden) beschriebenen *P. rostellata* in Mitteleuropa wurden u.a. von ENDERLE (1996, als *P. kauffmanii*) und von VASUTOVA (2008b) publiziert. Letztere fand die Art mehrfach in Tschechien und einmal in der Slowakei. In Bayern und Deutschland ist *P. rostellata* offenbar selten. In unseren oberbayerischen Sammelgebieten haben wir sie noch nicht nachweisen können.

*P. rostellata* wächst vorwiegend an starkem Totholz von Laubbäumen (Buche, Ulme, Ahorn, Esche), gelegentlich aber auch terrestrisch in Laub- und Nadelstreu ohne ersichtlichen Holzkontakt.

**M. Dondl**

## Danksagung

Wir danken der Bayerischen Mykologischen Gesellschaft e.V. und dem Verein für Pilzkunde München e.V. für die Übernahme der Sequenzierungskosten. Unser herzlicher Dank gilt auch Dr. Christoph Hahn (Dießen) für die kritische Durchsicht des Manuskripts und wertvolle Unterstützung bei der Überarbeitung und Korrektur. Dank auch an Harald Ostrow (Coburg) für seine Bilder.



## Literatur

- CHRISTAN J, HUSSONG A, DONDL M (2017) – Beiträge zur Familie Psathyrellaceae: *Psathyrella spintrigeroides*, *Psathyrella supernula*, *Psathyrella typhae*. *Mycologia Bavarica* **18**: 38-44.
- CHRISTAN J, HUSSONG A, DONDL M (2019) – Beiträge zur Familie Psathyrellaceae II: *Coprinopsis canocephs*, *Psathyrella dunensis*, *Psathyrella fibrillosa* und *Psathyrella magnispora*. *Mycologia Bavarica* **19**: 25-48.
- CONSIGLIO G (2005) – Contributo alla conoscenza dei Macromiceti dell'Emilia-Romagna. XXIII. Famiglia Coprinaceae - Parte terza. Bollettino del Gruppo Micologico G. Bresadola – Nuova Serie **48(2)**: 7-22.
- DÄMMRICH F, LOTZ-WINTER H, SCHMIDT M, PÄTZOLD W, OTTO P, SCHMITT JA, SCHOLLER M, SCHURIG B, WINTERHOFF W, GMINDER A, HARDTKE HJ, HIRSCH G, KARASCH P, LÜDERITZ M, SCHMIDT-STOHN G, SIEPE K, TÄGLICH U, WÖLDECKE K (2016) – Rote Liste der Großpilze und vorläufige Gesamtartenliste der Ständer- und Schlauchpilze (Basidiomycota und Ascomycota) Deutschlands mit Ausnahme der Flechten und der phytoparasitischen Kleinpilze. – In: MATZKE-HAJEK G, HOFBAUER N, LUDWIG G (Red.): Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Band 8: Pilze (Teil 1) – Großpilze. Münster (Landwirtschaftsverlag). *Naturschutz und Biologische Vielfalt* **70(8)**: 31-433.
- DÄMON W, KRISAI-GREILHUBER I (2017) – Die Pilze Österreichs. Verzeichnis und Rote Liste 2016. Teil: Makromyzeten. – Herausgeber: Österr. Mykolog. Ges., Wien.
- DESCHUYTENEER D (2021) – *Psathyrella multipedata* (Koll. 2016). <http://www.amfb.eu/Myco/Psathyrelles/Pages/Psathyrella-multipedata.html>. Zuletzt aufgerufen am 04.04.2021.
- DESCHUYTENEER D & CLESSE B (2020) – Association des Mycologues Francophones de Belgique; <http://www.amfb.eu/Myco/Psathyrelles/Pages/Psathyrella-obtusata.html>. Zuletzt aufgerufen am 27.04.2021.
- DITTRICH I (2010) – Pilz des Monats Juli 2010. <https://www.pilzfreun.de/2010/06/buscheliger-faserling-juli-2010/>. Zuletzt aufgerufen am 04.04.2021.
- DGFm (2021) – <http://pilze-deutschland.de>. Zuletzt aufgerufen am 21.04.2021.
- DONDL M (2012) – Nr. 2: *Psathyrella psammophila* A.H. Sm.; <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2012/coprinaceae/coprinaceae.html#ank2>.
- DONDL M (2013a) – Nr. 5: *Psathyrella psammophila* A.H. Sm.; <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2013/coprinaceae/coprinaceae.html#ank5>.
- DONDL M (2013b) – Nr. 6: *Psathyrella psammophila* A.H. Sm.; <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2013/coprinaceae/coprinaceae.html#ank6>.
- DONDL M (2014) – Nr. 1: *Psathyrella multipedata* (Peck) A.H. Sm.; <https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2014/psathyrellaceae/psathyrellaceae.html#ank1>.
- DONDL M (2017) – Nr. 5: *Psathyrella psammophila* A.H. Sm.; <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2017/psathyrellaceae/psathyrellaceae.html#ank5>.
- DONDL M (2019a) – Nr. 3: *Psathyrella psammophila* A.H. Sm.; <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2019/psathyrellaceae/psathyrellaceae.html#ank3>.
- DONDL M (2019b) – Nr. 4: *Psathyrella psammophila* A.H. Sm.; <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2019/psathyrellaceae/psathyrellaceae.html#ank4>.
- DONDL M (2019c) – Nr. 6: *Psathyrella rostellata* Örstadius; <http://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2019/psathyrellaceae/psathyrellaceae.html#ank6>.
- DONDL M (2019d) – Nr. 7: *Psathyrella spintrigeroides* P.D. Orton; <http://www.interhias.de/>

- schwammerlseiten/bestimmungen/2019/psathyrellaceae/psathyrellaceae.html#ank7  
Stand 24.04.2021.
- DONDL M (2020) – Nr. 10: *Psathyrella multipedata* (Peck) A. H. Smith; <https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2020/psathyrellaceae/psathyrellaceae.html#ank10>.
- ENDERLE M (1996) – Studien in der Gattung *Psathyrella* IV. Beiträge zur Kenntnis der Pilze Mitteleuropas **10**: 35-58.
- ENDERLE M (1998) – Studien in der Gattung *Psathyrella* VII. Zeitschrift für Mykologie **64(2)**: 225-229.
- ENDERLE M (2000) – Studien in der Gattung *Psathyrella* VIII. Zeitschrift für Mykologie **66(1)**: 3-26.
- GRÖGER F (2014) – Bestimmungsschlüssel für Blätterpilze und Röhrlinge in Europa. Teil II. Regensburger Mykologische Schriften Band **17**: 1-685.
- HAGARA L (2014) – An albinotic form of *Lactarius vietus* and an annulate form of *Psathyrella multipedata*. Czech Mycology **66(1)**: 99–105.
- HOFSTETTER V, BUYCK B, EYSSARTIER G, SCHNEE S, GINDRO K (2019) – The unbearable lightness of sequenced-based identification. Fungal Diversity **96**: 243–284.
- HONGO (1952) – Larger fungi of the provinces of Omi and Yamashiro 3. Journal of Japanese Botany **27(6)**: 28-29.
- HONGO (1966) – Notes on Japanese larger fungi (18). Journal of Japanese Botany **41(6)**: 7-9.
- IMAI S (1938) – Studies on the Agaricaceae of Hokkaido 2. Journal of the Faculty of Agriculture of the Hokkaido Imperial University **43**: 179-378.
- KARASCH P, HAHN C (2010) – Rote Liste gefährdeter Großpilze Bayerns. Bayerisches Landesamt für Umwelt. 108 S.
- KITS VAN WAVEREN E (1977) – Notes on the genus *Psathyrella* VI. Four controversial species of *Psathyrella*: *P. fibrillosa*, *P. frustulenta*, *P. clivensis*, and *P. obtusata*. Persoonia **9(3)**: 281-304.
- KITS VAN WAVEREN E (1985) – The Dutch, French and British species of *Psathyrella*. Persoonia Suppl. **2**: 1-300.
- KITS VAN WAVEREN E (1987) – Additions to our monograph on *Psathyrella*. Persoonia **13(3)**: 327-368.
- KRIEGLSTEINER GJ, GMINDER A (2010) – Die Großpilze Baden-Württembergs. Band **5**: Ständerpilze: Blätterpilze III. Stuttgart: Eugen Ulmer KG. S. 629f.
- LABBÉ (2002) – Taxon IUMQ2029, *Britzelmayria multipedata*. <https://www.mycocquebec.org/bas.php?post=Psathyrella&l=r&nom=Britzelmayria%20multipedata%20/%20Psathyrelle%20cespiteuse&tag=Britzelmayria%20multipedata&gro=33>. Zuletzt aufgerufen am 04.04.2021.
- LANGE J E (1939) – Flora agaricina danica. Vol. **4**. Kopenhagen – Reprint mit italienischer Übersetzung von Giacomo Lazzari, Liberia editrice Giovanna Biella Vol. II (1994).
- LARSSON E, ÖRSTADIUS L (2008) – Fourteen coprophilous species of *Psathyrella* identified in the Nordic countries using morphology and nuclear rDNA sequence data. Mycological Research **112**: 1165-1185.
- LUDWIG E (2007a) – Pilzkompodium Bd. **2**, Abbildungen. Berlin: Fungicon.

- LUDWIG E (2007b) – Pilzkompodium Bd. **2**, Beschreibungen. Berlin: Fungicon.
- MARQUA J (2021) – Büscheliger Mürbling *Psathyrella multipedata* (Peck) Smith. <http://www.pilzflora-ehingen.de/pilzflora/arthtml/pmultipedata01.php>.
- MUÑOZ G, CABALLERO A (2012) – Contribución al conocimiento del género *Psathyrella* en la Península Ibérica (I). Boletín micológico de FAMCAL **7**: 37-74.
- MUÑOZ G, CABALLERO A (2013) – Contribución al conocimiento del género *Psathyrella* (incluidos taxones ahora transferidos a los géneros *Coprinopsis* y *Parasola*) en la Península Ibérica (II). Boletín micológico de FAMCAL **8**: 17-46.
- ÖRSTADIUS L (2007) – Studies on *Psathyrella* within the project Funga Nordica. *Agarica* **27**: 64-89.
- ÖRSTADIUS L, KNUDSEN H (2012) – *Psathyrella*. In: KNUDSEN H, VESTERHOLT J (eds.): *Funga Nordica, Agaricoid, boletoid, clavarioid, cyphelloid and gastroid genera*. S. 586-623. Kopenhagen.
- ÖRSTADIUS L, RYBERG M, LARSSON E (2015) – Molecular phylogenetics and taxonomie in Psathyrellaceae (Agaricales) with focus on psathyrelloid species: introduction of three new genera and 18 new species. *Mycological Progress* **14(25)**: 1-42. DOI 10.1007/s11557-015-1047-x.
- ÖSTERREICHISCHE MYKOLOGISCHE GESELLSCHAFT (2021) – Mykologische Datenbank. Bearbeitet von KRISAI-GREILHUBER I, FRIEBES G (Fortsetzung von DÄMON W, HAUSKNECHT A, KRISAI-GREILHUBER I: Datenbank der Pilze Österreichs). Mykologische Datenbank ([pilzdaten-austria.eu](http://pilzdaten-austria.eu)). Zuletzt aufgerufen am 30.4.2021.
- Peck CH (1905) – New species of fungi. Bulletin Torrey Botanical Club **32**: 77-81.
- PERSON DCH (1801) – Synopsis Methodica Fungorum I. Göttingen.
- SMITH AH (1941) – Studies of North American agarics I. In Contributions from the University of Michigan Herbarium **5**: 1-73.
- SMITH AH (1972) – The North American Species of *Psathyrella*. *Memoirs of the New York Botanical Garden* **24**: 1–633.
- RUGGERO A, CONTU M (2007). Contribution to the study of the mycological flora of the Limbara Mount (Gallura, Sardinia). – II. The macrofungi of the artificial *Abies cephalonica* woods. *Micologia e Vegetazione Mediterranea* **22**: 53-66.
- VASUTOVA M (2008a) – Taxonomic studies on *Psathyrella* sect. *Spadicea*. *Czech Mycology*. **60(2)**: 137-171.
- VASUTOVA M (2008b) – *Psathyrella rostellata* in the Czech Republic and Slovakia. *Biologia* **63(4)**: 487-492.
- VASUTOVA M, ANTONIN, V, URBAN A (2008) – Phylogenetic studies in *Psathyrella* focusing on sections *Pennatae* and *Spadiceae* – new evidence for the paraphyly of the genus. *Mycological Research* **112**: 1153-1165.
- VOTO P, DOVANA F, GARBELOTTO M (2019) – A revision of the genus *Psathyrella*, with a focus on subsection *Spadiceogriseae*. *Fungal Systematics and Evolution* **4**: 97-170.
- WÄCHTER D, MELZER A (2020) – Proposal for a subdivision of the family Psathyrellaceae based on a taxon-rich phylogenetic analysis with iterative multigene guide tree. *Mycological Progress* **19**: 1151–1265.

## Fungi selecti Bavariae Nr. 43

*Clavaria zollingeri* Lév. 1846

– Violettfarbene Koralle

ELFRIEDE KELLNHOFER<sup>1</sup>, JOSEF CHRISTAN<sup>2</sup>

Basidiomycota – Agaricomycetes – Agaricales – Clavariaceae – *Clavaria*



*Clavaria zollingeri* Standort- und Studioaufnahme.  
Fotos: E. KELLNHOFER

**Beschreibung:** Frk. 2-4 cm hoch und 3-7 cm breit; büschelig, korallenartig verzweigt wachsend; Strunkbasis hell weißlich, hellviolett, aufwärts violett, glatt, zylindrisch bis etwas konisch im Übergang zu den Ästen; Äste jung unverzweigt, ausgewachsen mehrfach verzweigt, rundlich bis etwas abgeflacht, wellig, mit glatter Oberfläche, äußerst zerbrechlich, mit geweihartig stumpfen Astenden. Astfarben intensiv violett, hygrophan, die Enden rasch bräunend. Fleisch violett, hygrophan. Geruch unbedeutend, Geschmack nicht getestet. Sporenpulver weiß. Sporen 4-7 x 3-5,5 µm, eiförmig bis breitellipsoid, glatt, inamyloid. Basidien 30-60 x 5-9 µm, 4-sporig, ohne Schnallen; Hyphen 4-12 µm im Ø, glatt ± dünnwandig, zylindrisch, etwas verwoben.

**Funddaten:** Bayern, Landkreis Cham, Gemeinde Furth im Wald, östlicher Oberpfälzer Wald, Skilift Voithenberg; TK25 6642/423; 21.6.–21.7.2020; ca. 750 m ü. N.N.; leg. E. Kellnhofer, det. E. Kellnhofer & J. Christan; Privatherbar JC 2731.

**Ökologie und Verbreitung:** Auf bodensauerem Magerrasen (Skiliftwiese) mit Anflug von *Betula* L., *Salix* L. und *Sorbus aucuparia* L.; zeitweilig > 50 Fruchtkörper auf ca. 300 m<sup>2</sup>. Bei Pilze-Deutschland sind 5 Datensätze in Bayern angegeben.

**Diskussion:** Verwechslungen sind mit der sehr ähnlichen Amethystfarbenen Koralle (*Clavulina amethystina* (Bull.) Donk) möglich, diese hat jedoch 2-sporige Basidien sowie Schnallen an Basidien und Hyphen.

**Literatur:** JÜLICH W (1984) – Die Nichtblätterpilze, Gallertpilze und Bauchpilze, Aphyllophorales, Heterobasidiomycetes, Gasteromycetes, Vol. IIb/1. Fischer, Germany. KRIEGLSTEINER GJ (2000) – Die Großpilze Baden-Württembergs. Band 2: Ständerpilze. 620 S.

**Anschrift der Autoren:** <sup>1</sup>Schafberg 8, 93437 Furth im Wald, ekellnhofer@gmx.de; <sup>2</sup>Wiesbachhornstraße 8, 81825 München, josef-maria.christan@posteo.de

# ***Gloiodon strigosus* – ein zweiter bayerischer und deutscher Nachweis nach über 40 Jahren**

CHRISTOPH HAHN<sup>1</sup> & IRMGARD KRISAI-GREILHUBER<sup>2</sup>

HAHN C, KRISAI-GREILHUBER I (2021) – *Gloiodon strigosus* – a second Bavarian and German record after more than 40 years. *Mycologia Bavariaca* **21**: 131-147.

**Key words:** Russulales, Auriscalpiaceae, *Gloiodon*, morphology, anatomy, ecology, red lists

**Summary:** A recent Upper Bavarian find of *Gloiodon strigosus*, which is very rare in Central Europe and has previously been missing in Germany for over 40 years, is presented. The macroscopic and anatomical features are described in detail and represented by micro and macro photos. A detailed comparison of the habitat of the presented collection with the location conditions of three earlier records from Austria reveals as common features permanently high humidity, a relative high protection value of the habitat and a moderate to warm microclimate. The high humidity and the preference for near-natural site conditions are confirmed by the evaluation of publications of finds of *G. strigosus* in Scandinavia and Poland as important factors for the occurrence of this species. Occurrences of *G. strigosus* therefore have an extremely high nature conservation value. Due to the rarity, the high habitat requirements and the strong decline (also missing in Austria for almost 40 years), a very high classification is strongly recommended for future revisions of the Red Lists of the endangered Macrofungi of Bavaria respectively of Germany.

**Zusammenfassung:** Ein aktueller oberbayerischer Fund des in Mitteleuropa sehr seltenen und in Deutschland zuvor seit über 40 Jahren verschollenen *Gloiodon strigosus* wird vorgestellt. Hierbei werden die makroskopischen und anatomischen Merkmale ausführlich beschrieben und durch Mikro- und Makrofotos dargestellt. Ein ausführlicher Vergleich des Standorts des vorgestellten Fundes mit den Standortbedingungen dreier früherer Nachweise aus Österreich ergibt als Gemeinsamkeit eine dauerhaft hohe Luftfeuchtigkeit, relative Naturnähe des Habitats und ein gemäßigt bis warmes Kleinklima. Die hohe Luftfeuchtigkeit und die Präferenz für naturnahe Standortbedingungen werden durch Auswertung von Veröffentlichungen von Funden von *G. strigosus* in Skandinavien und Polen als wichtige Faktoren für das Vorkommen dieser Art bestätigt. Vorkommen von *G. strigosus* besitzen folglich einen äußerst hohen naturschutzfachlichen Wert. Aufgrund der Seltenheit, der hohen Habitatsansprüche und der starken Rückläufigkeit (auch in Österreich seit knapp 40 Jahren verschollen) wird eine sehr hohe Einstufung bei angedachten Neubearbeitungen der Roten Listen der gefährdeten Großpilze Bayerns resp. Deutschlands dringend empfohlen.

## **Einleitung**

Die Familie der Auriscalpiaceae umfasst nach LIU et al. (2017) vier Gattungen: *Auriscalpium* Gray, *Dentipratulum* Domanski, *Gloiodon* P. Karst. und *Lentinellus* P. Karst. Obwohl der einzige europäische Vertreter der Gattung *Gloiodon*, *G. strigosus*

**Anschrift der Autoren:** <sup>1</sup> Hobelwirtstr. 3, D-86911 Dießen-Dettenschwang, <sup>2</sup>Department für Botanik und Biodiversitätsforschung an der Universität Wien, Rennweg 14, 1030 Wien, Österreich.

(Sw.) P. Karst. makroskopisch unverwechselbar ist, liegen kaum noch aktuelle Fundmeldungen aus Mitteleuropa vor, was auf die ausgesprochene Seltenheit dieses Pilzes hinweist. Der erste und letzte Nachweis aus Deutschland datiert aus dem Jahr 1980 (JAHN & STURM 1983), aus Österreich wurde die Art seit 1984 nicht mehr gemeldet (ÖSTERREICHISCHE MYKOLOGISCHE GESELLSCHAFT 2021). Aus der Schweiz ist nur ein einziger, allerdings rezenter Fund (aus dem Jahr 2015) bekannt (WSL 2021). Auch in Frankreich ist bislang nur ein einziger Fund gemeldet worden (INPN 2021).

Während einer Exkursion zum Rottbach (Oberbayern, Landkreis Landsberg am Lech) konnte der Erstautor mehrere Fruchtkörper von *Gloiodon strigosus* an einem stehenden, abgestorbenen Seitenstamm einer lebenden Grauerle – *Alnus incana* (L.) Moench. – auffinden. Die seitlich vom Substrat abstehenden, wirr braunfilzigen Hüte mit ihrem stacheligen Hymenophor erinnerten sehr an *Auriscalpium vulgare* Gray, sodass bereits im Gelände die Bestimmung als *Gloiodon strigosus* sofort klar war.

Aufgrund der großen Seltenheit dieser Art und ihres hohen naturschutzfachlichen Wertes wird diese Kollektion ausführlich vorgestellt, die Morphologie und Anatomie mit früheren Beschreibungen verglichen und die Ökologie der bekannten Funde aus Deutschland und Österreich zusammengefasst.

## Material und Methoden

Alle mikroskopischen Untersuchungen erfolgten mit einem Olympus BX-53 Mikroskop (Triokular, Fototubus). Für die Untersuchung bei 1000facher Vergrößerung wurde hier ein UPLXAPO10-Objektiv (100x, Ölimmersion) verwendet. Mikrofotos wurden mithilfe einer Olympus EP50-Kamera (5 Mpx) aufgenommen und mit Hilfe des Programms EPview (Olympus) Version 1.2 bearbeitet. Sporen und andere Strukturen wurden in Leitungswasser mittels EPview vorgenommen. Hierbei wurden die zu messenden Strukturen manuell ausgewählt und manuell an den gemachten Fotos vermessen. Es wurden 30 Sporen, welche von einem Fruchtkörper auf den direkt darunter liegenden Fruchtkörper abgesport hat, vermessen, indem hierfür der Hutfilz des unteren Fruchtkörpers nach Sporen abgesucht wurde, da kein Sporenabwurf zu gewinnen war. Die Sporenmaßangaben umfassen (unterstrichen) den Mittelwert und die Ober- und Untergrenzen der Messergebnisse. Mikrozeichnungen wurden frei Hand ohne Zeichentubus erstellt.

Die Schnitte erfolgten unter einem Olympus SZ61-Stereomikroskop mit Hilfe einer scharfen Rasierklinge per Hand.

Als Untersuchungsmedien wurde Leitungswasser (alle Messungen), Melzers Reagens, Kalilauge (5 %) sowie Sulfovanillin verwendet. Das Sulfovanillin wurde wie folgt kurz vor der Verwendung hergestellt: Vanillinkristalle wurden in wenig konzentrierter Schwefelsäure gelöst und dann wurde in kleinen Mengen weiter konz. Schwefelsäure zugegeben, bis alle Vanillinkristalle gelöst waren, damit eine gesättigte Sulfovanillin-Lösung vorliegt. Die zu untersuchenden Schnitte wurden dann direkt in dieser Lösung mikroskopiert.

Makrofotos wurden mit Hilfe einer Canon Eos 6d Mark II Vollformatkamera ausgerüstet mit einem Canon 100mm EF Makroobjektiv aufgenommen. Detailfotos wurden über einen Euromex Holland-Adapter (Firma Omegon) über den Fototubus des Olympus SZ61-Steromikroskops aufgenommen. Als Lichtquelle wurde ein LED-Ringlicht (RL66, Starlight) verwendet.

## Ergebnisse

***Gloiodon strigosus* (Sw.) P. Karst., Meddelanden af Societas pro Fauna et Flora Fennica 5: 42 (1879)**

### Tafel 1-4, Abb. 1-3

- ≡ *Hydnum parasiticum* Pers., Icones et Descriptiones Fungorum Minus Cognitorum 2: 55, t. 14:2 (1800) nom. illeg. non *Hydnum parasiticum* L., Species Plantarum: 1648 (1763)
- ≡ *Hydnum strigosum* Sw., Kongl. Vetensk. Acad. Nya Handl.: 250 (1810) (nomen novum für *Hydnum parasiticum* Pers. non L.)
- ≡ *Sclerodon strigosus* (Sw.) P. Karst., Bidrag till Kännedom av Finlands Natur och Folk 48: 361 (1889)
- ≡ *Mycoleptodon strigosus* (Sw.) Pat., Essai taxonomique sur les familles et les genres des Hyménomycètes: 117 (1900)
- ≡ *Steccherinum strigosum* (Sw.) Banker, Memoirs of the Torrey Botanical Club 12: 128 (1906)
- ≡ *Leaia piperata* Banker, Memoirs of the Torrey Botanical Club 12: 175 (1906) (Typus: *Hydnum parasiticum* Pers. non L.)
- ≡ *Hydnum piperatum* (Banker) Sacc. & Trotter, Sylloge Fungorum 21: 373 (1912)

**Fruchtkörper** pileat, aus einer filzigen Matte aus braunen Haaren einzelne oder übereinander stehende Hüte entspringend, diese bis 25 mm vom Substrat abstehend und bis zu 42 mm breit (vgl. Tafel 1 a, c); **Hüte** im Schnitt aus mehreren, bis ca. 1 mm dick werdenden, blass braunen und auffallend schwarz berandeten Tramaplatten, welche in einen dichten, dunkelbraunen Filz eingebettet sind, aufgebaut – die Gesamtmasse des Hutes vor allem aus dem dunkelbraunen Filz bestehend (vgl. Tafel 1 d); am Hutrand mit zungenartig auswachsenden, oberseits dunkelbraunen bis schwarzen, dünnen Tramaappen, die einer flachen Hand ähnlich Finger bilden (vgl. Tafel 1 e); **Hutoberseite** dicht mit einem Filz aus braunen Haaren bedeckt, darunter Oberfläche dunkelbraun bis schwarz; **Hymenophor** an der Unterseite der Hüte stachelig, etwas am Substrat herablaufend (Übergang zwischen pileaten und effuso-reflexen Fruchtkörpern, wobei der pileate Anteil deutlich überwiegt); **Stacheln** bis zu 7 mm lang und an der Basis bis 0,5 mm im Durchmesser, an der Basis hell weißgrau, zur Spitze hin erst dunkelgrau, dann fast schwarz, schließlich bernsteingelbbraun gefärbt (vgl. Tafel 1 b), äußerste Stachelspitze gelb, bei manchen Fruchtkörpern auch Stacheln nur von hell weißgrau zu fast schwarz an der Stachelspitze und ohne gelbbraune Töne.

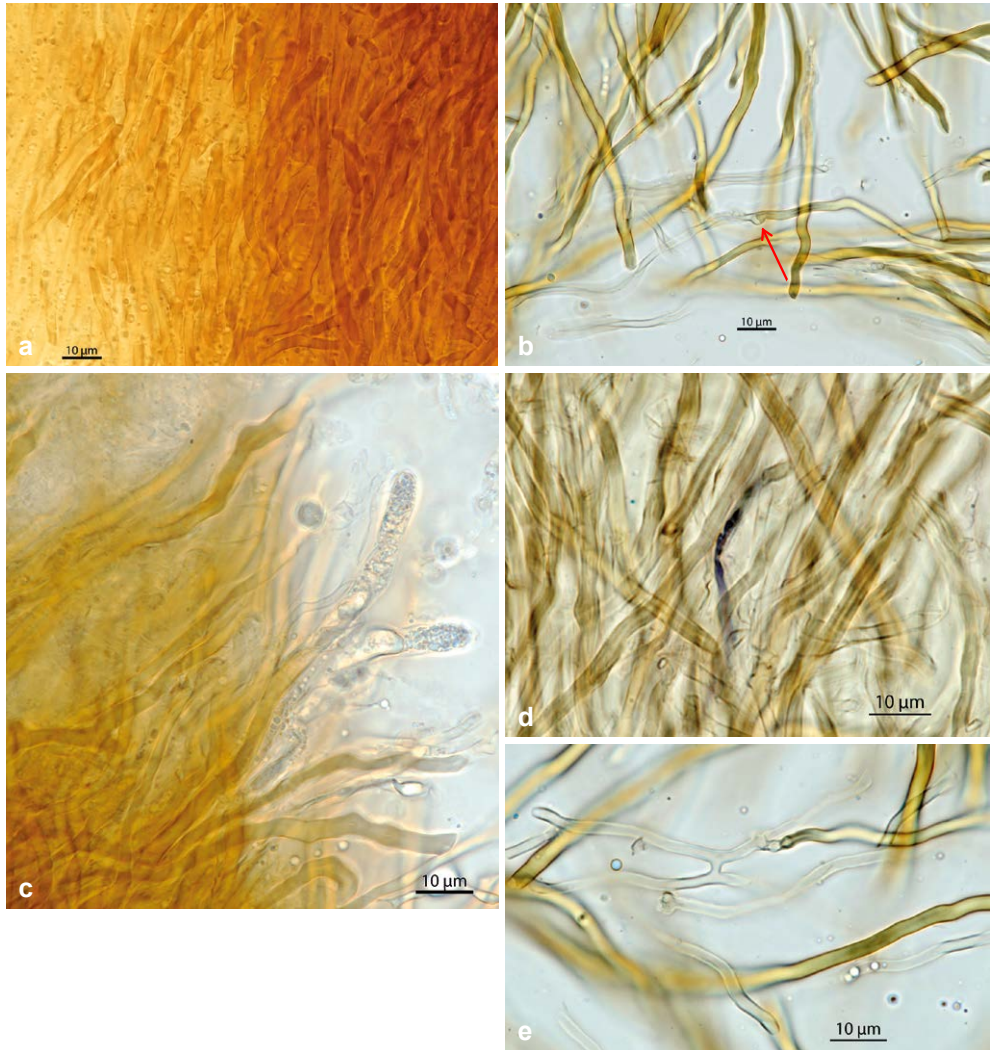


**Tafel 1 a-e** – *Gloiodon strigosus*, **a** CH2021040101, Standortaufnahme. **b** CH2021032802, Stacheln mit Farbverlauf von grau über schwärzlich zu gelbbraunen Tönen. **c** CH2021040101, Standortaufnahme. Am Hutrand ist die schwarze Oberfläche unterhalb der Schicht aus Haaren erkennbar. **d** CH2021032802, Studioaufnahme (Stereomikroskop). Dunkel berandete Tramaplatten in rostbraunem Filz, Stacheln aus Tramaplatten hervorgehend, teils vom Filz eingeschlossen/überwachsen. **e** CH2021032802, Studioaufnahme (Stereomikroskop). Junger, oberseits noch unbehaarter, handförmiger Randlappen am Hutrand mit mehreren, kurzen, flachen, fingerartigen Auswüchsen. Fotos: C. HAHN

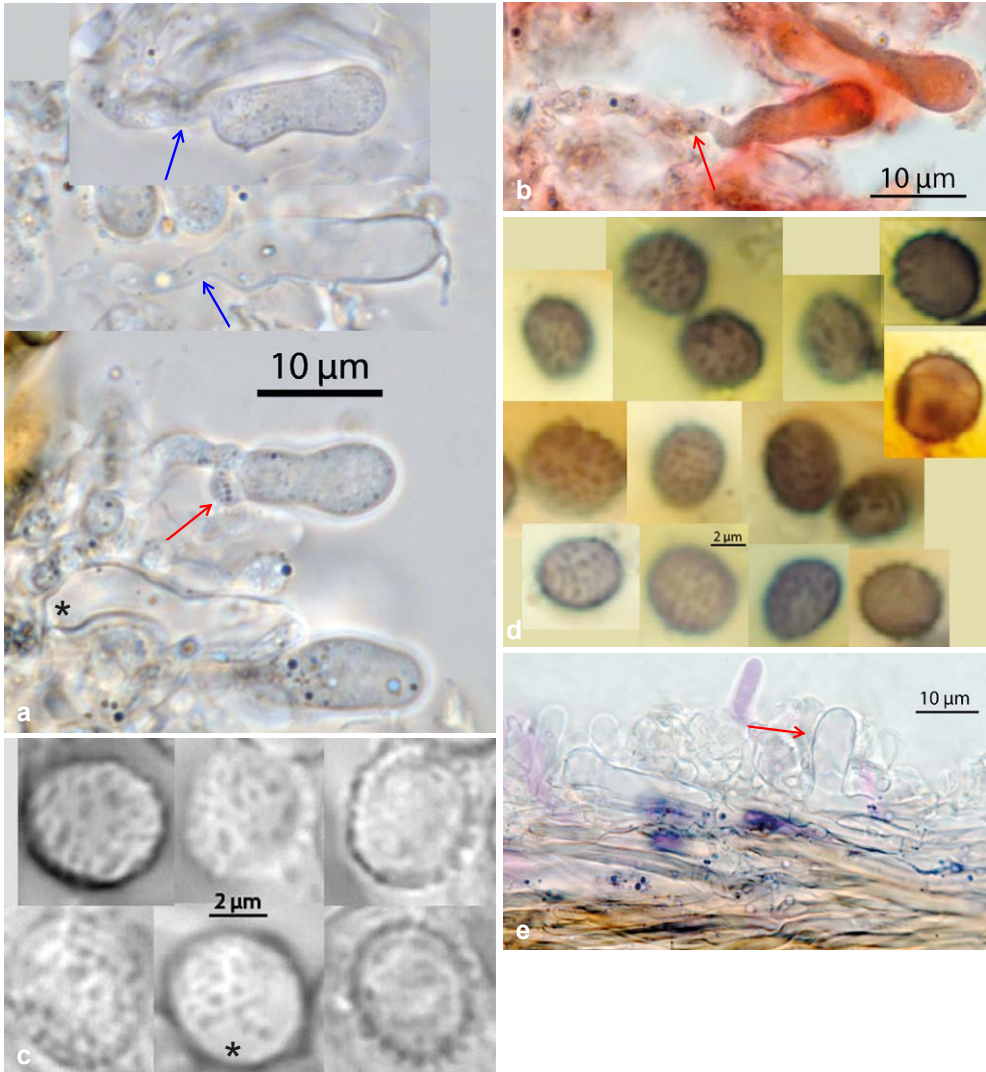
**Hymenophoraltrama** dimitisch, aus welligen bis etwas knorrigen, unverzweigten, aber etwas miteinander verwobenen, zur Stachelspitze ausgerichteten Skeletthyphen (vgl. Tafel 2 a, c), die in Form sehr langer Endzellen direkt aus generativen Hyphen hervorgehen (vgl. Tafel 2 b). Skeletthyphen im Durchlicht gelbbraun, 1,8-3,0(-3,6) µm dick, bis über 1000 µm lang werdend, mit stark verdickten Wänden, dadurch das



Zelllumen über den größten Teil der Länge verschwindend und nur an knorrigen, verdickten Bereichen sowie an der dünnwandigeren Hyphenspitze mit einem kleinen Restlumen; generative Hyphen 1,7-2,5 µm dick, farblos-hyalin, mit Schnallen, dünnwandig bis etwas dickwandig, Wandstärke meist 0,3-0,5 µm, selten auch dünnwandig; generative Hyphen häufig verzweigt, sowohl über auswachsende Schnallenbögen, gegenüber des Schnallenbogens oder interkalar, häufig offene Anastomosen bildend (vgl. Tafel 2 e); Hymenophoraltrama zudem mit eingestreuten, SV-positiven Gloeohyphen (vgl. Tafel 2 d), diese bis ins Hymenium reichend und dort gloeocystidenartige Endzellen bildend (vgl. Tafel 2 c); Gloeohyphen in Wasser farblos, durch zahlreiche, kleine Tröpfchen im Zellplasma auffallend, jedoch nicht vollständig, sondern meist nur teilweise mit Sulfovanillin violettschwarz verfärbend; Gloeohyphen in der Trama 1,7-3,0(-3,7) µm dick, gloeocystidenartige Endzellen dichter öartig gefüllt (mit vielen, dicht gedrängten Tröpfchen) als die Gloeohyphen, bis 60 x 8,0 µm, tiefer als die Basidien in der Hymenophoraltrama wurzelnd und von dort ausgehend bis ins Hymenium ragend, aber nicht aus diesem herausstehend. **Hymenium** großteils aus Basidiolen und Basidien aufgebaut, dazwischen eingestreute Hymenialcystiden vorhanden; **Basidien** (2- bis) 4-sporig, mit relativ zur Basidiengröße auffallend langen Sterigmen (bis 7 µm lang); Basidien aus einem meist median eingeschnürten, 11,5-20 x 5,3-6,2 µm großen Zellkörper, dieser mit manchmal leicht verdickten (bis 0,3 µm) Wänden, und einer 1,4-2,4 µm schmalen, dünnwandigen Wurzel aufgebaut, selten auch zwischen beiden Teilstrukturen mit Septum (Schnalle), dadurch diese Basidien dann nicht wurzelnd (vgl. Tafel 3 a); Basidienwurzel gerne gewunden, sehr dünnwandig, kontrastarm, dadurch zwischen Schnalle und Verdickung nicht immer leicht zu unterscheiden und Länge schwer bestimmbar (vgl. Tafel 3 b; Wurzeln bis 10 µm Länge feststellbar). **Sporen** 4,5-5,1-5,7 x 3,7-4,3-4,6 µm, Q = 1,1-1,2-1,3, subglobos bis breit ellipsoid, farblos-hyalin, stark amyloid; Sporenornament teils isoliert warzig bis stachelig, aber auch aus kurzen Wulsten bestehend, Wülste sich teils auch berührend und dann kleine, verbundene gratige bis fast zebrierte Bereiche bildend (vgl. Tafel 3 c-d, Abb. 1); Sporenornament bereits ungefärbt in Wasser gut als warzig bis wulstig erkennbar (vgl. Tafel 3 c), mit Melzers Reagens angefärbt deutlicher sichtbar, da sich stark anfärbend (vgl. Tafel 3 d). Warzen meist 0,2-0,3 µm hoch, selten auch bis zu 0,4 µm, wenn isoliert ca. 0,2 µm breit; Wülste in Aufsicht 0,3-0,5 (-0,8) x 0,2-0,3 µm, in Seitenansicht 0,2-0,3 µm hoch; im Fall von zu einem Muster verbundenen Wülsten, diese bis 1,8 µm lang werdend, hierbei aber als kürzere Einzelwülste erkennbar, diese dünner (an der Auflösungsgränze) verbunden. **Hymenialcystiden** aus sich aufrichtenden Endzellen generativer Hyphen (vgl. Tafel 3 e), diese entlang der Hymenophoraltramaoberfläche verlaufend, bis 40 x 8 µm, teils knorrig bis unförmig, Wand gerne etwas verdickt (bis 0,3 µm). **Hyphensystem** der Tramaplatten pseudodimitisch, d. h. hier generative Hyphen in mehrzelligen Bereichen so dickwandig, dass das Lumen ganz oder fast verschwindet, und dies nicht nur auf die unseptierten, unverzweigten Endzellen beschränkt ist; neben den spärlich septierten (Schnallen), dickwandigen, skelettisierten Hyphen möglicherweise auch echte

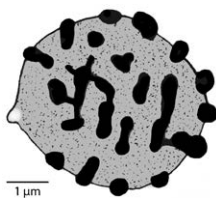


**Tafel 2** – *Gloiodon strigosus*, **a** CH2021032802, Hymenophoraltrama mit dicht stehenden, etwas verwobenen Skeletthyphen in Wasser (Schnitt, etwas gequetscht). **b** CH2021032802, Hymenophoraltrama mit Skelett- und generativen Hyphen in Wasser; Pfeil: Übergang von generativer Hyphe zu Skeletthyphe (Schnalle). Zupf- und Quetschpräparat. **c** CH2021032802, Hymenophoraltrama nahe der Stacheloberfläche mit besonders knorrigen Skeletthyphen sowie zwei Endzellen der Gloeohyphen und generativen Hyphen, in Wasser. Zupf- und Quetschpräparat. **d** CH2021032802, Hymenophoraltrama mit partiell violetschwarz gefärbter Gloeohyphe in Sulfovanillin. Zupf- und Quetschpräparat. **e** CH2021032802, Hymenophoraltrama; offene Anastomose zwischen zwei generativen Hyphen und Übergang zu einer Skeletthyphe über eine Verzweigung, in Wasser. Zupf- und Quetschpräparat. Fotos: C. HAHN



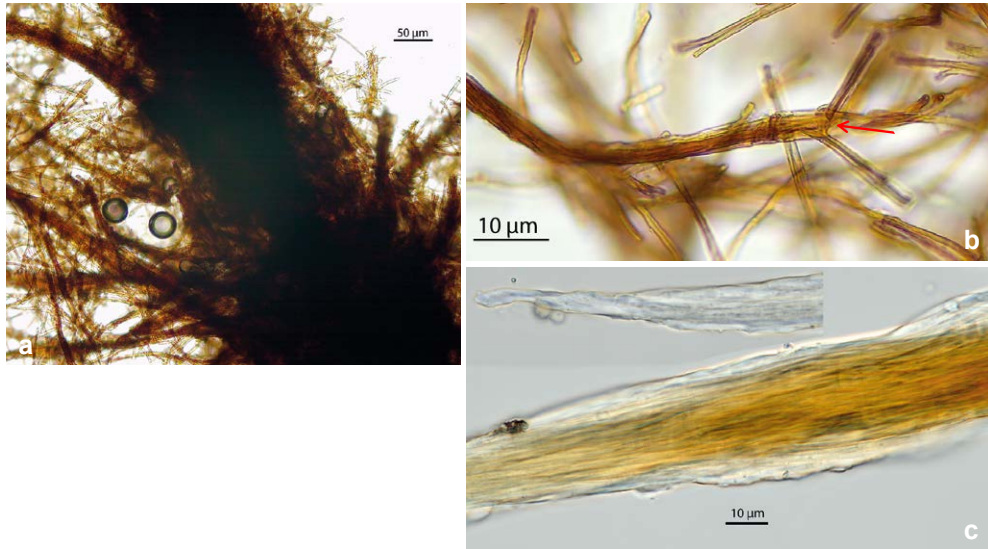
**Tafel 3** – *Gloiodon strigosus*, **a** CH2021032802, Basidien und Basidiolen; Roter Pfeil: Basalschnalle direkt an der Basis des Zellkörpers der Basidie; blaue Pfeile: Basidienwurzel; \* Hymenialcystide; Quetschpräparate in Wasser. **b** CH2021032802, junge Basidie mit Wurzel; roter Pfeil: Lage des Septums (Schnalle), trotz Färbung nur schwer erkennbar; Quetschpräparat in Kongorot in Ammoniak. **c** CH2021032802; Sporen lebend in Wasser. \* Spore mit etwas gratigem, verzweigtem Ornament. **d** CH2021032802; Sporen in Melzers Reagens. **e** CH2021032802, Hymenium in Sulfovanillin – Hymenialcystide (Pfeil) nicht mit Sulfovanillin reagierend.

Fotos: C. HAHN



**Abb. 1** – *Gloiodon strigosus*, CH2021032802; Spore in Melzers Reagens.

Zeichnung: C. HAHN



**Tafel 4** – *Gloiodon strigosus*, **a** CH2021032802; Filzgeflecht zwischen den Tramaplatten; Übersichtsaufnahme in Wasser. **b** CH2021032802; dünner Hyphenstrang des Filzgeflechts; Verzweigung über Knotenbildung, mit offener Anastomose und Verzweigung (Pfeil); in Wasser. **c** CH2021032802; Haar der Hutoberfläche, zusammengesetzt aus sehr dicht gepackten, skelettisierten, sehr dickwandigen generativen Hyphen, welche im Haarinneren bernsteinbraun gefärbt sind, an der Oberfläche aber farblos-hyalin sind; oben links: äußerste Haarspitze aus farblos-hyalinen Hyphen und schließlich aus nur einer Einzelhyphe als Haarende; in Wasser.

Fotos: C. HAHN

Skeletthyphen (lang auswachsende Endzellen, die dann skelettisiert werden) vorhanden. Skelettisierte Hyphen der Tramaplatten sehr wellig bis knorrig, verzweigt und stark miteinander verwoben, hierbei irregulär in verschiedene Richtungen laufend und so an Bindehyphen erinnernd; skelettisierte Hyphen 1,7-2,7 µm dick, farblos-hyalin bis tief bernsteinbraun, langzellig (aufgrund der stark verwobenen Textur Länge nicht bestimmbar); schwarz gefärbte Berandung der Tramaplatten aus besonders dicht gepackten, schmäleren skelettisierten Hyphen aufgebaut, diese 1,0-1,8 µm dick. Hyphensystem des dunkelbraunen Filzes pseudodimitisch, aus vielen Hyphensträngen aufgebaut; Hauptstränge bis 300 µm dick, aus diesen viele, dünnere Stränge abzweigend, die schmalsten Stränge nur um 5 µm dick (vgl. Tafel 4 a, b); Hyphen der Stränge aus sehr dicht gepackten, miteinander verklebten, dickwandigen generativen Hyphen, diese 1,3-2,0 µm dick, auffallend starr und beim Präparieren gerne brechend; Verzweigungen der Stränge über Knotenbildungen, diese aufgrund der dicht gepackten und verklebten Hyphen im ausgereiften Zustand kaum analysierbar; im Bereich der Knoten jedoch zahlreich offene Anastomosen und Verzweigungen der sonst unverzweigten Hyphen auftretend (vgl. Tafel 4 b). Haare der Hutoberfläche aus Strängen verklebter Hyphen, diese an der Haaroberfläche farblos-hyalin, in der Haartrama braun (vgl. Tafel 4 c); zur Haarspitze hin die Haare immer schmaler werdend, da der Kernbereich aus braunen Hyphen ausdünn, bis schließlich nur

noch farblos-hyaline Hyphen übrig sind, die dann wiederum ausdünnen, sodass die Haarspitze von einer einzelnen Hyphe, bzw. deren Endzelle gebildet wird (vgl. Tafel 4 c); Hyphen der Haare 2,3-2,9  $\mu\text{m}$  dick, dickwandig, teils ohne erkennbares Lumen und schwer als Einzelhyphen wahrnehmbar, aber Septen aufgrund der Schnallenbögen erkennbar.

## Ökologie

An stehendem, abgestorbenem Seitenstamm einer Grauerle (*Alnus incana* (L.) Moench), welche gewässernah am Nordhang einer tief eingeschnittenen Bachschlucht in einem Schlammloch bzw. am Rand eines kleinen Waldtümpels wächst (siehe Abb. 2) und daher regelmäßig mit den Wurzeln unter Wasser steht, Luftfeuchtigkeit daher meist hoch bis sehr hoch; Fruchtkörper auf bemooster Borke in einer Höhe von ca. 1-2 m oberhalb der Wasseroberfläche; Holz unterhalb der Fruchtkörper mit intensiver Weißfäule. Am gleichen Baum (aber auf einem anderen Stamm) auf der Borke wächst *Arthonia atra* (Pers.) A. Schneid (siehe Abb. 3). In näherer Umgebung große Bestände von *Equisetum hyemale* L. sowie zeitgleich zahlreiche Vorkommen von *Stammaria americana* Masee & Morgan, *Phaeosphaeria berleseii* (M.J. Larsen & Munk) Hedjar. (jeweils an *Equisetum hyemale*) sowie zahlreich *Sarcoscypha austriaca* (Beck ex Sacc.) Boud.



**Abb. 3:** *Arthonia atra*, 01.04.2021; Flechtenthallus und verzweigte Apothecien an *Alnus incana* (siehe Abb. 2, Pfeil).

Foto: C. Hahn

**Abb. 2:** Habitatsfoto, 01.04.2021. Im Vordergrund: *Alnus incana* mit *Gloiodon strigosus* (an hinterem, dickerem, aber abgestorbenem Stamm). Dünnerer Stamm im Vordergrund lebend, mit *Arthonia atra* auf der Borke (Pfeil).

Foto: C. HAHN

### **Untersuchte Kollektionen, auf denen die Beschreibung basiert:**

Deutschland, Bayern, Regierungsbezirk Oberbayern, Landkreis Landsberg am Lech, Rott am Lech, Rottbach bei Apfeldorfhausen, 47°54'13"N, 10°56'15"O, 660 m ü. NN; leg./det. C. Hahn, 28.3.2021, CH2021032802 sowie am 1.4.2021, leg. C. Hahn & G. Dünzel, CH2021040101.

## **Diskussion**

### **Artabgrenzung, Morphologie und Anatomie**

Die Gattung *Gloiodon* lässt sich durch den eigentümlichen Fruchtkörperaufbau sofort erkennen: in einem dichten, braunen Filz bilden sich Tramastränge oder Tramaplatten, von denen Stacheln, die später das Hymenium tragen, abzweigen (vgl. MAAS GEESTERANUS 1971: 21). Farblose, amyloide, ornamentierte Sporen und das Auftreten von SV-positiven Gloeohyphen bzw. Gloeocystiden lassen die Bestimmung auf Gattungsebene anatomisch sehr leicht überprüfen (vgl. MAAS GEESTERANUS 1971). Unter Pilzen mit stachligem Hymenophor sind Vertreter der Gattungen *Gloeodontia* Boidin anatomisch sehr ähnlich, unterscheiden sich aber von *Gloiodon* durch den kompakten, effuso-reflexen, *Stereum*-artigen Fruchtkörperaufbau und den fehlenden Filz (vgl. BURDSALL & LOMBARD 1976). *Dentipratulum bialoviesense* Domanski, anatomisch ebenfalls sehr ähnlich, unterscheidet sich durch fehlenden Filz und durch die ohne Subiculum oder Tramastränge direkt büschelig am Substrat gebildeten Stacheln, wodurch die Fruchtkörper sehr an die Gattung *Mucronella* Fr. erinnern (vgl. BERNICCHIA & GORJÓN 2010: 279). Die Gattung *Auriscalpium* wiederum ähnelt sowohl anatomisch als auch morphologisch den Vertretern der Gattung *Gloiodon*, unterscheidet sich aber durch gestielte Fruchtkörper (vgl. WANG & YANG 2019).

Innerhalb der Gattung *Gloiodon* ist *Gloiodon strigosus* der einzige europäische Vertreter. *Gloiodon nigrescens* (Petch) Maas Geest. kommt im tropischen Asien und Ozeanien vor und unterscheidet sich durch eine Hutoberseite, die nur sehr wenige Haare aufweist und teils auch völlig kahl ist sowie durch deutlich kürzere Stacheln (vgl. GINNS 1988, DESJARDIN & RYVARDEN 2003). *Gloiodon occidentalis* Ginns wiederum kommt nach bisherigem Kenntnisstand nur in Nordamerika (DESJARDIN & RYVARDEN 2003) und möglicherweise in Sibiren (BUJAKIEWICZ 2007 bezüglich Funden von NIKOLAJEVA 1961) vor und unterscheidet sich neben dem Vorkommen an Nadelholz auch durch größere Sporen (6-7 x 4-5,5 µm, nach DESJARDIN & RYVARDEN 2003). Der hier vorgestellte Fund passt sowohl makroskopisch als auch anatomisch sehr gut auf bisherige Beschreibungen von *Gloiodon strigosus* (z.B. JAHN & STURM 1983, KOSKI-KOTIRANTA & NIEMELA 1988, BUJAKIEWICZ 2007).

Die Fruchtkörpermorphologie wurde von JAHN & STURM (1983) sehr ausführlich und zudem ausgezeichnet analysiert und beschrieben. Die dortigen Zeichnungen der Tramaplatten (JAHN & STURM 1983: fig. 1) und auch der flach verzweigten Fruchtkörperperränder (JAHN & STURM 1983: fig. 3 & 6) entsprechen genau dem hier vorgestellten

Fund (Tafel 1 d, e). Aufgrund des Wachstums an senkrechtem Substrat fehlen dem Fund am Rottbach resupinate bis sehr stark effuso-reflex ausgeprägte Fruchtkörper. Dies wird auch durch die Beobachtungen von JAHN & STURM (1983: 210) bestätigt: „Der Pilz kann in senkrechtem Substrat dachziegelige, halbkreisförmige Hütchen bilden, meist aber entstehen effus-reflexe Fruchtkörper.“

Die Anatomie des Hyphensystems wird ebenfalls von JAHN & STURM (1983) sehr ausführlich und exakt beschrieben. Die Beobachtungen der Autoren, dass das Hyphensystem großteils pseudodimitisch ist, dass also septierte, generative Hyphen sekundär ihre Wand verdicken bis sie kein oder fast kein Lumen mehr aufweisen, und dass echte Skeletthyphen, also sehr lang auswachsende und folglich unseptierte Endzellen, die schließlich dickwandig werden und ihr Lumen ganz oder großteils verlieren, nur in der Stacheltrama eindeutig vorliegen, kann durch die Beobachtungen am hier vorgestellten Material bestätigt werden. Dies gilt ebenso für die Anatomie des Filzes sowie der Huthaare, welche bis in die einzelne Hyphe, die schließlich das Haarende bildet, insbesondere von KOSKI-KOTIRANTA & NIEMELA (1988: fig. 14d) hervorragend dargestellt wird.

Diskrepanzen zwischen der Beschreibung von JAHN & STURM (1983) und dem hier vorgestellten Fund finden sich nur in Bezug auf das Hymenium. JAHN & STURM (1983) stellen das Hymenium nur schematisch gezeichnet vor, das Subhymenium wird hier (bewusst?) von gezeichneten Skeletthyphen etwas überdeckt. Die dort ebenfalls schematisch dargestellten, spitz endenden Hymenialcystiden konnten ebenfalls nicht beobachtet werden. KOSKI-KOTIRANTA & NIEMELA (1988: fig 14b) zeichnen das Hymenium deutlich detailreicher und realistischer. Sie zeichnen zumindest bei den jungen Basidien auch die dünnen Stiele bzw. die Basidienwurzeln sowie ein- bis teils zweimal eingeschnürte Basidienzellkörper und zeigen keine wie bei JAHN & STURM (1983) gezeichneten Hymenialcystiden.

Ein deutlicher Unterschied zu den Darstellungen von sowohl JAHN & STURM (1983) als auch KOTIRANTA & NIEMELA (1988) ist das bei dem Fund vom Rottbach beobachtete Sporenornament. JAHN & STURM (1983) geben das Ornament nur als feinwarzig an und zeichnen zwei Sporen, deren Ornament nur aus Punkten besteht, welche nach dem angegebenen Maßstab nur um 0,1 µm Durchmesser hätten (vgl. JAHN & STURM 1983: fig. 4). Es handelt sich daher wohl mehr um eine Schemazeichnung als um eine exakte Darstellung der Sporen. KOTIRANTA & NIEMELA (1988: 61) beschreiben das Ornament als „minutely verrucose“, zeichnen dieses aber nicht in Aufsicht, sondern nur im optischen Schnitt durch die Spore (KOTIRANTA & NIEMELA 1988: fig. 14a). Das beim Fund von Rottbach gesehene Ornament ist aber eine Mischung aus feinen, isolierten Warzen und häufig auch kleinen, länglichen Wulsten, die teils sogar zu einem komplexeren Ornament zusammenfließen können (vgl. Tafel 3 c-e).

BUJAKIEWICZ (2007: fig. 3) zeigt eine rasterelektronenmikroskopische Aufnahme der Sporen von *Gloiodon strigosus*. Hier ist sehr klar zu erkennen, dass auch bei diesem polnischen Fund das Ornament vor allem aus kurzen, länglichen Wulsten

besteht. Die Länge dieser Wulste erreicht gemäß des Maßstabs der Aufnahme teils knapp 1 µm Länge, die Breite liegt bei ca. 0,2 µm. Dies entspricht recht genau den hier vorgestellten lichtoptischen Beobachtungen. Ob das Zusammenfließen der Wülste zu einem teils verzweigten bis etwas zebrierten Ornament, welches hier teils gesehen wurde, durch ein scheinbares Zusammenfließen von Strukturen, die durch lichtoptisch nicht mehr erkennbare, zu kleine Abstände voneinander zustande kommt, also eine optische Täuschung aufgrund der Auflösungsgrenze des Lichtmikroskops oder auch elektronenoptisch in dieser Form nachweisbar ist, kann möglicherweise erst durch eine elektronenoptische Untersuchung einer ausreichend großen Zahl an Sporen bestätigt oder widerlegt werden. Da die längliche Form und auch die Messungen der Wulstgrößen gut dem elektronenoptischen Bild entsprechen, wird hier davon ausgegangen, dass das gesehene Ornament der Realität entspricht und kein optisches Artefakt ist. Dass frühere Studien wie z. B. JAHN & STURM (1983) als auch KOTIRANTA & NIEMELA (1988) nicht so exakt auf die genaue Ausprägung des Sporenornaments eingingen, liegt möglicherweise daran, dass dieses Merkmal für die Artbestimmung nicht entscheidend ist und es zudem aufgrund der Winzigkeit der Strukturen nur schwer und nur mit einer entsprechend guten Optik zu analysieren ist. Wie sich in der sehr nah mit der Gattung *Gloiodon* verwandten Gattung *Auriscalpium* beim *Auriscalpium vulgare*-Formenkreis gezeigt hat, ist hier das Sporenornament artspezifisch (WANG & ZANG 2019). So hat *Auriscalpium microsporium* P. M. Wang & Zhu L. Yang vornehmlich runde, isoliert warzige Sporen. *Auriscalpium vulgare* wiederum weist neben wenigen halbkugeligen Warzen vor allem kurze, längliche Wülste und *Auriscalpium orientale* P. M. Wang & Zhu L. Yang wiederum vornehmlich flügelartig hohe Wülste als Ornamentation auf (vgl. WANG & ZANG 2019: fig. 2d-f). Sollte sich *Gloiodon strigosus* in späteren Untersuchungen als ein Aggregat von Kleinarten herausstellen, ist die genaue Ausprägung des Sporenornaments möglicherweise ein gutes Merkmal. Daher wird empfohlen, bei künftigen Kollektionen auch dieses Merkmal zu analysieren und zu dokumentieren.

## Systematik

Die Zuordnung von *Gloiodon* in die Ordnung der Russulales gilt als unstrittig (vgl. z.B. WANG & YANG 2019, LIU et al. 2017, LARSSON & LARSSON 2003, HIBBET & BINDER 2002), die genaue Position wird aber unterschiedlich gesehen. Die große Ähnlichkeit – sowohl morphologisch als auch anatomisch – mit der Gattung *Auriscalpium* suggeriert eine nahe Verwandtschaft und damit eine Zugehörigkeit zu den Auriscalpiaceae. Dies wird auch molekulargenetisch bestätigt (vgl. WANG & YANG 2019, LIU et al. 2017, LARSSON & LARSSON 2003). BUJAKIEWICZ (2007) stellt hingegen, KIRK et al. (2001) folgend, *Gloiodon* in die Familie der Bondarzewiaceae. Dies widerspricht den Befunden anderer molekularphylogenetischer Untersuchungen wie z. B. LIU et al. (2017). Die Bondarzewiaceae sind demzufolge genetisch sogar relativ weit von den Auriscalpiaceae entfernt, die am nächsten mit den Russulaceae s.str. sowie den Peniophoraceae und den Echinodontiaceae verwandt sind. Wir folgen daher hier der klassischen



Zuordnung in die Auriscalpiaceae, zu denen neben *Gloiodon* und *Auriscalpium* noch die Gattungen *Dentipratulum* und *Lentinellus* gehören (vgl. LIU et al. 2017) und nach LICKEY et al. (2003) auch die Gattung *Artomyces* Jülich.

## Ökologie

Der Fundort liegt am Nordhang einer tief eingeschnittenen Bachschlucht, die nahe der Mündung in den Lech ca. 70 Meter Tiefe erreicht (vgl. WIKIPEDIA 2021). Am Fundort ist die Schlucht ca. 40 m tief eingeschnitten. Durch den recht steilen Nordhang ist der Fundort wenig besonnt, durch den Waldtümpel und die Nähe des Rottbachs selbst ist die Luftfeuchtigkeit über längere Zeiträume als sehr hoch zu bezeichnen. Das Vorkommen von *Arthonia atra* deutet ebenfalls auf einen über längere Zeiten luftfeuchten, schattigen, aber nicht ausgesprochen kalten, sondern eher ozeanisch-gemäßigten Standort hin (vgl. WIRTH & KIRSCHBAUM 2017, WIRTH et al. 2013: 171). Die Unzugänglichkeit des Gebietes durch die steilen Hänge hat eine intensive forstwirtschaftliche Nutzung erschwert. Es wurden zwar alte, meist finalfaule Baumstümpfe gesehen, neuere forstliche Eingriffe waren in der Nähe des Wuchsortes aber nicht erkennbar. Die Baumschicht entspricht der einer luft- und bodenfeuchten Bachschlucht mit Esche (*Fraxinus excelsior* L.), Grau- und Schwarzerle (*Alnus incana*, *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn.), Bergahorn (*Acer pseudoplatanus* L.), Traubenkirsche (*Prunus padus* L.), Weißdorn (*Crataegus* spec.), vereinzelt Stieleiche (*Quercus robur* L.) und relativ wenig Fichte (*Picea abies* (L.) H. Karst.). Es kommen im weiteren Bereich des Fundortes aber nur sehr vereinzelt Espen (*Populus tremula* L.) vor, was durch Nutzung bedingt sein kann. Einige ältere Fichtenstümpfe deuten zudem an, dass früher die Anzahl an Fichten größer war als aktuell. Möglicherweise wurde die Fichte bei einer länger zurückliegenden Durchforstung entfernt, um den Standort naturnäher zu machen. Der Charakter des Gebietes ist jedenfalls als naturnah zu bezeichnen, eine Erschließung durch breite Wege oder Fahrstraßen erfolgte am Nordhang (also südlich des Bachs) nicht. Es gibt lediglich kleine, teils schwer begehbare Trampelpfade. Kalkzeiger wie z. B. *Hepatica nobilis* (L.) Schreb. oder *Mercurialis perennis* L. sind zahlreich anzutreffen, ebenso *Equisetum hyemale* (siehe oben). Der Boden-pH liegt damit deutlich im neutral-basischen Bereich.

Die Fundsituationen der drei österreichischen Funde fügen sich gut ins ökologische Gesamtbild der Art ein. Einer der drei österreichischen Funde (Herbarium WU 30668) stammt aus dem Nationalpark Donauauen in Wien. Er wurde auf einer der Dauerbeobachtungsflächen des Wiener Kartierungsprojektes gefunden (KRISAI 1992). Die betreffende Probefläche „L 2 Gänsehauften“ in der Lobau liegt im Pannonicum und ist der forstlichen Standortseinheit Weiche Frische Pappelau zugeordnet (MARGL & ZUKRIGL 1981). Der Baumbestand war von Silberpappel (*Populus alba* L.) dominiert. Mischbäume waren Esche (*Fraxinus excelsior*), Feldulme (*Ulmus minor* Mill.), Graupappel (*Populus canescens* (Aiton) Sm.) und vereinzelt Schwarzpappel (*P. nigra* L.). Der Unterwuchs u.a. aus *Urtica dioica* L., *Aegopodium podagraria* L., *Allium ursinum* L., *Galium aparine* L., *Solidago gigantea* L., und *Rubus caesius* L. sorgte für

ein sehr humides Mikroklima zusammen mit der Gewässernähe (Kühwörther Wasser). Der Fund erfolgte einmalig auf sehr durchfeuchtetem Holz von *Populus alba* L. in der finalen Zersetzungsphase auf sandigem Boden. Die Fläche steht unter tierischem und menschlichem Einfluss. Die alten Pappelbestände wurden mittlerweile ausgeholzt, und schließlich wurde im Winter 1988/89 die Fläche gerodet. Ein weiterer Einflussfaktor ist der große Wildschweinbestand. In den letzten Jahren kommt noch die zunehmende allgemeine Erwärmung dazu. Es ist daher wenig verwunderlich, dass dieses Vorkommen mittlerweile als erloschen angesehen werden kann.

Aus Österreich gibt es noch einen Fund im Herbar von Meinhard Moser aus dem Almsee-Gebiet bei Grünau im Almtal (heute hinterlegt in den Naturwissenschaftlichen Sammlungen der Tiroler Landesmuseen ([tiroler-landesmuseen.at](http://tiroler-landesmuseen.at)). Die Fundorte, die Prof. Moser im Almsee-Gebiet aufzusuchen pflegte (auch bei Exkursionen mit der Zweitautorin), zeichneten sich allesamt durch große Naturnähe aus. So ist auch bei diesem Fund zu implizieren, dass er wohl aus einem der naturnahen Laubmischwaldbestände in der Nähe des Almsees stammt, was gut zur Ökologie der anderen hier besprochenen Funde passen würde.

Der dritte aus Österreich bekannte Fund ist ein älterer von Richard Segwitz (als *Phellodon strigosum*) aus dem Leechwald bei Graz, also ebenfalls aus einem wärmegetönten Gebiet (SEGWITZ 1976). Der Leechwald liegt im Osten des Stadtgebietes von Graz. Es ist ein hügeliges, teils naturbelassenes, allgemein zugängliches Park- und Waldgebiet, zwischen ca. 380 und 500 m Meereshöhe. Den geologischen Untergrund bilden diluviale Schotter, darüber befinden sich Lehme. Einige, allerdings winzige Quellen ergeben begrenzte, dauernd feuchte Stellen im vorwiegend Laub-Nadelmischwald, seltener reinem Laubwald.

KOSKI-KOTIRANTA & NIEMELA (1988) fassen die ökologischen Präferenzen von *Gloiodon strigosus* für Skandinavien zusammen. Sie geben zwar an, dass – im Gegensatz zum vorgestellten Fund – borkenloses Totholz, v. a. alte Baumstümpfe, bevorzugt besiedelt werden, geben aber übereinstimmend mit dem hier vorgestellten Fund an: „*The species seems to favour a very humid microclimate*“ (KOSKI-KOTIRANTA & NIEMELA 1988: 62).

Die Verbreitung in Skandinavien (KOSKI-KOTIRANTA & NIEMELA 1988) reicht bis weit nördlich des Polarkreises in das stark kontinentale Lappland (in Finnland, bis knapp über 69° N) oder die Finnmark (Schweden). *Gloiodon strigosus* kann somit in stark kontinentalem, subarktischen Klima vorkommen, ebenso aber im gemäßigten Südschweden oder an der deutlicher ozeanisch geprägten Ostseeküste. *Gloiodon strigosus* kommt nicht ausschließlich an stark naturnahen Standorten vor, erreicht aber in besonders naturnahen, alten Wäldern (insbesondere in Nationalparks) höhere Abundanzen (KOSKI-KOTIRANTA & NIEMELA 1988). Ein aktueller Nachweis aus Polen, wo *Gloiodon strigosus* zuvor als verschollen bzw. ausgestorben galt, wurde dementsprechend im besonders wertvollen Nationalpark Białowieża entdeckt (BUJAKIEWICZ 2007).

## Naturschutzfachliche Bedeutung bzw. Gefährdung

*Gloiodon strigosus* ist eine in Deutschland bzw. Mitteleuropa extrem seltene Art, von der nur sehr wenige, rezente Fundpunkte bekannt sind. So ist der hier vorgestellte Fund erst der zweite Fund aus Deutschland überhaupt, der bekannt ist. Seit dem Erstfund aus dem Jahr 1980 bei Oberstdorf (JAHN & STURM 1983) war die Art in Bayern bzw. Deutschland verschollen. Da der Oberstdorfer Fund nicht näher angegeben wurde, konnte er nicht in die messtischblattbezogenen Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie (z. B. [www.pilze-deutschland.de](http://www.pilze-deutschland.de)) oder in den früheren, gedruckten Verbreitungsatlas (KRIEGLSTEINER 1991) aufgenommen werden. Aus diesem Grund wurde er bei der Bearbeitung der Roten Liste der gefährdeten Großpilze Bayerns (KARASCH & HAHN 2010) übersehen. Vermutlich aus demselben Grund auch bei der Bearbeitung der Roten Liste der gefährdeten Großpilze Deutschlands (DÄMMRICH et al. 2016).

In Österreich wird *Gloiodon strigosus*, von dem nur die obigen drei Funde bekannt sind, davon keiner nach 1984 (Österreichische MYKOLOGISCHE GESELLSCHAFT 2021), als CR (Critically Endangered bzw. vom Aussterben bedroht, Rote Liste-Kategorie 1) eingestuft (DÄMON & KRISAI-GREILHUBER 2017). Eine Einstufung in diese höchste Schutzkategorie sollte für Bayern resp. Deutschland bei der nächsten Bearbeitung der Roten Listen unbedingt erfolgen.

## Danksagung

Herrn Frank Dämmrich (Limbach-Oberfrohna) danken wir für die Überprüfung der Datenbank der Deutschen Gesellschaft für Mykologie nach Fundangaben zu *Gloiodon strigosus*. Herrn Dr. Georg Dünzel (München) danken wir für die Begleitung beim zweiten Besuch des Fundorts und für seine Hilfe bei der Fotografie im Gelände.

## Literatur

- BERNICCHIA A, GORJÓN SP (2010) – Corticiaceae s.l. Fungi Europaei **12**. Edizioni Candusso. 1008 S.
- BUJAKIEWICZ A (2007) – *Gloiodon strigosus* (Swartz: Fr.) P. Karst. (Bondarzewiaceae) in Poland. Acta Mycol. **42(1)**: 69-73.
- BURDSALL HH JR, LOMBARD FF (1976) – The genus *Gloeodontia* in North America. Memoirs of the New York Botanical Garden **28(1)**: 16-31.
- DÄMMRICH F, LOTZ-WINTER H, SCHMIDT M, PÄTZOLD W, OTTO P, SCHMITT JA, SCHOLLER M, SCHURIG B, WINTERHOFF W, GMINDER A, HARDTKE HJ, HIRSCH G, KARASCH P, LÜDERITZ M, SCHMIDT-STOHN G, SIEPE K, TÄGLICH U, WÖLDECKE K (2016) – Rote Liste der Großpilze und vorläufige Gesamtartenliste der Ständer- und Schlauchpilze (Basidiomycota und Ascomycota) Deutschlands mit Ausnahme der Flechten und der phytoparasitischen Kleinpilze. – In: MATZKE-HAJEK G, HOFBAUER N, LUDWIG G (Red.): Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Band 8: Pilze (Teil 1) – Großpilze. Münster (Landwirtschaftsverlag). Naturschutz und Biologische Vielfalt **70(8)**: 31-433.

- DÄMON W, KRISAI-GREILHUBER I (2017) – Die Pilze Österreichs. Verzeichnis und Rote Liste 2016. Teil: Makromyceten. Österreichische Mykologische Gesellschaft, 609 S.
- DESJARDIN JE, RYVARDEN L (2003) – The genus *Gloiodon*. *Sydowia* **55(2)**: 153-161.
- GINNS J (1988) – New genera and species of lignicolous Aphyllophorales. *Mycologia* **80(1)**: 63-71.
- HIBBET DS, BINDER M (2002) – Evolution of complex fruiting-body morphologies in homobasidiomycetes. *Proceedings of the Royal Society of London B* **269**: 1963-1969. DOI 10.1098/rspb.2002.2123.
- INPN (2021) – *Gloiodon strigosus* (Sw. : Fr.) P. Karst. Inventaire national du patrimoine naturel. [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/42632?lg=en](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/42632?lg=en) – zuletzt abgerufen am 16.4.2021.
- JAHN H, STURM C (1983) – Der seltene Stachelpilz *Gloiodon strigosus* (Sw. ex Fr.) P. Karst. in den Alpen gefunden. *Westfälische Pilzbriefe* **10-11**: 209-220.
- KARASCH P, HAHN C (2010) – Rote Liste gefährdeter Großpilze Bayerns. Bayerisches Landesamt für Umwelt (LfU).
- KIRK MP, DAVID PF, STALPERS JC (2001) – Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi. 9th ed. CAB International, Wallingford, 655 S.
- KOSKI-KOTIRANTA S, NIEMELA T (1988 „1987“) – Hydneous fungi of the Hericiaceae, Auriscalpiaceae and Climacodontaceae in northwestern Europe. *Karstenia* **27**: 43-70.
- KRIEGLSTEINER GJ (1991) – Verbreitungsatlas der Großpilze Deutschlands (West). Band 1: Ständerpilze Teil A: Nichtblätterpilze. Ulmer, 416 S.
- KRISAI I (1992) – Die Makromyceten im Raum von Wien: Ökologie, Zönologie, Floristik und Systematik. – Universität Wien, Dissertation.
- LARSSON E, LARSSON K-H (2003) – Phylogenetic relationships of russuloid basidiomycetes with emphasis onaphyllophorean taxa. *Mycologia* **95(6)**: 1037-1065. DOI 10.2307/3761912.
- LICKEY EB, HUGHES KW, PETERSEN RH (2003) – Variability and Phylogenetic Incongruence of an SSU nrDNA Group I Intron in *Artomyces*, *Auriscalpium*, and *Lentinellus* (Auriscalpiaceae: Homobasidiomycetes). *Molecular Biology and Evolution* **20(11)**: 1909-1916. DOI 10.1093/molbev/msg210.
- LIU S-H, ZHAO Y, DAI Y-C, NAKASONE KK, HE S-H (2017) – Phylogeny and taxonomy of *Echinodontium* and related genera. *Mycologia* **109(4)**: 568-577. DOI 10.1080/00275514.2017.1369830.
- MAAS GEESTERANUS RA (1971) – Hydneous Fungi of the Eastern Old World. *Verhandelingen der Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen, Afd. Natuurkunde, tweede Reeks* **60(3)**: 1-184.
- MARGL H, ZUKRIGL K (1981) – Die Standorts- und Vegetationskartierung der Donau-Auen bei Wien. *Angewandte Pflanzensoziologie, Wien* **26**: 103-111.
- NIKOLAJEVA T (1961) – Ežovikovy griby. In: SAVIČ V (ed.): *Flora sporovych rastenij SSSR 6 (Griby 2)*. Moskva & Leningrad, 443 S. (zitiert nach BUJAKIEWICZ 2007, nicht im Original eingesehen).
- SEGWITZ R (1976) – Der Grazer Leechwald und das anschließende Waldgebiet bis Mariatrost, ein Fundgebiet für den Pilzfreund. *Mitteilungen der Abteilung für Zoologie und Botanik am Landesmuseum Joanneum in Graz* **7**: 47-68.
- ÖSTERREICHISCHE MYKOLOGISCHE GESELLSCHAFT (2021) – Mykologische Datenbank. Bearbeitet von KRISAI-GREILHUBER I, FRIEBES G (Fortsetzung von DÄMON W, HAUSKNECHT A, KRISAI-GREILHUBER I: Datenbank der Pilze Österreichs). Mykologische Datenbank (pilzdaten-austria.eu) – zuletzt abgerufen am 22.4.2021.

- WANG PM, YANG ZL (2019) – Two new taxa of the *Auriscalpium vulgare* species complex with substrate preferences. *Mycologica* **18**: 641-652. DOI 10.1007/s11557-019-01477-3.
- WIKIPEDIA (2021) – Rottbach (Lech). [https://de.wikipedia.org/wiki/Rottbach\\_\(Lech\)](https://de.wikipedia.org/wiki/Rottbach_(Lech)) – zuletzt abgerufen am 22.4.2021.
- WIRTH V, HAUCK M, SCHULTZ M (2013) – Die Flechten Deutschlands. Band 1. Ulmer, 672 S.
- WIRTH V, KIRSCHBAUM U (2017) – Flechten einfach bestimmen. Ein zuverlässiger Führer zu den häufigsten Arten Mitteleuropas. 2. Aufl. Quelle & Meyer, 416 S.
- WSL (2021) – SwissFungi. Verbreitungsatlas der Pilze der Schweiz. <https://swissfungi.wsl.ch/de/verbreitungsdaten/verbreitungsatlas.html> – zuletzt abgerufen am 16.04.2021.

## Fungi selecti Bavariae Nr. 44

*Psathyrella microrhiza* (Lasch) Konr. & Maubl.

– Wurzelnder Zärtling

CHRISTOPH HAHN

Basidiomycota – Agaricomycetes – Agaricales – Psathyrellaceae – *Psathyrella*



*Psathyrella microrhiza* Standortaufnahmen.

Fotos: C. HAHN

**Beschreibung:** Hut bis 40 mm breit, parabelförmig bis flach konisch, stark hygrophan, rötlich braun bis ockerbraun; Hut feucht gerieft, radialrillig, teils etwas runzelig; Velum deutlich, rein weiß, faserig, bei Regen verschwindend. Lamellen schmutzig grau, reif mit rot unterlegter Lamellenschneide; Stiel bis 150 x 2 mm bis 30 mm wurzelnd; Stieloberfläche weiß bis hell ockerbraun, längsfaserig geleg. mit Velumfasern; Fleisch im Hut sehr dünn, hell braun, Lamellentrama hellbraun. Sporenpulver purpurschwarz. Sporen 11,2-13,7 x 5,3-6,8 µm, dorsal betrachtet ellipsoid, seitlich betrachtet etwas abgeplattet, kräftig braunrot in Wasser, schmutzig braun in KOH 5 %, glatt, Keimporus bis 2 µm; Basidien 4-sporig; Lamellenschneide dicht mit lagenformen, farblos-hyalinen, 35-45 x 7-11 µm großen Cheilocystiden besetzt, dazwischen mit einzelnen, sphaeropedunculaten Marginalzellen; Pleurocystiden wie Cheilocystiden, nur größer, bis 75 x 15 µm; Zellen unterhalb der Cheilocystiden und Subhymenium mit 30 µm dicker, auffallend rot gefärbter Schicht; Hutdeckschicht bildet ein Hymeniderm aus sphaeropedunculaten Zellen.

**Funddaten:** Bayern, Lkr. Landsberg am Lech, Gemeinde Dießen, Dettenschwang, Garten; MTB 8032/1.3.3, 675 m ü NN, leg./det. C. Hahn, 25.10.2020, Privatfungarium Hahn Nr. CH2020102502.

**Ökologie und Verbreitung:** terricoler Saprobiont mit breiter ökologischer Amplitude, in Wäldern, auf Wiesen und Wegrändern, gerne auf gedüngten Böden; in Bayern häufig vorkommend.

**Diskussion:** KITS VAN WAVEREN (1985) trennt *Psathyrella gracilis* (Fr.) Qué! u.a. anhand einer helleren Lamellentrama, sehr spärlichen Velums und häufigeren, birnenförmigen bis unregelmäßig geformten Marginalzellen zwischen den Cheilocystiden ab. Bei VOTO et al. (2019) erscheinen *Psathyrella gracilis* und *Ps. microrhiza* s.str. genetisch betrachtet konspezifisch zu sein. Die hier vorgestellte Kollektion entspricht *Psathyrella microrhiza* s.str. im Sinne von Kits van Waveren.

**Literatur:** KITS VAN WAVEREN E (1985) – The Dutch, French and British species of *Psathyrella*. Persoonia suppl. 2. VOTO P, F. DOVANA F, GARBELOTTA F (2019) – A revision of the genus *Psathyrella*, with a focus on subsection *Spadiceogriseae*. FUSE 4: 97-170. DOI 10.3114/fuse.2019.04.08.

**Anschrift des Autors:** Hobelwirtstr. 3, D-86911 Dießen-Dettenschwang

## ***Dicranophora fulva*, nach über 80 Jahren wieder in Deutschland nachgewiesen**

STEFFEN LORENZ<sup>1</sup>

LORENZ S (2020) – *Dicranophora fulva* recorded again in Germany after more than 80 years. *Mycologia Bavarica* 21: 149-156.

**Key words:** Mucoromycotina, Mucorales, *Dicranophora*

**Summary:** A Bavarian collection of the so far rarely observed, fungicolous species *Dicranophora fulva* is presented on *Suillus variegatus*. The description of the find circumstances with emphasis of the weather conditions shall contribute to its knowledge. Longer lasting, dry conditions and low occurrences of potential host fruiting bodies do not seem to have a decisive effect on fructification. The appearance only after damage of the host confirms the low pathogenic potential of *Dicranophora fulva*.

**Zusammenfassung:** Ein bayerischer Fund der bisher selten beobachteten, fungicolen Art *Dicranophora fulva* wird an *Suillus variegatus* vorgestellt. Die Beschreibung der Fundumstände mit Betonung der Witterungsbedingungen soll zu dessen Kenntnis beitragen. Länger anhaltende, trockene Bedingungen und geringe Vorkommen von potentiellen Wirtsfruchtkörpern scheinen für das Fruktifizieren keine entscheidenden Auswirkungen zu haben. Das Erscheinen erst nach Beschädigung des Wirtes bestätigt das geringe pathogene Potential von *Dicranophora fulva*.

### **Material und Methoden**

Die makroskopischen Bilder wurden mit einer Canon PowerShot SX200IS erstellt. Die Aufnahme des mikroskopischen Fotos erfolgte mit Hilfe eines Olympus BHT der Baureihe BH2 und einer Canon PowerShot A520, wobei zur Beleuchtung Auflicht eingesetzt wurde.

Die Wetterdaten wurden von der Webseite [www.kachelmannwetter.com](http://www.kachelmannwetter.com) ermittelt. Dabei dienten die Messwerte der Wetterstation Arnstein-Müdesheim als Datengrundlage, da diese die nächstgelegene vom Fundort ist. Die Niederschlagsmengen wurden über die stündlich erfassten Niederschlagssummen der Wetterstation abgefragt und für jeden Tag zusammengerechnet (KACHELMANN 2020a). Die Temperaturwerte entsprechen den Messwerten in 5 cm Höhe, wobei jeweils der Maximal- und der Minimalwert ermittelt wurden (KACHELMANN 2020b). Die Ermittlung der relativen Luftfeuchte erfolgte analog (KACHELMANN 2020c).

Das Exemplar von *Dicranophora fulva* wurde zusammen mit dem Wirt exsikkiert. Bei der anschließenden Verwahrung in einem Kunststoffbeutel kam es durch die Larven einer Pilzfliege jedoch zu einer vollständigen Zerstörung des Belegs, so dass die Überreste entsorgt werden mussten.

**Anschrift des Autors:** <sup>1</sup>Achtbeeteweg 3c, D-01189 Dresden, E-Mail: [Steffen.Lorenz2@googlemail.com](mailto:Steffen.Lorenz2@googlemail.com)

## Funddaten

Deutschland, Bayern, Reg.-Bez. Unterfranken, Lkr. Würzburg, Thüngersheim, nordwestlich des NSG Höfeldplatte und Scharlachberg; 350 m; nahe *Pinus sylvestris*; leg. & det. Lorenz S.; 01.11.2019; Nachreifung des Befalls bis zum 03.11.2019. Bezüglich der Beschaffenheit des Bodens ist von einem kalkhaltigen Ausgangsgestein mit oberflächlicher Versauerung auszugehen.

## Ergebnisse

Bei einer Exkursion im Rahmen der Tagung der BMG am 1. November 2019 wurde bei Thüngersheim im Kreis Würzburg in einer Höhe von etwa 350 m ü. NN *Suillus variegatus* (Sw.) Kuntze (Sandröhrling) gefunden. Aufgrund einer ungewöhnlich rauen Hutoberfläche wurde die Art aufgesammelt. Es handelte sich um einen einzelnen Fruchtkörper und neben *Chroogomphus mediterraneus* (Finschow) Vila, Pérez-De-Greg. & G. Mir um den einzigen Vertreter der Ordnung der Boletales (Dickröhrlingsartige), der dort im Rahmen der Exkursion beobachtet werden konnte. Dieser erschien ausgewachsen und reif, aber intakt, und zeigte keine offensichtlichen Anzeichen einer Zersetzung, wie beispielsweise durch einen Befall mit einem Parasiten oder einen anderen Pilzfruchtkörper besiedelnden Organismus.

Nach eineinhalbtägiger, offener Lagerung bei Raumtemperatur ohne Wasserzufuhr hatte bereits eine deutliche Zersetzung stattgefunden, wobei der Fruchtkörper zusammengefallen war (vgl. Abb. 1). Vor allem an den freiliegenden Stellen des Hutes konnte ein gelber Befall beobachtet werden, welcher sich als die fungicol auf Röhrlingen wachsende *Dicranophora fulva* J. Schröt. herausstellte. Diese 1886 von Joseph Schröter aus Rastatt in Baden beschriebene Art (SCHRÖTER 1886) wurde bis in die 1930er-Jahre in Griechenland, Italien und Frankreich sowie in den USA nachgewiesen (DOBBS 1938). Ab 1937 fehlen Berichte über diese Art, bis sie 1996 aus der Steiermark in Österreich vorgestellt wurde (VOGLMAYR et al. 1996). Seither sind nur wenige Funde aus einigen Ländern Europas und aus dem Nordosten der USA bekannt geworden (BENNY et al. 2001).

## Kurzbeschreibung

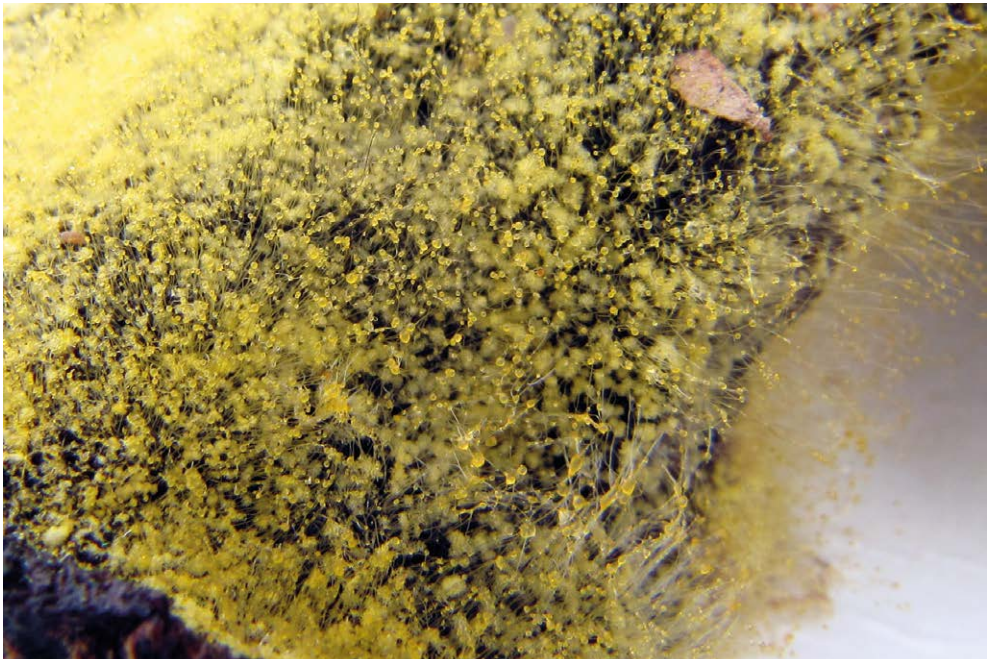
Zur Dokumentation wurden makro- und mikroskopische Fotos aufgenommen. Aufgrund des Verlustes des Beleges für weiterführende Untersuchungen, ließen sich keine detaillierten morphologischen Merkmale ermitteln. Die wesentlichen Eigenschaften werden hier daher basierend auf den Angaben in der Literatur wiedergegeben.

*Dicranophora fulva* ist ein Zygomycet und gehört innerhalb der Mucoromycotina systematisch zu den Mucorales (SPATAFORA et al. 2016). Die Art zeichnet sich durch mehrere Merkmale aus: das Ausbilden zweier Sporangien-Typen (baumförmige Sporangiophore mit meist einzelnen Sporen an den dichotom verzweigten Endstrukturen und langstielige, kopfige (*Mucor*-artige) Sporangien; vgl. Abb. 3), sowie makroskopisch durch die goldgelb gefärbten Rasen mit kristallinem Erscheinungsbild (vgl. Abb. 1, 2) und ökologisch durch das nekrotrophe Wachstum auf Vertretern der Boletales





**Abb. 1:** Von *Dicranophora fulva* befallener Fruchtkörper mit von Sporangien und Sporangio-  
phoren bewachsenen, gelben sowie geschwärzten Bereichen des Hutes des Wirtes nach ein-  
einhalb-tägiger Lagerung. Foto: S. LORENZ



**Abb. 2:** Nahaufnahme von *Dicranophora fulva* mit erkennbar *Mucor*-artigen Sporangien.  
Foto: S. LORENZ



**Abb. 3:** Mikroskopische Aufnahme von *Dicranophora fulva* mit baumförmigen Sporangioophoren (unten) und langstieligen, kopfigen Sporangien (oben). Foto: S. LORENZ

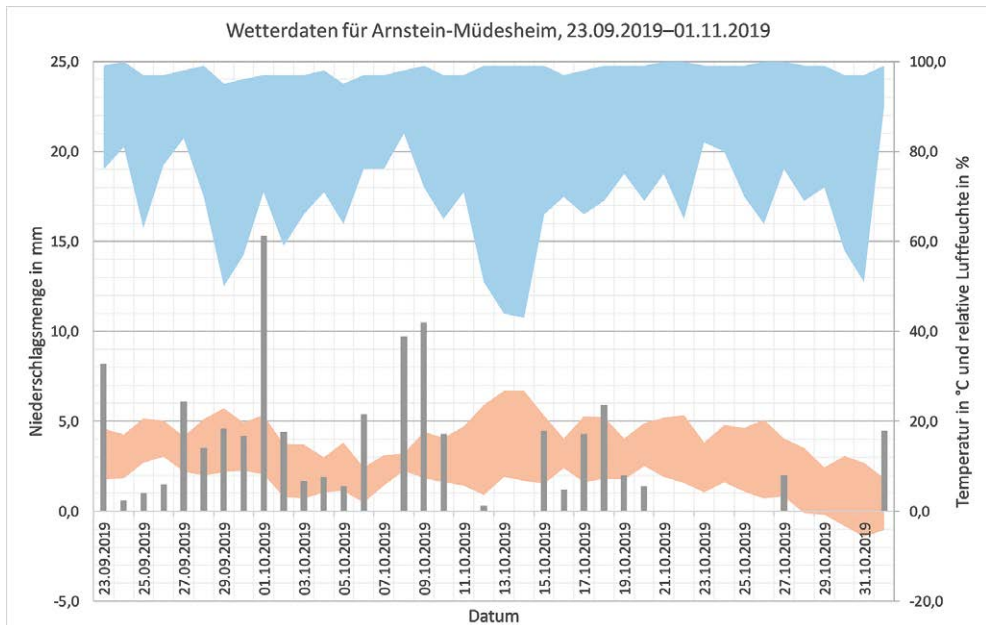
(VOGLMAYR et al. 1996). Zu den bekannten Substraten gehören u. a. Arten der Gattung *Suillus* Gray, *Leccinum scabrum* (Bull.) Gray, *Paxillus involutus* (Batsch) Fr. und *Chroogomphus rutilus* (Schaeff.) O.K. Mill. (VOGLMAYR et al. 1996). Die Zygosporen sind abgeflacht rundlich und hell bis dunkelbraun gefärbt (VOGLMAYR et al. 1996).

### Witterung und klimatische Bedingungen

Die Region Mainfranken zählt in Deutschland klimatisch zu den wärmebegünstigten Gebieten. Die Herbstmonate sind durch zahlreiche warme Tage geprägt und erste Nachfröste setzen in der Regel erst im November ein.

Die Wetterstation Arnstein-Müdesheim befindet sich in einer Höhe von 220 m ü. NN und ist etwa 11 km Luftlinie von der Stelle der Aufsammlung entfernt.

Während bereits der August 2019 verglichen mit dem langjährigen Mittelwert deutlich zu trocken ausfiel, war auch der September zunächst von Trockenheit geprägt. Dabei fielen 30 mm der insgesamt 32 mm im September gegen Monatsende ab dem 23. September, verteilt auf praktisch jeden der acht Tage. Diese niederschlagsreiche Periode mit eher mäßigen aber fast täglichen Regenmengen setzte sich bis weit in den Oktober hinein fort (KACHELMANN 2020a). Die ersten beiden Drittel des Oktobers waren somit insgesamt durch hohe Niederschläge bei warmen Temperaturen mit oft



**Abb. 4:** Wetterdaten für Arnstein-Müdesheim im Zeitraum vom 23.09.2019 bis 01.11.2019. Dargestellt sind Niederschlag (graue Säulen), Temperatur (rot) und relative Luftfeuchte (blau) (KACHELMANN 2020a, b, c). Die eingefärbten Flächen stellen jeweils den Bereich zwischen den Minimal- und Maximalwerten am jeweiligen Tag dar. Grafik: S. LORENZ

bis über 20°C am Boden geprägt. Der mittlere Monatsniederschlag von gut 40 mm war bereits am 9. Oktober erreicht. Bis zum Monatsende fielen weitere 35 mm, der überwiegende Teil davon bis zum 20. Oktober (KACHELMANN 2020a, b).

Das letzte Drittel des Oktobers zeichnete sich jedoch durch kaum nennenswerte Niederschläge aus. Ab dem 27. Oktober nahmen zudem die Temperaturen deutlich ab, wobei die Tageshöchstwerte einen Tag später unter 15°C sanken und Bodenfröste einsetzten. Lediglich ein geringer Niederschlag von 2,0 mm konnte am 27. Oktober verzeichnet werden. Der Niederschlag am 1. November fiel erst nach dem Mittag und damit nach der Exkursion (KACHELMANN 2020a, b).

## Diskussion

Der Fund auf *Suillus variegatus* passt in das bekannte Substratspektrum von *Dicranophora fulva*. VOGLMAYR & KRISAI-GREILHUBER (1996) beschreiben, dass diese fungicole Art nur ein geringes pathogenes Potential besitzt und vermuten, dass die Infektion des Wirtes relativ früh stattfindet, wenn dieser äußerlich noch keine Anzeichen eines Befalls zeigt, während die eigentliche Zersetzung des Wirtes durch die besiedelnde Art erst bei ohnehin schon älteren Fruchtkörpern einsetzt. Dies deckt sich mit den Beobachtungen des hier beschriebenen Fundes, wobei der Fruchtkörper

zum Zeitpunkt des Aufsammelns, abgesehen von der besonders rauen Oberflächenstruktur des Hutes, unbeeinträchtigt erschien. Erst bei dem nach der Entnahme aus dem Boden eintretenden Zersetzungsprozess trat der Besiedler in Erscheinung und zeigte die typischen Symptome am Wirt. Es ist denkbar, dass dadurch gewissermaßen eine Initialzündung für *D. fulva* gegeben war, die sich aus eigener Kraft möglicherweise nicht ihres Wirtes hätte bemächtigen können. Naheliegender ist zumindest eine unterstützende Wirkung durch die Entnahme, was die geringe Pathogenität bestätigen würde.

Darüber hinaus umschreiben die Autoren als Voraussetzungen für ein gutes Wachstum eine ausreichende Wasserzufuhr und eine hohe Feuchtigkeit über einen längeren Zeitraum sowie nicht zu hohe Temperaturen. Letzteres war bei dem bayerischen Fund der Fall. Die abnehmenden Temperaturen an den letzten fünf Tagen vor dem Auffinden des Wirtes müssen aber nicht zwangsläufig Voraussetzung für das Wachstum von *D. fulva* gewesen sein. Auch die Temperaturen in der Zeit davor sind mit höchstens etwa 21°C nicht als hoch einzuschätzen; zumal es sich bei den Maximalwerten nur um kurzzeitige Spitzenwerte handelt. Die letzten eineinhalb Wochen vor dem Fund waren hingegen relativ trocken. Generell könnte eine gute Wasserversorgung aber gegeben gewesen sein. Die zuvor über mehrere Wochen verteilten Niederschläge haben den Boden zumindest oberflächlich gut durchfeuchtet. Zusammen mit den meist warmen Temperaturen gab es gute Voraussetzungen für das Wachstum großer Mengen von Fruchtkörpern zahlreicher Arten der Basidiomycota und damit auch für potentielle Wirte aus den Boletales. Möglicherweise herrschte bereits einige Zeit vor der Exkursion ein üppiges Wachstum an Basidiomycota. Dagegen spricht allerdings, dass kaum überständige Fruchtkörper beobachtet wurden. Im Gegenteil, die meisten Aufsammlungen erschienen im frischen Zustand, wobei neben reifen auch zahlreiche junge Fruchtkörper gefunden wurden. Es ist davon auszugehen, dass die bis zum Zeitpunkt der Exkursion ausgebildeten Fruchtkörper durch die verhältnismäßig gute Bodendurchfeuchtung über das weitreichende Mycel gut mit Wasser versorgt waren. In Anbetracht der relativ ungünstigen Wachstumsbedingungen für *D. fulva* während etwa einer Woche vor deren Auftreten lässt sich somit schlussfolgern, dass der Zustand des Wirtes, beeinflusst durch langfristige Entwicklungen, für die Etablierung von *D. fulva* offenbar ebenfalls einen großen Einfluss hat; ungünstige Witterungsbedingungen unmittelbar vor und während der Fruktifikation können somit möglicherweise ausgeglichen werden. Bei der Zersetzung des Wirtsfuchtkörpers wird das in ihm gespeicherte Wasser freigesetzt und für die besiedelnde Art zugänglich. Dadurch kann ein Wachstum auch bei nicht optimalen Umgebungsbedingungen ermöglicht werden.

Eine weitere Voraussetzung für das Erscheinen von *D. fulva* ist nach VOGLMAYR & KRISAI-GREIHUBER (1996) eine größere Menge an Fruchtkörpern aus der Ordnung der Boletales. Dies war bei dem bayerischen Fund nicht gegeben. Neben einem einzelnen Fruchtkörper des Wirtspilzes wurden nur wenige Basidiocarpien von *Chroogomphus mediterraneus* beobachtet. Möglicherweise handelt es sich bei diesem

Fund von *Suillus variegatus* nur um einen „Nachzügler“ eines deutlich umfangreicheren Auftretens dieser Art oder weiterer Boletales. Der Gesamtaspekt der bei der Exkursion vorgefundenen Arten lässt dies jedoch unwahrscheinlich erscheinen.

Die Lagerung des Wirtsfruchtkörpers bei Raumtemperatur führte zur Entwicklung von Sporangien und Sporangioophoren. Zygosporen wurden nicht beobachtet, es wurde jedoch auch nicht ausführlicher danach gesucht. Nach VOGLMAYR & KRISAI-GREIHUBER (1996) werden diese bei Temperaturen über 20°C normalerweise nicht gebildet. Es ist also naheliegend, dass bei dem hier beschriebenen Fund tatsächlich keine Zygosporen vorhanden waren.

## Ähnliche Arten

Bei oberflächlicher Betrachtung des goldgelben Befalls auf Vertretern der Boletales ist eine Verwechslung mit *Sepedomium chrysospermum* (Bull.) Fr. denkbar (vgl. HELFER 1991). Diese Art besitzt ein mattes, mehliges Befallsbild, wobei überwachsene Bereiche ohne gelbe Chlamydosporen weiß erscheinen. Ein ähnliches Aussehen besitzt *Sepedomium microspermum* Besl., dessen Wirte zu den Gattungen *Xerocomellus* und *Hortiboletus* zählen und somit nicht in das bekannte Spektrum von *D. fulva* fallen (vgl. BESL et al. 1998). *D. fulva* wirkt durch die aufrechten und hyalinen Strukturen hingegen kristallin glänzend.

Morphologisch ähnlich ist die nah verwandte Art *Syzygites megalocarpus* Ehrenb. Sie besitzt ebenfalls dichotom verzweigte Sporangioophore mit gelben Sporangien, die im reflektierten Licht jedoch grau erscheinen (KOVACS & SUNDBERG 1999). Diese Sporenträger sind mit 0,5 bis 40 mm (KOVACS & SUNDBERG 1999) jedoch deutlich länger als bei *D. fulva* (ca. 0,5 mm nach DOBBS 1938, VOGLMAYR et al. 1996). Mit fortschreitendem Wachstum kommt es damit zu einem wattebauschartigen Erscheinungsbild; oft hängen die Fruktifikationen dabei am Wirtsfruchtkörper herab. Bei *D. fulva* werden die Sporangioophore von den *Mucor*-artigen Sporangien überragt, wobei ein rasenartiges Befallsbild entsteht. *S. megalocarpus* hat darüber hinaus ein deutlich größeres Wirtsspektrum; neben zahlreichen Boletales und Agaricales werden auch Polyporales und Pezizales befallen (KOVACS & SUNDBERG 1999).

Weitere ähnliche Arten der Mucorales, wie beispielsweise aus den Gattungen *Thamnidium* Link oder *Mucor* Fresen, unterscheiden sich i. d. R. durch das Wachstum auf anderen Substraten wie Dung oder Pflanzenresten und das Fehlen von Pigmenten (DOBBS 1938).

## Danksagung

Ich danke Christoph Hahn (Dießen) für zahlreiche Hinweise und Anmerkungen.

## Literatur

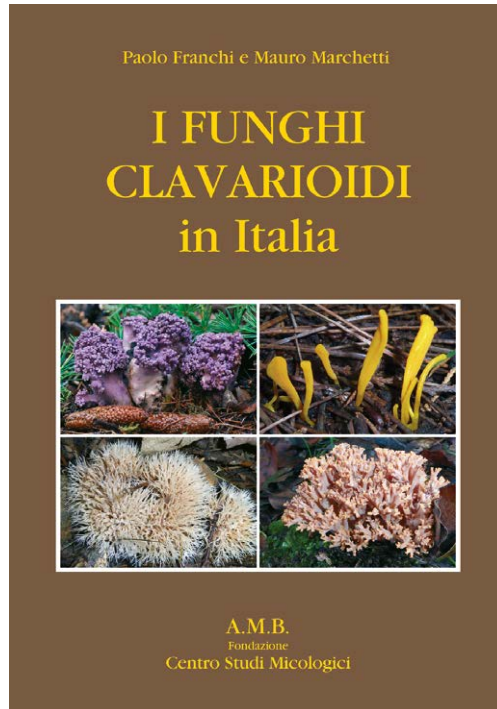
- BENNY GL, HUMBER RA, MORTON JB (2001) – 6 Zygomycota: Zygomycetes. In: McLAUGHLIN DJ, McLAUGHLIN EG, LEMKE PA (Hrsg.): The Mycota, Teil VII, Systematics and Evolution Part A. Springer: 113-146.
- BESL H, HAGN A, JOBST A, LANGE U (1998) – Der Kleinsporige Goldschimmel, *Sepedonium mocrospermum* – ein Parasit an Röhrlingen der *Xerocomus-chrysenteron*-Gruppe. Z. Mykol. **64(1)**: 45-52.
- DOBBS CG (1938) – The life history and morphology of *Dicranophora fulva* Schröt. Trans. Brit. Mycol. Soc. **21**: 167-192.
- HELPER W (1991) – Pilze aus Pilzfruchtkörpern. Untersuchungen zur Ökologie, Systematik und Chemie. Libri Botanici **1**: 1-157.
- KACHELMANN J (2020a) – Niederschlagswerte für den Landkreis Main-Spessart. Kachelmann GmbH. (<https://kachelmannwetter.com/de/messwerte/main-spessart/niederschlag/20190930-2200z.html>, abgerufen am 18.08.2020).
- KACHELMANN J (2020b) – Temperaturwerte in 5 cm Höhe für den Landkreis Main-Spessart. Kachelmann GmbH. (<https://kachelmannwetter.com/de/messwerte/main-spessart/bodentemperatur/20190930-2200z.html>, abgerufen am 18.08.2020).
- KACHELMANN J (2020c) – Luftfeuchtwerte für den Landkreis Main-Spessart. Kachelmann GmbH. (<https://kachelmannwetter.com/de/messwerte/main-spessart/luftfeuchtigkeit/20190930-2200z.html>, abgerufen am 18.08.2020).
- KOVACS RL, SUNDBERG WJ (1999) – *Syzygites megalocarpus* (Mucorales, Zygomycetes) in Illinois. Transactions of the Illinois State Academy of Science **92(3, 4)**: 181-190.
- SCHRÖTER J (1886) – Ueber die auf Hutzpilzen vorkommenden Mucorineen. Jahres-Bericht der Schlesischen Gesellschaft für Vaterländische Cultur. **64**: 183-185.
- SPATAFORA JW, CHANG Y, BENNY GL, LAZARUS K, SMITH ME, BERBEE ML, BONITO G, CORRADI N, GRIGORIEV I, GRYGANSKYI A, JAMES TY, O'DONNELL K, ROBERSON RW, TAYLOR TN, UEHLING J, VILGALYS R, WHITE MM, STAJICH JE (2016) – A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. Mycologia **108(5)**: 1028-1046.
- VOGLMAYR H, KRISAI-GREILHUBER I (1996) – *Dicranophora fulva*, a rare mucoraceous fungus growing on boletes. Mycol. Res. **100(5)**: 583-590.

## Neu beschriebene oder umkombinierte Taxa

<i>Inosperma dodonae</i> Bandini & B. Oertel spec. nov.	Seite 36
<i>Inosperma ismeneanum</i> Bandini & B. Oertel spec. nov.	Seite 41
<i>Inosperma monastichum</i> Bandini & B. Oertel spec. nov.	Seite 45
<i>Pseudosperma emberizanum</i> Bandini, Weholt & B. Oertel spec. nov.	Seite 48
<i>Pseudosperma huginii</i> Bandini & U. Eberh. spec. nov.	Seite 52
<i>Pseudosperma solare</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov.	Seite 56
<i>Inocybe audens</i> Bandini, Christan & Dondl spec. nov.	Seite 61
<i>Inocybe dvaliniana</i> Bandini & B. Oertel spec. nov.	Seite 65
<i>Inocybe gandalfiana</i> Bandini & B. Oertel spec. nov.	Seite 69
<i>Inocybe jucunda</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov.	Seite 74
<i>Inocybe pipilikae</i> Bandini & B. Oertel spec. nov.	Seite 79
<i>Inocybe prisca</i> Bandini & B. Oertel spec. nov.	Seite 84
<i>Inocybe timpetuana</i> Bandini & B. Oertel spec. nov.	Seite 87

## Ankündigung zur Monografie der Clavarioid fungi in Italy für Juni 2021.

Eine Rezension der Monografie wird voraussichtlich in der nächsten Ausgabe der Mycologia Bavarica 22 erfolgen.



## I FUNGHI CLAVARIOIDI in Italia (CLAVARIOID FUNGI in Italy)

PAOLO FRANCHI MAURO MARCHETTI

Translation of the keys into English by Edmondo Grilli

About 1200 pages in two volumes • 22 new taxa described • 307 clavarioid taxa treated • 199 entities described - including species, varieties and forms - and lavishly illustrated with colour photographs in habitat and of microscopic details • accurate descriptions and in-depth taxonomic and nomenclatural discussions • a host of phylogenetic trees related to ITS and LSU sequences • revision of 73 holotypes related to taxa of the Genera *Alloclavaria*, *Artomyces*, *Clavaria*, *Clavariadelphus*, *Clavicornia*, *Clavulina*, *Clavulinopsis*, *Gomphus*, *Kavinia*, *Lentaria*, *Macrotiphula*, *Mucronella*, *Multiclavula*, *Phaeoclavulina*, *Pterula*, *Ramaria* (Sottogeneri *Lentoramaria* e *Ramaria*), *Ramariopsis*, *Schildia*, *Typhula*.

### Prices (in foreign countries)

**A.M.B. members:** 110 € + mailing charges - **Non-A.M.B. members:** 130 € + mailing charges

### Special price for advance booking (within June 30 2021)

**A.M.B. members:** 90 € + mailing charges - **Non-A.M.B. members:** 110 € + mailing charges

Written reservations (mail, fax, e-mail), including the payment receipt, must be addressed to the  
AMB National Secretary's Office, via Volta, 46 - 38123 TRENTO

**info: [amb@ambresadola.it](mailto:amb@ambresadola.it)**



## Hinweise für Autoren

„Mycologia Bavarica“ veröffentlicht Originalarbeiten zur Taxonomie, Systematik, Morphologie, Anatomie, Ökologie, Verbreitung und Phänologie der Pilze. Die bayerische Funga soll schwerpunktmäßig, aber nicht ausschließlich berücksichtigt werden. Neben den Fachartikeln soll auch eine Sektion für angewandte Artikel wie z.B. zur Pilzberatung (Vergiftungen), Tagungen u.a. erscheinen. Für diese Beiträge entfallen der englische Titel, key words und summary.

Die eingereichten Manuskripte werden von der Redaktion geprüft und gegebenenfalls zusätzlichen Gutachtern für ein Review überlassen. Die Redaktion informiert die Autoren über Annahme oder Ablehnung der Artikel und eventuell erforderliche Änderungen. Ein Rechtsanspruch auf Veröffentlichung besteht nicht. Artikel werden erst angenommen, wenn sie abgeschlossen sind. Rohfassungen werden nicht angenommen. Die Artikel können in deutscher oder englischer Sprache verfasst sein. Die grammatikalische und stilistische Korrektheit der Texte wird vorausgesetzt. Bei der Erstellung englischer Kurztexthe kann die Redaktion bei Bedarf behilflich sein. Die Zitierweise der wissenschaftlichen Namen, Autorennamen und der Fachliteratur kann den Beispielen im vorliegenden Band entnommen werden. Auf alle im Literaturverzeichnis genannten Quellen muss im Text verwiesen werden und umgekehrt müssen alle Literaturverweise des Textes im Literaturverzeichnis aufgeführt werden. Bei Onlinequellen sollte neben dem Link auch das letzte Abrufdatum vermerkt werden. Die Schreibweisen im Literaturverzeichnis müssen einheitlich sein, wobei die Namen der Zeitschriften entweder ausgeschrieben oder gekürzt angegeben werden können.

Für die Titelzeilen ist die folgende Gliederung verbindlich: deutscher (englischer) Titel – Name des Autors/der Autorin mit Adressen – englischer (deutscher) Titel – englische „key words“ – englische „summary“ – deutsche Zusammenfassung.

Für den Textteil empfiehlt sich folgender Aufbau: Einleitung – Material & Methoden – Ergebnisse (z.B. makro- und mikroskopische Beschreibungen) – Diskussion – Danksagung – Literatur.

Pilzportraits der Reihe Fungi Selecti Bavariae bedürfen keiner Gliederung, dürfen eine Seite nicht überschreiten und maximal von zwei Autoren verfasst sein.

Autoren von Literaturziten und Bildmaterial werden mit Kapitalchen geschrieben. Kurze Bindestriche und Klammern bei der Angabe von Messergebnissen wie z.B. Sporenmaßen werden wie folgt verwendet: (8-) 9-12,3-14,5 (-15,5) x 4,5-6,4-8 (-9)  $\mu\text{m}$  – Bei der Angabe geschätzter Ober- und Untergrenzen werden erst die Längen, dann die Breiten angegeben und durch ein „x“ und Leerzeichen voneinander getrennt. Ausreißer werden den geschätzten Ober- und Untergrenzen in Klammern vor bzw. nachgestellt und durch ein Leerzeichen abgetrennt. Mittelwerte werden unterstrichen dargestellt. Im Falle von errechneten Konfidenzintervallen werden diese entweder ebenso wie geschätzte Grenzen angegeben oder wie folgt angegeben:  $9,3 \pm 0,8 \mu\text{m}$ . Der Mittelwert wird hier nicht eigens unterstrichen. Im laufenden Text

werden lange Bindestriche – (Halbgeviertstrich) verwendet. Taxa werden auf Rang von Gattungen oder darunter kursiv gesetzt, oberhalb der Gattungsebene (Familien, Ordnungen usw.) in normaler Schrift. Pilzgattungen und -arten, die erstmalig erwähnt werden, sind mit den aktuellen Autorennamen zu versehen.

Die Manuskripte sind in einfacher Ausführung mit elektronischem Datenträger (CD, USB-Stick) oder per E-Mail einzureichen. Die Textdateien sollten als MS Word- oder OpenOffice-Dokument formatiert sein. Der Autor/die Autorin erhält per E-Mail eine Korrekturfahne als pdf-Datei. Es wird um sorgfältige Prüfung und schnelle Rücksendung gebeten.

Illustrationen (S/W Zeichnungen oder Farbbilder) sind sehr erwünscht, doch kann die Redaktion die Publikation von Farbbildern nicht in jedem Fall garantieren. Zeichnungen sollten mit schwarzer Tusche auf weißem Karton oder Transparentpapier ausgeführt sein, wobei jeweils ein eigener Maßstab anzugeben ist. Weitere Bildmaterialien werden als einzelne, digitale Daten mit hoher Auflösung (mind. 300 dpi für Farbbilder und 800 dpi für S/W Zeichnungen), oder als scharfe Hochglanz-Papierabzüge entgegengenommen. Das Bildmaterial wird mit „Abb. 1, Abb. 2 ...“ usw. durchnummeriert und muss jeweils mit einer Bildunterschrift sowie dem Bildautor (KAPITÄLCHEN) versehen sein. Die gewünschte Positionierung im Text sollte mit eckiger Klammer [Abb. ##] erfolgen, eine verbindliche Positionierung kann jedoch nicht erfolgen.

Jeder Erstautor erhält ein Exemplar des gesamten Heftes und zudem eine pdf-Datei seines Artikels. Erscheinen mehrere Artikel eines Erstautors im selben Heft, wird neben den pdf-Dateien der Artikel trotzdem nur ein Freiexemplar des Heftes gewährt.

Es wird empfohlen, Proben der in den Aufsätzen veröffentlichten Aufsammlungen in einem öffentlichen Herbarium – wie z.B. der Botanischen Staatssammlung München (M) – zu hinterlegen.

Für Amateurmykologen ist ein Sequenzierungsbudget vorhanden. Um dieses in Anspruch zu nehmen ist ein vorherige Anfrage bei der Schriftleitung Voraussetzung.

**Manuskripte sind an die folgende Adresse einzureichen:** Dr. Christoph Hahn, Hobelwirtstr. 3, D-86911 Dießen-Dettenschwang ; hahn@pilze-bayern.de; oder: Josef Christan, Wiesbachhornstraße 8, D-81825 München; josef-maria.christan@posteo.de

„Mycologia Bavarica“ erscheint bis auf weiteres einmal im Jahr.

## 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 fungi.

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-) 9-12,3-14,5 (-15,5) x 4,5-6,4-8 (-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 or to: Josef Christan, Wiesbachhornstraße 8, D-81825 München; josef-maria.christan@posteo.de

# INHALTSVERZEICHNIS

BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U – Noch mehr Risspilze (2): Dreizehn neue Arten der Familie Inocybaceae . . . . .	27
DONDL M – <i>Calocybe fallax</i> (Peck ex Sacc.) Redhead & Singer 1978 – Trügerischer Schönkopf, Orangebrauner Schönkopf, Fungi selecti Bavariae 42 . . . . .	6
DONDL M, CHRISTAN J, HUSSONG A – Beiträge zur Familie Psathyrellaceae III: <i>Britzelmayria multipedata</i> , <i>Psathyrella psammophila</i> (= <i>P. obtusata</i> s.l.), <i>Psathyrella rostellata</i> . . . . .	99
DONDL M, EBERHARDT U, HAHN C – <i>Clitocybula familia</i> und <i>Clitocybula lacerata</i> aus Oberbayern . . . . .	7
HAHN C – Die unerträgliche Leichtigkeit der Pilzbestimmung . . . . .	1
HAHN C – <i>Gloiodon strigosus</i> – ein zweiter bayerischer und deutscher Nachweis nach über 40 Jahren . . . . .	131
HAHN C – <i>Psathyrella microrhiza</i> (Lasch) Konr. & Maubl. – Wurzelnder Zärtling, Fungi selecti Bavariae 44 . . . . .	148
KELLNHOFER E, CHRISTAN J – <i>Clavaria zollingeri</i> Lévl. 1846 – Violettfarbene Koralle, Fungi selecti Bavariae 43 . . . . .	130
LORENZ S – <i>Dicranophora fulva</i> , nach über 80 Jahren wieder in Deutschland nachgewiesen . . . . .	149
Neu beschriebene oder umkombinierte Taxa. . . . .	157
Hinweise für Autoren . . . . .	159