

MYCOLOGIA BAVARICA

Bayerische mykologische Zeitschrift

Bavarian Journal of Mycology



Cortinarius piceae

Foto: M. DONDL

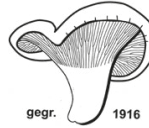
Band 22

2022

Mycologia Bavarica

Herausgeber:

Verein für Pilzkunde München e.V.
c/o Helmut Grünert, Flößerstr. 22
D-86946 Vilgertshofen-Mundraching



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



Schriftleitung:

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

Redaktion:

| | | |
|--------------------|-----------------------------------|----------------------------|
| Dr. Ditte Bandini | Helmut Grünert | Dr. Julia Kruse |
| Panoramastr. 47 | Flößerstr. 22 | Pfalzmuseum für Naturkunde |
| D-69257 Wiesenbach | D-86946 Vilgertshofen-Mundraching | Hermann-Schäfer-Straße 17 |
| | | D-67098 Bad Dürkheim |

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

Erscheinungsdatum von Band 22: Mai 2022

Titelbild: *Cortinarius piceae*, D, BY, Landkreis Garmisch-Partenkirchen, Gemeinde Bad Kohlgrub, Obernacher Moos; Bergmischwald (Fichte, Tanne, Buche); bei Fichte und jungen Buchen; gesellig; 705 m ü. N.N.; 22.10.2020; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-piceae-7.

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
Das Bestellformular finden Sie auch online unter 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

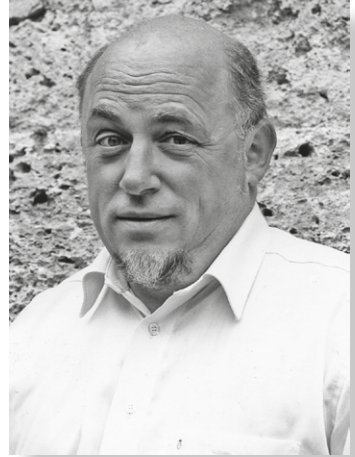
© 2022

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

Je crois, que la Mycologie est la plus passionnante des sciences naturelles. Il y a tellement de façons de l'aborder que chacun peut y trouver son plaisir et de nombreux amis passionnés.

(Jean Mornand, 15.12.1992)

Erinnerungen an eine Freundschaft – oder: Wie die Pilze mir ein Land zeigten



Am 16. Dezember 2019 starb im westfranzösischen Angers Jean Mornand, vielseitiger Naturfreund, Heimatforscher und ehemaliger Präsident der Société Mycologique de France. Sein Tod bedeutete das Ende einer langen Freundschaft, die meinem Leben und dem meiner Familie eine völlig unerwartete Wendung gab und neue Horizonte eröffnete.

Am Anfang aber, wie kann es auch anders sein, standen die Pilze.

1978 studierte ich in Hamburg und saß an meiner Magisterarbeit. Eines Abends rief Helga Marxmüller bei uns an. Die gebürtige Burghausenerin, die ihre Jugend in Frankreich verbracht hatte und daher außer Bayerisch auch fließend Französisch spricht, war, wie ich, Mitglied des Münchener Pilzvereins, und dort hatten wir uns auch kennen gelernt. Bis sie sich als formidable Pilzmalerin und *Russula*-Expertin diesseits und jenseits des Rheins einen Namen machte, sollten noch einige Jahre vergehen.

Sie kenne da einen französischen Hobbymykologen aus Angers, berichtete Helga an jenem Abend. Er heiße Jean Mornand und habe eine Tochter, Janine, die in Kürze ein Gastsemester an der Hamburger Kunsthochschule antreten wolle. Nein, Deutsch könne Janine nicht, aber sie wolle es lernen. Ob sie, Helga, ihr unsere Adresse geben dürfe, sozusagen als erste Anlaufstelle in der fremden Großstadt ?

Natürlich durfte sie. Christel, meine Frau, sprach recht gut Französisch. Mich hatte schon immer geärgert, in der Schule „nur“ Latein, Altgriechisch und ein bisschen Englisch gelernt zu haben, hatte. Jetzt, mit 28, witterte ich eine vage Chance, Versäumtes nachzuholen.

Europäische Mykologen, Profis wie Amateure, bestimmten Lamellenpilze damals nach dem französischen Standardwerk *Flore analytique des champignons supérieurs* von Robert Kühner und Henri Romagnesi. Auch auf Tagungen zeigte man sich gerne mit dem Buch, wobei ich mir nicht ganz sicher bin, ob es bei einigen nicht bloß ein Statussymbol war, das einen aus der Masse jener hinaushob, die ihre Funde nach der *Kleinen Kryptogamenflora* (Bd. IIa) von Meinhard Moser zu identifizieren versuchten.¹ In meinem speziellen Fall kam noch hinzu: Ich interessierte mich besonders

¹ Unbestätigten Gerüchten zufolge verhielt es sich in Frankreich genau umgekehrt ...

für Becherlinge. Da kam man am Tafelwerk von Émile Boudier und vor allem an den zahlreichen Arbeiten von Marcelle Le Gal nicht vorbei. Übersetzungen gab es keine, an digitale Hilfen war überhaupt noch nicht zu denken. So hatte ich ein „pilzfranzösisches“ Vokabelheft angelegt, mit dem ich mich irgendwie durchwursteln konnte, aber mit solidem Spracherwerb hatte das nichts zu tun.

Im folgenden Semester besuchte uns Janine regelmäßig. Viel weiter als bis zur achten von 24 Lektionen im Lehrbuch kamen wir auch nicht – sie war Künstlerin und hatte bald einen deutschen Freund, der gut Französisch sprach, und ich steckte im Prüfungsstress.

Nach dem Examen im gleichen Jahr hatte ich eine verrückte Idee: Schon lange spukte mir der Gedanke im Kopf herum, einen Roman zu schreiben. Das Geld reichte noch für ein halbes Jahr. Ich beschloss, den Schreib-Versuch in Frankreich zu unternehmen: allein mit meiner Muttersprache und umgeben von einer anderen, die ich liebend gerne lernen wollte. Die zu erwerbenden Sprachkenntnisse dienten quasi als Sicherheitsnetz für den Drahtseilakt „Roman“! Das halbe Jahr wäre kein verlore- nes ...²

Und wieder half ... die Mykologie!

Janines Vater, mit dem mich inzwischen eine erste Korrespondenz verband, korrigierte nicht nur unermüdlich meine Briefe, sondern er ermunterte mich – ja, er könne mir eine Unterkunft vermitteln, ja, er wolle mich unterstützen, wo immer es nötig wäre, und ja, ich wäre ein gern gesehener Gast bei den regelmäßigen Treffen der Mykologengruppe in der *Société d'Études Scientifiques de l'Anjou*.³

An einem bitterkalten Januartag 1979 brachte meine Frau mich zum Zug nach Angers.

Jean Mornand war ein kleiner, drahtiger Mann mit grauem, leicht gewelltem Haar, von Beruf Professor für Elektronik an der Technischen Universität. Ich merkte bald, dass man mit ihm, wenn man es konnte, über alles reden konnte – Politik, Geschichte, Naturwissenschaften, Religion Nur eines konnte er nicht: Fremdsprachen. Mein Kühner-Romagnesi-Le Gal-Vokabular erwies sich als ferner Lichtschimmer im Dunkel des Nichtverstehens – dementsprechend waren meine ersten Konversationsversuche mit ihm und seiner Frau Marie-Louise ein Desaster, gemildert nur dadurch, dass ich es nicht anders erwartet hatte.

Was mir schon sehr früh auffiel, waren Jeans Bemühen, langsam und deutlich zu sprechen, und seine unendliche Geduld. Irgendwie gelang es ihm, mir klar zu

² Um es vorwegzunehmen: Der Roman gedieh, wurde aber nicht ganz fertig. *Des Himmels Blau in uns* erschien 1988 unter dem Pseudonym Till Reinhard beim Limes Verlag.

³ Angers ist die Hauptstadt des französischen Départements Maine et Loire. Viele Vereine und Gesellschaften behalten aber den Namen der vorrevolutionären Verwaltungseinheit bei. Die *Ancienne Province* (alte Provinz) ist in diesem Fall das *Anjou*. Abgeleitet davon, bezeichnen sich die Menschen, die dort leben, als Angevins/Angevines. Maine et Loire ist der politisch-rationale Begriff, Anjou der der Herzen und der Traditionen.

machen, dass ich die Woche über in dem mir von ihm vermittelten kleinen Zimmer im 5. Stock eines Mietshauses oberhalb des Bahnhofs von Angers arbeiten könne – der Literat, auch der angehende, wird in Frankreich ernst genommen und hat ein definitiv höheres Sozialprestige als bei uns. An den Samstagen fänden Exkursionen statt, und sonntags sei ich bei der Familie zum Essen eingeladen. Während der Woche könne ich auch Janine und ihre KommilitonInnen an der Kunsthochschule treffen. Hinzu kam, dass Jean *Le Monde* las, die renommierte französische Tageszeitung, und mir am Sonntag die Ausgaben der vergangenen Woche überließ. Die Sprache war eine andere als bei Kühner-Romagnessi und überforderte mich anfangs völlig, aber „A bisserrl was geht immer ...“ Beim nächsten Besuch versuchte ich, den einen oder anderen „gebildeten“ Ausdruck in mein Radebrechen einzuflechten, um meine Gastgeber zu überraschen.

Der neue Alltag begann. Vormittags und abends saß ich an meinem Text, nach dem Mittagessen erstrampelte ich mir auf dem Fahrrad die Umgebung dieser schönen, ruhigen Stadt in der weiten Ebene der Loire. Aber versuchen Sie mal, mit einem Pilzvokabular Flickzeug und einen neuen Schlauch für Ihr Fahrrad zu erstehen. Beim dritten Besuch in der Werkstatt hatte ich den Eindruck, die Dame dort wolle sich bei meinem Anblick bekreuzigen.

Die Exkursionen, an denen ich teilnahm, waren keineswegs nur mykologische. Ein Ausflug führte in die „Faluns de l’Anjou – Touraine“, Kalksteinbrüche mit einer reichen fossilen Flora und Fauna aus dem Miozän. Jean zeigte mir, wie man mit einer Zahnbürste dunkle Haifischzähne aus dem hellen, kreidigen Gestein kratzt. Ein anderer, geleitet von dem bekannten Characeen-Forscher Robert Corillon⁴, galt der Frühlingsflora.

Jean Mornands Vielseitigkeit war phänomenal. 1986 publizierte er (mit J. Ginsburg) eine Arbeit über die Säugetier-Fossilien dieses Gebiets. Er schrieb über die Vor- und Frühgeschichte der Halbinsel Crozon in der Bretagne und erstellte ein Inventar der dortigen Dolmen und Menhire. Er zeichnete und untersuchte die Steinwerkzeuge der ersten Besiedler seiner Heimat, kratzte aus dem Aushub für den Bau der neuen Bibliothek in Angers römische Tonscherben und studierte deren Herkunft.⁵ Ich wusste von alldem nichts, verstand sehr wenig – aber: Steter Tropfen höhlt den Stein. Jean erklärte mir alles, zweimal, dreimal, falls nötig, und wenn ich es dann immer noch nicht kapierte, erklärte er es ein viertes Mal mit wieder anderen Worten. Ich sog die Vokabelflut in mich auf, merkte gar nicht, dass ich lernte – und lernte wohl gerade deshalb umso intensiver. Entscheidend waren Jeans Geduld, meine Neugier und eine wachsende persönliche Sympathie. Wenn es mir gelang, eine halbwegs intelligente Frage zu stellen, strahlte er.

⁴ Autor u.a. der zweibändigen *Flore et végétation de la Vallée de la Loire (cours occidental: de l’Orléanais à l’estuaire)*, Paris 1982-1983.

⁵ Einen Überblick über das Gesamtwerk findet sich in dem Gedenkband der Fédération des Associations Mycologiques de l’Ouest, Bulletin hors série N° 2 – avril 2021, hg. von René Chéreau. Er enthält auf den S. 68-70 auch eine französische Version dieses Artikels („Souvenirs d’une amitié“) und auf S. 23 das Zitat, das diesem Editorial vorangestellt ist.

Jean Mornand war über Jahrzehnte hinweg der ungekrönte König der angevinischen Pilzkunde. Er organisierte die Exkursionen, publizierte deren Ergebnisse, hielt Vorträge, korrespondierte mit allen, die in der Myko-Szene Frankreichs Rang und Namen hatten. Einmal besuchten wir Raymond Bertault⁶, der seinen Ruhestand im Anjou verbrachte, von den phantastischen Pilzvorkommen im Mittleren Rif-Gebirge in Marokko erzählte und uns seine phänomenale Bibliothek zeigte. Jean nahm an unzähligen Tagungen teil, stets begleitet von Marie-Louise („Maïse“), einer temperamentvollen Bretonin, die ihm bei all seinen Aktivitäten stets den Rücken frei hielt und eine allseits hoch geschätzte Gesprächspartnerin und Gastgeberin war.

Mein erster Aufenthalt in Angers fiel in das eher pilzarme Halbjahr. Doch an der Grenze zwischen atlantischem und mediterranem Klimabereich gedeihen in der sprichwörtlichen *douceur angevine* („Milde des Anjou“) die berühmten Loire-Weine und in den Gärten und Parks stehen Zedern und Araukarien. Am wenigsten Pilze findet man in heißen Sommern, während im Winter eigentlich immer was los ist. Der Fund, der sich mir am stärksten im Gedächtnis eingepägt hat, war ein Becherling, den wir an einem Februartag in großer Zahl auf einer feuchten Viehweide fanden, wo er stellenweise unter nassen Kuhfladen vom Vorjahr hervorquoll. Als *Sowerbyella* spec. war er schnell zu erkennen, aber dabei blieb es dann vorerst auch – kein Wunder, denn die Art war damals noch unbekannt. Später wurde sie von Ginette Trigaux als *Discina parvispora* beschrieben, ehe Jiří Moravec sie zu *Sowerbyella* stellte und ihre Identität mit unserer Aufsammlung bestätigte. Später haben Yao & Spooner (2008) *S. parvispora* auf ein Synonym zu *S. radiculata* reduziert, was ich, ehrlich gesagt, nie ganz nachvollziehen konnte ... aber hier in die Einzelheiten zu gehen, würde zu weit führen.⁷ In Wäldern und Gebüschern gedeihen Scharlachrote Kelchbecherlinge (*Sarcoscypha coccinea*). „Sensu stricto“ konnte ich erst später hinzufügen, denn die wegweisende Diplomarbeit von Hans-Otto Baral mit der Trennung von *coccinea* und *austriaca* erschien erst vier Jahre später. In den Parkanlagen von Angers sah ich erstmals *Geopora sumneriana*, den Zedern-Sandborstling.

Die monatlichen „réunions“ der Mykologen hatten ihren besonderen Charme. Sie fanden reihum in den Privatwohnungen der Teilnehmer statt, und es gehörte zum Ritual, dass der jeweilige Gastgeber eine seiner besten Flaschen Loire-Weins präsentierte. Unerklärtes Ziel war es, den bereits hervorragenden Tropfen seines Vorgängers noch bei weitem zu übertreffen. Ich erinnere mich an einen goldenen 1932er aus einer unetikettierten Flasche, die, wie es sich gehörte, vor aller Augen mit einem weichen Tuch vom Staub befreit wurde. Dazu gab es einen flockigen, süßen

⁶ Mit Georges Malençon, Autor der bekannten *Flore des Champignons Supérieurs du Maroc*, 2 Bde., Rabat 1970 u. 1975

⁷ Die *Sowerbyella*-Geschichte ist nachzulesen in: MORAVEC J (1986): A new species and two new combinations in the genus *Sowerbyella*. *Mycologia Helvetica* 2(1): 93-102; TRIGAUX G (1985): Une nouvelle espèce de *Discina* (*D. parvispora*). *Documents mycologiques* 16 (fasc. 61): 7-15; YAO Y-J & SPOONER B (2008): Species of *Sowerbyella* in the British Isles, with validation of *Pseudombrophila* sect. *Nannfeldtiella* (Pezizales). *Fungal Diversity* 22: 267-279.

Sandkuchen. Das Organisationsschema der „réunions“ – wenn auch ohne Wein und Kuchen – übernahm ich später für die AG Mykologie Inn/Salzach (AMIS).

Gegen Ende meines fünfmonatigen Aufenthalts klappte die Verständigung schon erheblich besser. Ich brach zu einer Fahrradtour quer durch Frankreich auf. Jean hatte mir die Adressen von Freunden und Bekannten gegeben, bei denen ich übernachten konnte, darunter natürlich auch Pilzfreunde. Überall empfing man mich nach der Devise: Jeans Freunde sind auch unsere Freunde – und ich musste reden, reden, reden ... Ich lernte auf dieser Tour u.a. Antoine Ayel in Montrond-les-Bains kennen und Jean-Claude Donadini in La Penne-sur-Huveaune nördlich von Marseille, zwei der seinerzeit prominentesten Ascomycetenkenner des Landes.

Im Laufe der Jahre entwickelte sich eine Freundschaft, die bald auch unsere Familien mit einbezog. 1981 besuchten uns die Mornands in Bayern. 1985 stellten sie uns für drei Monate ihr Haus in der Bretagne zur Verfügung. Nie hatten wir eine solche Landschaft erlebt – herb, wild, voller Geheimnisse (darunter eine bis heute lebendige keltische Sprache), das glatte Gegenteil zum „lieblichen“ Anjou. Immer wieder hat es mich später dorthin zurückgezogen. Beim bisher letzten Besuch im Oktober 2021 begegnete mir dort der lange gesuchte Strandbecherling (*Peziza ammophila*).



Peziza ammophila: Plouescat, Baie du Kernic, 7.10.2021.

Foto: T.R. LOHMEYER

Die Mykologie blieb immer ein wichtiges Gesprächsthema zwischen uns: Jean zeigte mir die von ihm und Paul Leroy beschriebene *Xylaria crozonensis* an der bretonischen Typuslokalität und Kräuterseitlinge (*Pleurotus eryngii*) an der Stranddistel. Aus den küstennahen Wäldern und Gebüschchen blieb mir vor allem *Marasmiellus candidus* im Gedächtnis, eine Art, die dort in Massen vorkam. Auch gewährte Jean mir Einblick in die unveröffentlichte Pilztafelsammlung des Boudier-Schülers



Xylaria crozonensis P. Leroy & Mornand, gesammelt an der bretonischen Typuslokalität 18.04.2005. Foto: LUDWIG HAAS

Louis Joseph Grelet (1870-1945), die im Archiv des Arboretums von Angers aufbewahrt wird. Als ich Vizepräsident der Deutschen Gesellschaft für Mykologie wurde, war Jean Präsident der Société Mycologique de France.

Doch als es mir endlich gelungen war, mein Kühner-Romagnesi-Le Gal-Vokabular um einige Elemente der französischen Umgangssprache zu erweitern, redeten wir auch über andere Themen.

Zum Beispiel über die Vergangenheit, die Geschichte unserer Familien.

Jean Mornand kam am 18. Januar 1926 in Besançon auf die Welt, von Angers aus gesehen am anderen Ende des Landes in Frankreichs Südosten. Seinen Vater kannte er nur als Krüppel; er war im Ersten Weltkrieg bei Verdun schwer verwundet worden und hatte nur mit viel Glück im Unglück überlebt – es war gewissermaßen der erste deutsche Beitrag zur Geschichte der Familie Mornand.

Mein Onkel, Wolfgang Zache, hatte sich als Schauspieler über Josef Goebbels mokiert. Unehrenhaft aus der Wehrmacht entlassen, diente er auf einem zivilen Handelsschiff, geriet bei einem Landgang in französische Gefangenschaft und arbeitete in einer kleinen Gemeinde im Périgord im Straßenbau. Nach dem SS-Massaker in Oradour-sur Glane fiel er der Résistance die Hand und wurde ohne Prozess erschossen.

1980, ein Jahr nach meinem ersten Aufenthalt in Angers, besuchte ich mit meiner Mutter, der Schwester von Wolfgang Zache, den ehemaligen Bürgermeister des Dorfes, Monsieur Rebière. Als letzter lebender Augenzeuge schilderte uns der Neunundachtzigjährige den Tod des Bruders, des Onkels: „Die Widerstandskämpfer waren nicht von hier“, berichtete er. „Ich wollte ihnen Wolfgang nicht ausliefern, aber sie

bedrohten mich. Sie jagten alle Deutschen, derer sie habhaft werden konnten, und töteten sie. Sie nannten sich ‚die Rächer von Oradour‘. Ohne die bei den Mornands und ihren Freunden erworbenen Sprachkenntnisse hätte ich diesen Teil meiner Familiengeschichte nie aus erster Hand erfahren.

Im September 2009 trafen sich Jean, Maïse, Ute und ich in der Bourgogne. Jean wollte uns die Stätten seiner Jugend zeigen – Cluny, Taizé, Macon. Nach einem langen Tag sind wir alle ein bisschen müde und erholen uns in einem kleinen Café irgendwo auf dem Land. Vor uns ein friedliches Tal, durchzogen von einer Eisenbahntrasse. Jean erzählt: „Seht ihr den Tunnel da hinten rechts? Dort griff ein Kommando der Résistance einen Versorgungszug der Deutschen an, der Kriegsgüter transportierte. Der Angriff schlug fehl, und mehrere meiner Schulkameraden wurden von der SS getötet, die den Zug bewachte.“ Er dreht sich zu mir und ergreift meine Hand. „Und heute sitze ich hier neben einem Deutschen, der mein lieber Freund ist. *Incroyable!*“



Jean Mornand (r.) 2009 vor dem Haus in Cluny, in dem er aufwuchs. Foto: UTE KÜNKELE

Jean war inzwischen dreiundachtzig, und noch immer lebte die Erinnerung an die Kriegsgreuel in ihm fort, während für mich die Trauer meiner Mutter um ihren geliebten Bruder unauslöschliche Kindheitserinnerung ist. Zweiter Weltkrieg, Erster Weltkrieg, Krieg von 1870/71, napoleonische Kriege, Dreißigjähriger Krieg Immer wieder Deutsche gegen Franzosen, Franzosen gegen Deutsche, jede verlorene Schlacht sät Hass und Rachegefühle, jedes gewonnene Gemetzel wird mit verlogenen Siegeskränzen dekoriert.

Eine Freundschaft wächst und reift mit dem Vertrauen, der Ehrlichkeit und der politischen, historischen und sprachlichen Bildung der Betroffenen. Die Versöhnung zwischen Frankreich und Deutschland nach dem 2. Weltkrieg sowie ihre Gestaltung in Hunderten von Städte- und Gemeindepartnerschaften, im Austausch von Tausenden von Lernenden und Studierenden bleibt für mich ein Wunder, eine ganz große Sternstunde der Politik in einer von Intoleranz, Rassismus und Misstrauen zerrissenen Welt. Tun wir alles, wirklich alles, um diese Freundschaft zu schützen und für unsere Kinder und Enkel zu bewahren!

Gemeinsame Leidenschaften können uns dabei helfen. In meinem speziellen Fall war es die Mykologie, aber sicher gilt Ähnliches auch für viele andere Gebiete, auf denen Amateure sich aus Liebe zum Objekt ein umfassendes Wissen oder besondere Fähigkeiten angeeignet haben – in der Ornithologie zum Beispiel, der Entomologie, der Botanik oder auch in der Malerei, der Musik und dem Sport. Wer einen

Bruchteil seiner „mykologischen Energie“ in den Spracherwerb überträgt, kann sich ein anderes Land, eine andere Kultur und neue Freundschaften erschließen. Das Leben wird reicher – und nebenbei wächst auch die Artenkenntnis.

Das letzte Mal sah ich Jean anlässlich seines 90. Geburtstags im Januar 2016. Unfassbar, wie fit er war – er sang, er tanzte, er erzählte. Seine Freunde hatten „Überraschungsgäste“ aus der Pilz-Szene geladen, und da ich den weitesten Anfahrtsweg hatte (1253 km nach *Google maps*), durfte ich als erster ein Grußwort sprechen.

Abschließend eine unvergessene Anekdote aus der Bretagne: Unsere Tochter Sonja war 1985 knapp drei Jahre alt und besuchte die *école maternelle* in Crozon, eine Mischung aus Kinderkrippe und Kindergarten. Am Ende unseres Aufenthalts war sie dort voll integriert, verstand alles, was die KindergärtnerInnen sagten, sprach aber selber kein Wort. Die Mornands kamen aus Angers und es gab viel zu erzählen. Jean und ich sprachen über die Pilze, die wir in den vergangenen drei Monaten gefunden hatten, und weil wir nicht aufhörten, kam Sonja sich vernachlässigt vor: Dieser Mann stahl ihr die Aufmerksamkeit des Vaters. Ohne jede Vorwarnung sagte sie, an Jean gewandt: „*Ferme ta bouche!*“ („Halt die Klappe!“) Es war ihr erster eigener Satz auf Französisch. Die Eltern waren hin und hergerissen – sie spricht! Aber, verdammt, sie beleidigt unseren Gastgeber – peinlich, peinlich ...

Nach einem Moment der Verblüffung erwiderte Jean: „O la la, diese Deutschen! Von Kindesbeinen an geben sie uns Befehle ...“

Au revoir, Jean!

Beiträge zur Gattung *Cortinarius* in Bayern, Teil I: Sektion *Calochroi*, *C. piceae* und *C. subgracilis*

MATTHIAS DONDL¹

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

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

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

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

Einleitung

Mit über 2000 beschriebenen Arten weltweit ist *Cortinarius* (Pers.) Gray) die größte Gattung innerhalb der *Agaricales* (vgl. NISKANEN et al. 2016). Einen groben Überblick über die taxonomische Unterteilung innerhalb der Gattung weltweit geben SOOP et al. (2019). Eine Vielzahl von phylogenetischen Studien in den letzten 20 Jahren hat die Taxonomie der Gattung *Cortinarius* auch auf der Ebene von Untergattungen und Sektionen gewaltig ins Rutschen gebracht. So hat sich herausgestellt, dass die Untergattung *Phlegmacium*, die traditionell Schleierlinge mit schleimigem Hut und trockenem Stiel umfasst, nicht monophyletisch und somit als solche nicht haltbar ist (STENSRUD et al. 2014, GARNICA et al. 2016). Viele Autoren ziehen es seither vor, Vertreter dieser Gruppe als phlegmacioide Arten zu bezeichnen (z.B. BRANDRUD et al. 2018). Die Sektion *Calochroi* im traditionellen Sinn, mit der wir uns in diesem Artikel beschäftigen wollen, gehört zu dieser Gruppe phlegmacioider Arten.

In einem jüngst veröffentlichten Artikel wird die Gattung *Cortinarius* in 10 separate Gattungen aufgesplittet (LIIMATAINEN et al. 2022). Die hier behandelten Taxa gehören demnach zur neu geschaffenen Gattung *Calonarius*. In diesem Artikel werden wir diese taxonomischen Neuerungen, die ja zunächst ja auch nur ein Vorschlag sind, nicht berücksichtigen.

Unter den *Calochroi* im traditionellen Sinn (*Calochroi* s. str.) versteht man „Phlegmacien“ mit meist gelben, seltener cremeweißlichen oder bläulichen Hutfarben,

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

± intensiven Violetttönen an Lamellen und Stiel, blassem Fleisch, breiter, meist gerandeter Stielknolle, Huthaut vom Simplex-Typ (einschichtig, ohne gut differenziertes Hypoderm aus aufgeblasenen Zellen) und grob ornamentierten Sporen (FRØSLEV et al. 2007). Inzwischen haben phylogenetische Studien ergeben, dass die Sektionen *Calochroi* und *Fulvi*, wie sie von MELOT (1990) und BRANDRUD et al. (1990-2012) definiert wurden, mit Ausnahme der *Cortinarius percomis*-Gruppe einen zusammengehörenden *Calochroi* Klade bilden, die man als Sektion *Calochroi* s. l. bezeichnen könnte und der mindestens 75 Arten enthält (FRØSLEV et al. 2007).

Wichtige monografische Werke, in denen die *Calochroi* s. str. abgehandelt wurden, sind die Arbeiten von MOSER (1960), BRANDRUD et al. (1990-2012), BIDAUD et al. (2001) sowie CONSIGLIO et al. (2003-2012). Die sehr unterschiedlichen Artkonzepte in den genannten Werken verwandelten die *Calochroi* in ein taxonomisches Minenfeld, das durchaus über das Potenzial verfügte, auch psychisch stabile Mykologen in den Wahnsinn zu treiben. Phylogenetische Studien verschiedener Autoren, z.B. FRØSLEV et al. (2005, 2006a, 2006b, 2007), ORTEGA et al. (2008), GARNICA et al. (2009, 2016), haben den Grundstein dafür gelegt, die Taxonomie der *Calochroi* zu konsolidieren. Einen Überblick über den Forschungsstand in der Sektion *Calochroi* im traditionellen Sinn gibt BELLANGER (2015) und liefert darüber hinaus den derzeit wohl aktuellsten und vollständigsten Schlüssel (in französischer Sprache) mit, der 36 morphogenetische Arten abdeckt.

Trotz all dieser Fortschritte ist die Bestimmung von Taxa der Sektion *Calochroi* nach wie vor nicht unproblematisch, da die zumeist verwendeten Schlüssel wie KNUDSEN & VESTERHOLT (2012), GMINDER (2010) oder SOOP (2021) nicht alle Arten enthalten oder wie MOSER (1983) nicht mehr dem Stand der Forschung entsprechen. Inzwischen wurden die meisten Typus-Kollektionen sequenziert (u.a. von FRØSLEV et al. 2007), so dass man die Bestimmung im Zweifelsfall durch DNA-Analysen untermauern kann.

In diesem Artikel stellen wir zwei in Oberbayern relativ häufig vorkommende *Calochroi*-Arten mit Fotos und ausführlichen morphologischen Beschreibungen vor, diskutieren die Abgrenzung zu ähnlichen Arten und analysieren, soweit dies möglich ist, die Verbreitung in Bayern und Deutschland. Die Fotos und Beschreibungen beziehen sich ausschließlich auf sequenzierte Kollektionen. Weitere, nicht sequenzierte eigene Kollektionen, die wir für sicher bestimmt halten, listen wir unter „Weitere Fundangaben aus Bayern“ auf. Zu diesen und auch zu den untersuchten Kollektionen sind weitere Makro- und Mikrofotos auf der Website www.interhias.de/schwammerlseiten verfügbar, die entsprechenden Links sind im Literaturverzeichnis aufgeführt.

Material und Methoden

Die makroskopischen Beschreibungen beruhen auf Frischmaterial. Die Makrofotos wurden mit einer Olympus E3, ab 2020 mit einer Olympus E-M1 Mark III Digitalkamera aufgenommen. Die Mikromerkmale wurden anhand von Trockenmaterial und am Sporenabwurf ermittelt. Zum Aufquellen wurde KOH (3 %) verwendet. Die

Mikrofotos wurden mit einer Moticom 3 und sämtlich in KOH angefertigt. Die mikroskopischen Messungen wurden mit dem Programm Motic Images Plus 2.0 bzw. 3.0 vorgenommen. Als Mikroskop stand ein Zeiss Axio LabA1 zur Verfügung.

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

Die Angabe der Koordinaten und Höhe über NN in den Funddaten erfolgte näherungsweise mithilfe des Koordinatenermittlers auf www.orchids.de (HAYNOLD 2022).

Die Sequenzanalysen (ITS) wurden bei der Firma ALVALAB in Spanien in Auftrag gegeben und die Sequenzen zum Teil in der GenBank hinterlegt.

Funddaten zu Kollektionen von anderen abgebildeten Arten

Cortinarius haasii (M.M. Moser) M.M. Moser (Abb. 9-10), TK 8234-4-4-3, D, By, Landkreis Bad Tölz-Wolfratshausen, Gemeinde Bichl, Steinbachtal; Bergmischwald (Buche, Tanne, Fichte, Bergahorn) in der Flyschzone, teils auch über Würmmoräne; bei großen Tannen und Fichten; gesellig (ca. 6 Fk); 850 m ü. NN; 04.10.2018; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-haasii-10; GenBank Accession Nr. MZ669979 (weitere Makro- und Mikrofotos siehe DONDL 2018: Nr. 27).

Cortinarius laberiae Münzmay, B. Oertel & Saar (Abb. 27), TK MTB 8533-3-2-2; D, By, Mittenwald, Kranzberggebiet, Kratzenrauth, Fällgrabental; Mischwald (Fichte, Tanne, Buche) auf postglazialen Ablagerungen im Übergangsbereich zu Hauptdolomit (kalkalpin); unter einer großen Tanne, umgeben von mittelalten Fichten, wohl noch im Einzugsbereich steht auch eine große Buche; gesellig (5 Fk); 1050 m ü. NN; 27.09.2015; leg. M. Dondl, det. JEC-DNA-Arbeitsgruppe unter Verwendung der ITS-Sequenz; Herbar MD Cort-laberiae-1 (weitere Makro- und Mikrofotos siehe DONDL 2015: Nr. 1).

Ergebnisse

Cortinarius piceae Frøslev, T.S. Jeppesen & Brandrud, Mycotaxon 97: 367-377, 2006 Abb. 1-8

= *Cortinarius calochrous* var. *coniferarum* (M.M. Moser) Nezdoym sensu BRANDRUD et al. (1990-2012) p. p.

Hut 3,5 bis 8 cm breit, gewölbt, schleimig und klebrig, glatt, gelb bis semmelgelb, am Scheitel bis orangebraun, vor allem im Zentrum mit braunen Schüppchen besetzt, stellenweise auch braun fleckig oder streifig. **Stiel** bis 6 x 1,2 cm, gerandet knollig, cremeweiß, Knolle bis 2,8 cm breit; Velum am Knollenrand bei jungen Fruchtkörpern schleimig und gelb, später bräunlich verfärbend; Basalmyzel weiß. **Lamellen** ausgerandet bis gerade angewachsen, gedrängt, anfangs grauweiß bis hellgrau mit zartem, selten auch ganz fehlendem Lilaton, reif graubraun bis kartonbraun.

Fleisch cremeweiß, unter der Huthaut und in der Knolle auch cremegelblich. **Geruch** schwach, nicht signifikant. **Geschmack** nicht untersucht. **KOH (40 %)** auf dem Hut rostbraun bis kastanienbraun, am Fleisch und an der Bulbipellis negativ.

Sporen [(2) n = 60] 9,6-11,8 × 5,7-6,6 µm, Lm = 10,6 µm, Bm = 6,2 µm; mittlerer Quotient 1,63-1,79, Qm = 1,71; amygdaliform, apikal bisw. schwach ausgezogen und dann subcitriform, mäßig grob warzig, Warzen überwiegend isoliert und fein bis mittelgroß, stellenweise krustenartig zusammenfließend und einzelne auch gröber, bis 0,5 µm knotig überstehend, aber meist niedriger. **Basidien** 4-sporig, mit Schnallen, 28-35 × 8-11 µm. **Lamellenschneide** steril, mit einem durchgehenden Band aus Cheilozystiden. **Cheilozystiden** keulig, dünnwandig, von Basidiolen eindeutig unterscheidbar, 16-34 × 8-16 µm; **HDS** vom Simplex-Typ; Zellen der Epicutis teils gelifiziert, teils intakt, in den oberen Lagen mit vielen apikal zylindrischen oder leicht keulig-kopfigen, ca. 4,5-7 µm breiten Endzellen; Pigment gelbbraun bis goldgelb, grob querstreifig inkrustierend und in der obersten Lage zusätzlich intrazellulär bernsteinfarben; Zellen der Subcutis hyphig, kompakt und ± parallel liegend, Pigment gelbbraun, grob querstreifig inkrustierend; Hypoderm nicht entwickelt.

Ökologie montaner Nadel- und Mischwald auf Kalkböden, bei Fichte und Tanne.

Kurzcharakteristik

Cortinarius piceae ist ein kleiner bis mittelgroßer Klumpfuß. Typisch sind die satt gelben bis gelbbraunen Hutfarben, auffällige braune Velumschüppchen am Hut, anfangs nur sehr blass lila gefärbte Lamellen, ein cremeweißes, niemals blau gefärbter Stiel, gelbes schleimiges Velum am Knollenrand, eine am Hut kastanienbraune, sonst überall negative KOH-Reaktion sowie das Vorkommen im Nadelwald auf Kalk.

Untersuchte Kollektionen

TK 8337-2-1-4; D, By, Landkreis Miesbach, Gemeinde Bayrischzell, Geitau, Wanderweg zur Aiplspitze, Bergmischwald (Fichte, Tanne, Buche, Feldahorn) über Hauptdolomit und quartärem Hang- und Verwitterungsschutt, auf der oberen Waldweide (unterhalb Geitauer Alpl), bei Fichte und Tanne; gesellig (5 Fk); 1170 m ü. NN; 16.09.2012; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-piceae-2; GenBank Accession Nr. MZ669984 (vgl. DONDL 2012: Nr. 22).

TK 8332-2-1-4; D, By, Landkreis Garmisch-Partenkirchen, Gemeinde Bad Kohlgrub, Obernacher Moos; Bergmischwald (Fichte, Tanne, Buche) über würmeiszeitlicher Beckenablagerung oder Talfüllung; bei Fichte und jungen Buchen; gesellig (4 Fk); 705 m ü. NN; 22.10.2020; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-piceae-7; GenBank Accession Nr. MZ669985 (vgl. DONDL 2020: Nr. 29).



Abb. 1-2 – *Cortinarius piceae*, Koll. MD Cort-piceae-2.

Fotos: M. DONDL

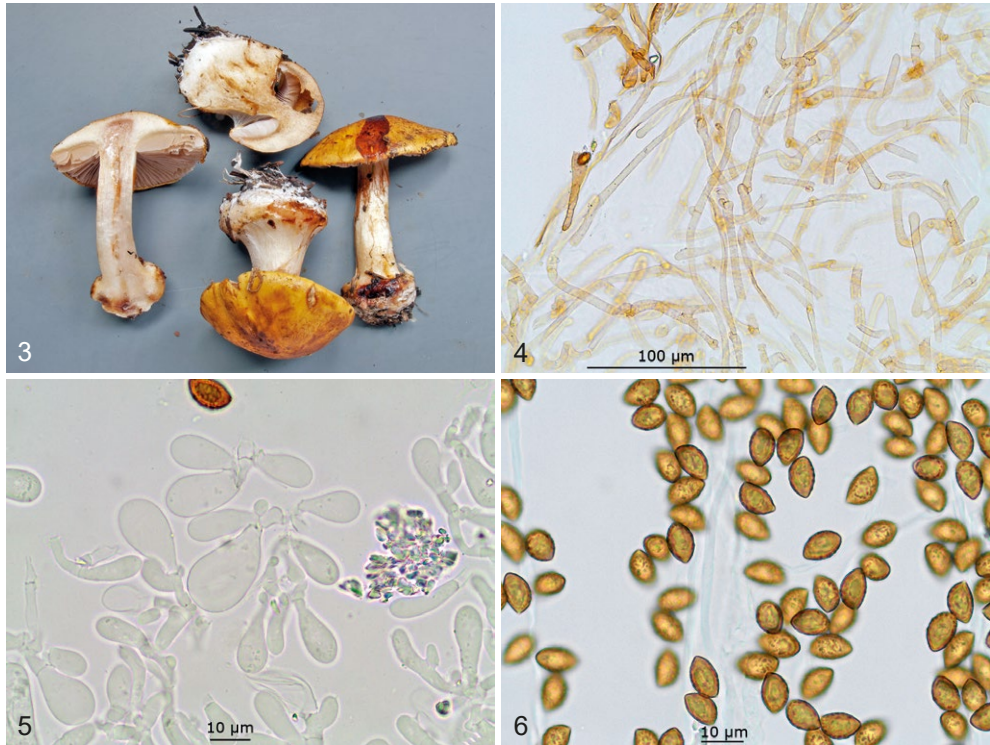


Abb. 3-6 – *Cortinarius piceae*, Koll. MD Cort-piceae-2; **3**) Studioaufnahme; **4**) HDS; **5**) Cheilozystiden; **6**) Sporen. Fotos: M. DONDL

Weitere Fundangaben aus Bayern

TK 8235-4-2-2; D, By, Landkreis Miesbach, Gemeinde Waakirchen, Marienstein, Tegernseer Berge; Bergmischwald (Tanne, Buche, Fichte, Bergahorn, Esche) überwiegend über quartärem Schutt, auf jeden Fall kalkreich, aber stellenweise auch bodensauer (Heidelbeere); bei Tanne und Fichte auf Nadelstreu; gesellig (4 Fk); 830 m ü. NN; 22.09.2015; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-piceae-5 (vgl. DONDL 2015, Nr. 12).

TK 8332-3-2-1; D, By, Landkreis Garmisch-Partenkirchen, Gemeinde Bad Kohlgrub, Hörnle, „beim Trogel“; im Waldstück unterhalb der Hörnle-Hütte; Fichtenwald über Hällritz-Formaton (Flysch, Kalksandstein, Mergelstein, Tonstein); bei mittelalten Fichten in der Nadelstreu; gesellig (5 Fk); verges. mit *Cortinarius atrovirens* Kalchbr.; 1370 m ü. NN; 12.09.2021; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-piceae-9 (vgl. DONDL 2021: Nr. 50).

In den online abrufbaren Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie sind für Bayern 43 Datensätze ausgewiesen (DGFM 2022a). Siehe dazu im Abschnitt „Verbreitung in Bayern und Deutschland“.

Allgemeine Ökologie

Boreonemoraler, montaner und subalpiner Nadelwald, bei Fichte und Tanne auf Kalk.



Abb. 7-8 – *Cortinarius piceae*, Koll. MD Cort-piceae-7.

Fotos: M. DONDL

Molekulare Untersuchung

Für den Holotypus von *Cortinarius piceae* ist bei der GenBank unter der Akzessions-Nr. DQ663378 die ITS Sequenz mit 630 bp Länge hinterlegt. Für unsere beiden untersuchten Kollektionen hat uns das Labor ALVALAB ITS-Sequenzen mit 765 bzw. 768 Basenpaaren Länge zur Verfügung gestellt und in die GenBank hochgeladen. Eine BLAST-Analyse der Sequenz des Holotypus (22.02.2022) listet unsere beiden Kollektionen mit jeweils 99,84 % Übereinstimmung (bei 100 % query cover) auf.

Diskussion

Cheilozystiden bei den *Calochroi*

Bevor wir auf die Taxonomie und Artabgrenzung zu sprechen kommen, soll hier am Beispiel von *Cortinarius piceae* auf ein morphologisches Merkmal eingegangen werden, dessen Konstanz und Bedeutung noch unzureichend geklärt ist: das Vorhandensein bzw. Fehlen von sterilen Zellen an der Lamellenschneide, die von manchen Autoren als Cheilozystiden bezeichnet werden (GMINDER 2010), von anderen als Marginalzellen (MÜNZMAY et al. 2009) oder einfach als sterile Zellen (KNUDSEN & VESTERHOLT 2012). Wir bezeichnen sie in diesem Artikel als Cheilozystiden und meinen damit klar differenzierte, dünnwandige, überwiegend keulige Zellen, die von Basidiolen eindeutig unterscheidbar sind und an der Lamellenschneide ein durchgehendes Band bilden.

In der Originalbeschreibung von *Cortinarius piceae* von FRØSLEV et al. (2006a: 370) heißt es: „Lamella edge more or less fertile, with some indistinct, clavate-cylindrical sterile cells“ (Lamellenschneide mehr oder weniger fertil, mit einigen unauffälligen, keulig-zylindrischen sterilen Zellen). In der Beschreibung von *Cortinarius calochrous* var. *coniferarum* in BRANDRUD et al. (1990-2012: Tafel A40), wird dagegen eine „Lamellenschneide mit keuligen sterilen Zellen“ konstatiert. Auch wir haben bei sämtlichen von uns untersuchten Kollektionen dieser Art sterile Lamellenschneiden

mit deutlich ausgeprägten Cheilozystiden festgestellt. Eine Erklärung für diese etwas ambivalenten Ergebnisse könnte sein, dass sich bei der Anfertigung von Quetschpräparaten sehr leicht Elemente des Hymeniums über die ohnehin nicht sehr großen und dünnwandigen Cheilozystiden schieben und so der Eindruck einer heteromorphen oder gar fertilen Lamellenschneide entsteht.

Nach unseren bisherigen Beobachtungen gibt es *Calochroi*-Arten, bei denen dieses Merkmal konstant ist; so haben wir z.B. bei *Cortinarius insignibulbus* Bidaud & Moenne-Locc. bei allen von uns untersuchten Kollektionen Cheilozystiden festgestellt, bei *Cortinarius haasii* (M.M. Moser) M.M. Moser dagegen noch nie. Es gibt aber auch *Calochroi*-Arten, bei denen dieses Merkmal variabel oder nicht immer eindeutig ausgeprägt ist. So schreibt MOSER (1960) sowohl *Phlegmacium calochroum* (Pers. ex. Fr.) Wünsche als auch der Varietät *var. coniferarum* Mos. „subheteromorphe“ Lamellenschneiden mit (Gruppen von) sterilen, keuligen oder zylindrischen Zellen zu. Bei unseren eigenen Kollektionen von *Cortinarius calochrous* Fr. haben wir sowohl fertile als auch (sub)sterile Lamellenschneiden festgestellt, wobei die sterilen Zellen meist kaum von Basidiolen unterscheidbar, in Einzelfällen aber auch als deutlich differenzierte Cheilozystiden ausgeprägt sind.

Um die Ausprägung und Konstanz des Merkmals bei den *Calochroi* besser beurteilen zu können, sollte es bei allen Kollektionen routinemäßig erfasst werden. In manchen Fällen könnte es möglicherweise zur Artabgrenzung beitragen oder zumindest als zusätzliches Merkmal dienen.

Taxonomie und Artabgrenzung

Vor der Neubeschreibung von *Cortinarius piceae* wurde dieser Klumpfuß häufig als *Cortinarius calochrous var. coniferarum* (M.M. Moser) Nezdobjm bezeichnet, z.B. in BRANDRUD et al. (1990-2012: Tafel A40). Da die Beschreibung von MOSER (1960) aber sehr wahrscheinlich mindestens einen weiteren Nadelwald-Klumpfuß (*C. metarius* Kauffman oder *C. barbaricus* (Brandrud) Frøslev, T.S. Jeppesen & Brandrud) umfasst, und aus weiteren taxonomischen Gründen (FRØSLEV et al. 2006a), war die Neubeschreibung unumgänglich. MOSER (1960) schreibt *Cortinarius calochrous var. coniferarum* eine „schön blutrote bis braunrote“ Laugenreaktion am Hut zu. *Cortinarius piceae* zeigt jedoch niemals ein blutrote KOH-Reaktion am Hut. Im Umkehrschluss ist es nicht korrekt, sämtliche im Sinne von Moser als *Cortinarius calochrous var. coniferarum* bestimmte Kollektionen nun als *Cortinarius piceae* zu interpretieren, ohne die Unterscheidungsmerkmale zu ähnlichen Arten im Einzelfall zu prüfen. Auch die Beschreibung in BRANDRUD et al. (1990-2012: Tafel A40), gibt ein wenig zu denken, da hier von einer rosa bis rotbraunen KOH-Reaktion an Huthaut, Velum und Myzel die Rede ist. Nach Auskunft von SAAR (pers. Mitt.) handelt es sich in der Tat um eine Mischkollektion, von der nur die 4 Fruchtkörper unten rechts *Cortinarius piceae* darstellen.

Ein Hauptgrund für die Vermengung verschiedener „Nadelwald-*Calochroi*“ dürfte darin bestehen, dass die für die Bestimmung elementare Laugen-Reaktion auf der

Knollenunterseite (OERTEL & LABER 1986) bis in die 90er Jahre hinein kaum getestet wurde und auch heute noch manchmal vernachlässigt wird. So sind sowohl *Cortinarius metarius* als auch *Cortinarius barbaricus* durch eine pinkrote KOH-Reaktion an der Knollenunterseite (Bulbipellis) eindeutig von *Cortinarius piceae* zu unterscheiden (vgl. FRØSLEV et al. 2006a). Darüber hinaus unterscheiden sie sich durch heller gelbe Hutfarben und kräftiger blaulila gefärbte Lamellen (vgl. FRØSLEV et al. 2006a).

Eine weitere im Nadelwald vorkommende recht ähnliche und nah verwandte Art ist *Cortinarius dalecarlicus* Brandrud. Dieser unterscheidet sich durch überwiegend braune Hutfarben, eine vom Velum braun gesäumte Stielknolle und völlig fehlende blaulila Färbung (vgl. BRANDRUD et al. 1990-2012: Tafel B38). Ältere Fruchtkörper von *Cortinarius piceae* mit bräunlich verfärbtem Velum und vergangenem Lilaton in den Lamellen dürften von dieser Art morphologisch nur schwer unterscheidbar sein. Auch *Cortinarius corrosus* Fr. unterscheidet sich durch fehlende blaue Färbung und blässere Hutfarben (vgl. KNUDSEN & VESTERHOLT 2012: 807).

Cortinarius laberiae Münzmay, B. Oertel & Saar (Abb. 26), ein erst 2009 beschriebenes Nadelwald-Taxon, unterscheidet sich durch mehr cremefarben bis blässer gelb gefärbte, oft striemig-scheckige Hüte und eine – allerdings nicht immer zu beobachtende – rosa Laugenreaktion an der Bulbipellis (vgl. MÜNZMAY et al. 2009 und DONDL 2015: Nr. 1-3). Ebenfalls im Nadelwald wächst *Cortinarius haasii* (Abb. 9-10), der sich durch persistente Blautöne zumindest an der Stielspitze, etwas größere Sporen und eine fertile Lamellenschneide von *Cortinarius piceae* unterscheidet (vgl. DONDL 2018: Nr. 27).

Da *Cortinarius piceae* in Bayern häufig in Bergmischwäldern wächst, in denen auch die Buche regelmäßig vorkommt, sei noch auf die Verwechslungsmöglichkeit mit einigen Laubwald-Taxa hingewiesen. Da *Cortinarius piceae* ursprünglich als Varietät von *Cortinarius calochrous* aufgefasst wurde, überrascht es nicht, dass die beiden Arten viele Ähnlichkeiten aufweisen. *Cortinarius calochrous* unterscheidet sich jedoch durch hellere, eher zitronengelbe Hutfarben, anfangs kräftiger blaulila gefärbte Lamellen, etwas kleinere Sporen und meist unauffällige, von Basidiolen kaum unterscheidbare sterile Zellen an der Lamellenschneide (vgl. BRANDRUD et al. 1990-2012: Tafel E49 und DONDL 2015: Nr. 17). *Cortinarius platypus* (M.M. Moser) M.M. Moser unterscheidet sich durch viel blässere Hutfarben, weißes Velum am Knollenrand und fast immer vorhandene Blautöne an der Stielspitze (vgl. DONDL 2018: Nr. 25). Der noch kaum bekannte *Cortinarius ochraceopallescens* Moënné-Loecq. & Reumaux unterscheidet sich durch einfarbig ockerbraunen Hut, eine breite napfförmige Stielknolle und (sofern vorhanden) weiße Velumreste am Hut (vgl. BIDAUD et al. 2001: Pl. 347).

Mit den Schlüsseln in KNUDSEN & VESTERHOLT (2012) und in BELLANGER (2015) ist *Cortinarius piceae* gut bestimmbar.



Abb. 9-10 – *Cortinarius haasii*, Koll. MD Cort-haasii-10.

Foto: M. DONDL

Verbreitung in Bayern und Deutschland

In den online abrufbaren Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie sind für *Cortinarius piceae* insgesamt 51 Datensätze ausgewiesen, davon 43 aus Bayern, sieben aus Thüringen und erstaunlicherweise nur einer aus Baden-Württemberg (DGfM 2022a). Wegen der oben ausgeführten taxonomischen Unklarheiten sind zumindest alle vor Erscheinen der Neubeschreibung als *Cortinarius piceae* (FRØSLEV et al. 2006a) bestimmten Funde kritisch zu hinterfragen.

In den oberbayerischen Kalkgebieten, speziell in den Alpen und Voralpen, ist *Cortinarius piceae* nach unseren Erfahrungen eine der häufigsten Arten der Sektion *Calochroi*.

Cortinarius subgracilis Moëgne-Locc., Atlas des Cortinaires, Pars XI (2), Pl. 330, 2001 Abb. 11-26

Hut 3 bis 6 cm breit, schleimig und klebrig, hell semmelgelb, am Rand bis cremeweißlich aufgehellert, am Scheitel meist dunkler, bis ockerbraun verfärbt, bisw. mit spärlichen, weißlichen, selten ockerbraun verfärbten Velumflocken besetzt. **Stiel** bis 6 x 1,5 cm, gerandet knollig, cremeweiß, ohne Blautöne; Knolle 2,5 bis 3,4 cm breit, meist flach und tellerartig gerandet, basal abgerundet bis konisch eingesenkt, weiß; Velum am Knollenrand weißlich, selten gelblich oder ockerbraun verfärbt; Basalmyzel weiß. **Lamellen** variabel im Ansatz (aufsteigend, abgerundet oder ausgerandet), breit angewachsen, gedrängt, anfangs blaulila, rasch graubraun entfärbend; Schneiden glatt, weißlich, meist lila unterlegt und meist auch bei entfärbten Lamellen noch lila abgesetzt. **Fleisch** cremeweiß. **Geruch** schwach, nicht signifikant. **Geschmack** nicht untersucht. **KOH (40 %)** am Hut rotbraun bis kupferbraun; am Fleisch beige mit Rosaton in der Knolle; am Knollenrand rosa, rotbraun oder blutrot, an der Knollenunterseite intensiv pinkrot.

Sporen [(4) n = 80] 9,0-11,7 × 5,5-7,1 µm, Lm = 10,3 µm, Bm = 6,4 µm; mittlerer Quotient 1,57-1,65, Qm = 1,61; breit amygdaloid, Apex nur sporadisch schwach ausgezogen, Plage kaum ausgeprägt; Ornament grob warzig, Warzen oft verlängert bis gratig oder krustenartig verschmolzen, mäßig hoch und knotig überstehend. **Basidien** 4-sporig, mit Schnallen, 26-31 × 8-10 µm. **Lamellenschneide** steril, mit einem durchgehenden Band aus Cheilozystiden, oft auch bei Exsikkatmaterial noch blass lila im Mikroskop. **Cheilozystiden** überwiegend keulig, dünnwandig, von Basidiolen eindeutig unterscheidbar, 20-39 × 10-20 µm; **HDS** vom Simplex-Typ, Epicutis sehr dick (800-1000 µm, am Exsikkat beobachtet), Zellen stark gelifiziert und dissoziiert, intakte Zellen in der obersten Lage teilweise mit goldgelbem und bernsteinfarbenem intrazellulärem Pigment, in der Mittelschicht praktisch hyalin, über der Subcutis teils etwas breiter und feinst gelblich quergestreift inkrustiert; Zellen der Subcutis schwach dickwandig mit blassgelbem Wandpigment; Hypoderm nicht entwickelt.

Ökologie Montaner und subalpiner Nadel- und Mischwald auf Kalkböden, Mykorrhiza vermutlich nur mit Nadelbäumen, vorzugsweise Tanne.

Kurzcharakteristik

Cortinarius subgracilis ist ein kleiner bis mittelgroßer Klumpfuß, der in Nadel- und Mischwäldern vorkommt. Typisch sind die blass semmelgelben, am Rand bis creme-weißlich aufgehellten Hutfarben, anfangs blaulila gefärbte Lamellen, ein cremeweißes, niemals mit Blautönen gefärbter Stiel, weißliches Velum am Knollenrand, eine am Hut rotbraune, auf der Knollenunterseite pinkrote KOH-Reaktion und breit mandelförmige Sporen.

Untersuchte Kollektionen

TK 8235-4-2-2; D, By, Landkreis Bad Tölz-Wolfratshausen, Gemeinde Reichersbeuern, Marienstein, am Wanderweg zur Sigrizalm; Bergmischwald (Tanne, Buche, Fichte) im Übergangsbereich von quartärem Schutt, Helvetikum und Flyschzone; am Stammgrund einer Tanne, bei weiteren Tannen und Buchen; gesellig (2 Fk); 830 m ü. NN; 05.10.2013; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-subgracilis-4; GenBank Accession Nr. MZ669988 (vgl. DONDL 2013: Nr. 13).

TK 8135-4-3-2; D, By, Landkreis Bad Tölz-Wolfratshausen, Gemeinde Sachsenkam, Kirchsee Nord, am Wanderweg vom Kirchsee zum Koglweiher; Mischwald (Tanne, Buche, Fichte) auf würmeiszeitlichen Moränen angrenzend an ein Hochmoor; bei Fichte, Tanne und (weiter entfernt) Buche; gesellig (2 Fk); verges. mit *Cortinarius atrovirens*; 720 m ü. NN; 07.10.2013; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-subgracilis-5 (vgl. DONDL 2013: Nr. 11).

TK 8533-3-2-2; D, By, Landkreis Garmisch-Partenkirchen, Gemeinde Mittenwald, Kranzberggebiet, Kratzenrauth, Fällgrabental; Mischwald (Fichte, Tanne, Buche) auf postglazialen Ablagerungen im Übergangsbereich zu Hauptdolomit; unter einer großen Tanne, umgeben von mittelalten Fichten, noch im Einzugsbereich eine große Buche; gesellig (5 Fk); verges. mit *Cortinarius laberiae*; 1050 m ü. NN; 27.09.2015; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-subgracilis-9; GenBank Accession Nr. MZ669982 (vgl. DONDL 2015: Nr. 4).

TK 8433-1-1-2; D, By, Landkreis Garmisch-Partenkirchen, Gemeinde Eschenlohe, Wanderweg Nr. 15 Richtung Krottenkopf; Bergmischwald (Fichte, Tanne, Buche, Bergahorn) über Hauptdolomit; bei großen Tannen, Fichte und Buche; gesellig (3 Fk); 735 m ü. NN; 04.10.2017; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-subgracilis-8; GenBank Accession Nr. MZ669989 (vgl. DONDL 2017: Nr. 32).

Weitere Fundangaben aus Bayern

TK 8337-2-1-3; D, By, Landkreis Miesbach, Gemeinde Fischbachau, Aurachtal, Benzingalm; oberhalb des Wanderwegs zur Benzingalm; Almweide mit lockerem Baumbestand (Fichte, Tanne, Latsche, Lärche, Bergahorn) auf postglazialen Schutt im Übergangsbereich zu Hauptdolomit (kalkalpin); bei großer Tanne auf der Wiese; gesellig (5 Fk); 1320 m ü. NN; 10.10.2015; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-subgracilis-7 (vgl. DONDL 2015: Nr. 5).

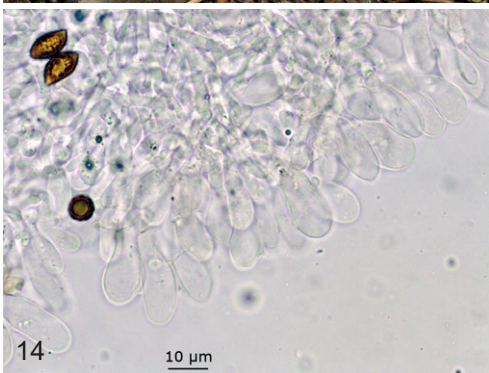


Abb. 11-15 – *Cortinarius subgracilis*, Koll. MD Cort-subgracilis-4; 11-12) Standort, 13) Studioaufnahme mit roter KOH Reaktion, 14) Lamellenschneide, 15) Sporen. Fotos: M. DONDL



Abb. 16-18 – *Cortinarius subgracilis*, Koll. MD Cort-subgracilis-5.

Fotos: M. DONDL

TK 8135-4-3-1; D, By, Landkreis Bad-Tölz Wolfratshausen, Gemeinde Sachsenkam, Kirchsee Nord, nördlich des Wanderwegs vom Kirchsee zum Kog lweiher, Mischwald (Tanne, Buche, Fichte) auf würmeiszeitlichen Moränen; an sonniger Stelle bei Buche und Tanne; gesellig (3 Fk); 750 m ü. NN; 02.10.2013; leg. et det. M. Dondl; Herbar MD Cort-subgracilis-3 (vgl. DONDL 2013: Nr. 12).

In den online abrufbaren Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie sind für Bayern nur 2 Datensätze für *Cortinarius subgracilis* ausgewiesen (DGfM 2022b). Siehe dazu im Abschnitt „Verbreitung in Bayern und Deutschland“.

Ökologie

In Zentraleuropa bei Tanne und Fichte in montanen Lagen, in Schweden bei Kiefer, in Südost-Norwegen auch im Laubwald (Eiche, Linde) und möglicherweise auch in mediterranen Eichenwäldern, stets auf Kalkböden (BRANDRUD et al. 2018).

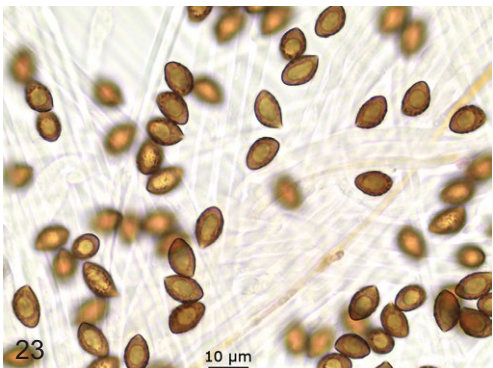
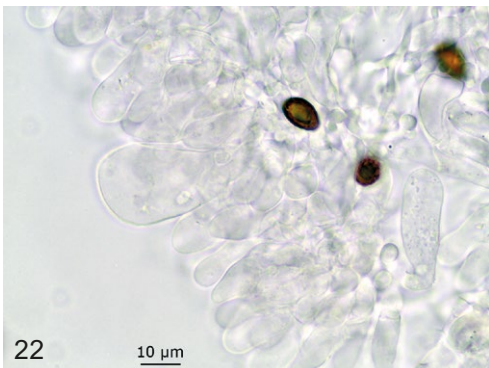
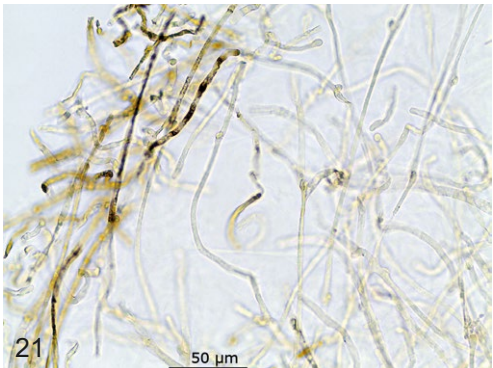


Abb. 19-23 – *Cortinarius subgracilis*, Koll. MD Cort-subgracilis-8; 19) Standort, 20) Studioaufnahme mit roter KOH Reaktion, 21) HDS, 22) Lamellenschneide; 23) Sporen. Fotos: M. DONDL

Molekulare Untersuchung

Für den Holotypus von *Cortinarius subgracilis* ist bei der GenBank unter der Accession-Nr. DQ323976 eine ITS Sequenz mit 632 Basenpaaren Länge hinterlegt. Für unsere untersuchten Kollektionen hat uns das Labor ALVALAB ITS-Sequenzen mit 770 (MD Cort-subgracilis-4), 762 (MD Cort-subgracilis-9), 560 (MD Cort-subgracilis-8) bzw. 545 (MD Cort-subgracilis-5) Basenpaaren Länge zur Verfügung gestellt. Die ersten drei Sequenzen wurden in die GenBank hochgeladen. Eine BLAST-Analyse (26.02.2022) der Sequenz des Holotypus listet unsere beiden Kollektionen MD Cort-subgracilis-4 und MD Cort-subgracilis-9 mit jeweils 100 % Übereinstimmung (bei 100 % Query Cover) auf, ebenso die von GARNICA et al. (2009) als *Cortinarius subgracilis* hinterlegte Kollektion TUB 011670 (Accession-Nr. EU655658). Eine BLAST-Analyse der Sequenzen unserer Kollektionen MD Cort-subgracilis-5 und MD Cort-subgracilis-8 ergibt 100 % Übereinstimmung mit dieser Kollektion TUB 011670.

Diskussion

Taxonomie und Artabgrenzung

Cortinarius subgracilis ist ein in der einschlägigen Literatur nur spärlich dargestellter Klumpfuß. In BRANDRUD et al. (1990-2012), in CONSIGLIO et al. (2003-2012), im Pilzkompendium (LUDWIG 2017a, b) und in der Datenbank der Pilze Österreichs (ÖMG 2022) fehlt die Art völlig. Die einzige Abbildung einer sequenzanalytisch gesicherten Nadelwald-Kollektion ist das Aquarell der Typuskollektion in BIDAUD et al. (2001: Pl. 330).

Ob *Cortinarius subarquatus* (M.M. Moser) M.M. Moser ein Synonym zu *Cortinarius subgracilis* ist, lässt sich nicht mit Sicherheit sagen, da der Holotypus dieser Art unseres Wissens bislang nicht sequenziert werden konnte (vgl. MÜNZMAY et al. 2009). Es scheint aber eher unwahrscheinlich, da MOSER (1960) für *Phlegmacium subarquatum* eine tintenrote KOH-Reaktion am Hut und mit 5-5,5-(6,5) µm ziemlich schmale Sporen angibt.

Ähnliche im Nadelwald vorkommende *Calochroi* sind *Cortinarius barbaricus* und *Cortinarius metarius* Kauffman. Beide weisen ebenfalls eine pinkrote KOH-Reaktion an der Bulbipellis auf, unterscheiden sich jedoch in der Regel durch intensivere und dunkler gelbe Hutfarben, Lilatöne am Stiel (zumindest an der Spitze) und ein meist gelbes Velum am Knollenrand (vgl. FRØSLEV et al. 2006a).

Eine weitere Verwechslungsart ist *Cortinarius laberiae* (Abb. 26), der makroskopisch sehr ähnlich aussehen kann. Diese Art unterscheidet sich zum einen durch eine schwache KOH-Reaktion an der Bulbipellis, die maximal langsam rosa wird oder gar nicht reagiert, wohingegen *Cortinarius subgracilis* an der Bulbipellis sehr konstant eine rasche pinkrote Reaktion zeigt, zum anderen durch ein lebhaft gelbes Velum am Knollenrand, das bei *Cortinarius subgracilis* in der Regel weiß ist (vgl. MÜNZMAY et al. 2009 und DONDL 2015: Nr. 1-3).

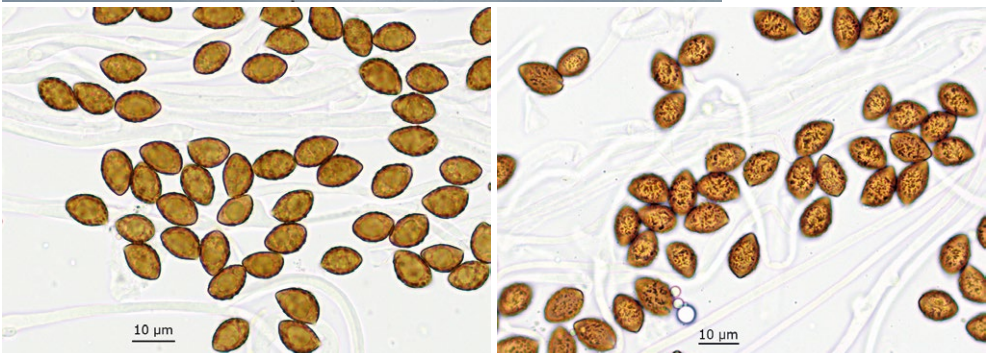


Abb. 24-27 – *Cortinarius subgracilis*, KOLL. MD Cort-subgracilis-9; 24) Standort, 25) Studioaufnahme mit roter KOH Reaktion, 26-27) Sporen. Fotos: M. DONDL



Abb. 28 – *Cortinarius laberiae*, Koll. MD Cort-laberiae-1.

Foto: M. DONDL

Mit KNUDSEN & VESTERHOLT (2012) kann man *Cortinarius subgracilis* nicht sicher bestimmen, da *Cortinarius laberiae* fehlt. Außerdem werden im Schlüssel C die ab Punkt 3 ausgeschlüsselten Arten mit dem zusätzlichen Merkmal „gill edge \pm fertile, without conspicuous sterile elements“ (Lamellenschneide \pm fertil, ohne auffallende sterile Elemente an der Schneide) bedacht (KNUDSEN & VESTERHOLT 2012: 797), was für *Cortinarius subgracilis* nicht zutrifft und somit zu Zweifeln an der Bestimmung führen dürfte. BELLANGER (2015) trennt die Arten im Schlüssel anhand papillierter (bei *Cortinarius laberiae*) bzw. nicht papillierter (bei *Cortinarius subgracilis*) Sporen, was wir anhand der uns vorliegenden sequenzierten Kollektionen von *Cortinarius laberiae* nicht bestätigen können (vgl. DONDL 2015: Nr. 1- 3).

BRANDRUD et al. (2018) haben *Cortinarius subgracilis* in Südost-Norwegen in einem Laubwald mit Linde und Eiche nachgewiesen. Die Fotos des Fundes zeigen eine unseren Nadelwald-Kollektionen durchaus entsprechende Kollektion. Mehr Kopfzerbrechen bereiten Funde im mediterranen Eichenwald, deren ITS-Sequenz der des Holotypus identisch sind oder nur geringfügig abweichen. BIDAUD (2011) präsentiert eine in Südfrankreich aufgesammelte Kollektion AB 08-10-324 (als *Cortinarius malvaceopileatus* Bidaud & Raffini) mit lilagrauen Hutfarben und Lilatönen an der Stielspitze, die sich von unseren Nadelwald-Funden stark unterscheidet. Eine BLAST-Analyse der ITS-Sequenz (GenBank Nr. KY290701) dieser Kollektion ergibt dennoch eine 100%ige Übereinstimmung mit dem Holotypus von *Cortinarius subgracilis*. Die in CADIÑANOS AGUIRRE (2004: 36) als *Cortinarius parasuaveolens* (Bon &

Trescol) Bidaud et al. abgebildete Kollektion hat zwar gelbe Hutfarben, zeigt jedoch Violetttöne an der Stielspitze und am Knollenrand. Auch diese im nördlichen Spanien aufgesammelte Kollektion Arangu-Cort-02/30 wurde sequenziert (Genbank Nr. EU057054) und weicht in der ITS nicht nennenswert vom Holotypus von *Cortinarius subgracilis* ab. Weitere Untersuchungen müssen ergeben, ob diese mediterranen Sippen tatsächlich konspezifisch sind.

Verbreitung in Bayern und Deutschland

In den online abrufbaren Verbreitungskarten der Deutschen Gesellschaft für Mykologie sind für *Cortinarius subgracilis* lediglich 4 Datensätze ausgewiesen, davon je einer aus Thüringen und Sachsen-Anhalt sowie zwei aus Bayern, beide aus der Bodenseeregion (DGFM 2022b). Diesen Daten spiegeln sicherlich nicht die tatsächliche Verbreitung von *Cortinarius subgracilis* in Deutschland wider. Da bislang wohl nur wenige Mykologen eine klare Vorstellung von dieser Art haben, ist von einer erheblichen Unterkartierung auszugehen. So haben wir unsere eigenen Kollektionen bislang auch nicht kartiert, da wir uns vor Durchführung der Sequenzanalysen der korrekten Bestimmung nicht sicher waren.

In den Kalkgebieten des bayerischen Voralpenlandes und der Alpen ist *Cortinarius subgracilis* nach unserer Einschätzung nicht selten. Nach SAAR (mündl. Mittl.) ist die Art auch im östlichen Schwarzwald häufig.

Danksagungen

Herzlichen Dank an Günter Saar für die Durchsicht des Manuskripts, spannenden cortinariologischen Austausch, Korrekturen und nützliche Anregungen. Wir danken Pablo Alvarado von der Firma ALVALAB/Spanien für die sequenzanalytischen Arbeiten. Der DNA-Arbeitsgruppe des Journées Européennes du Cortinaire (JEC) sei für die Sequenzierung und Bestimmung von 3 Kollektionen von *Cortinarius laberiae* herzlich gedankt.

Literatur

- BELLANGER J-M (2015) – Les cortinaires calochroïdes: une mise au point taxinomique. Documents Mycologiques **36**: 3-34.
- BIDAUD A (2011) – Cortinaires rares ou nouveaux de la région Rhône-Alpes (France). Journ. J.E.C., Tome **14**: 16-18.
- BIDAUD A, MOËNNE-LOCCOZ P, REUMAUX P, CARTERET X, EYSSARTIER G (2001) – Atlas des Cortinaires, Pars **XI(2)**. Editions Fédération Mycologique Dauphiné-Savoie.
- BRANDRUD TE, LINDSTRÖM H, MARKLUND H, MELOT J, MUSKOS S (1990-2012) – *Cortinarius*, Flora Photographica, 5 fasc. Editions Matfors, Sweden.
- BRANDRUD TE, FRØSLEV TG, DIMA B (2018) – Rare, whitishpale ochre *Cortinarius* species of sect. *Calochroi* from calcareous *Tilia* forests in South East Norway. Agarica **38**: 3–20.
- CADIÑANOS AGUIRRE JA (2004) – *Cortinarius* subgen. *Phlegmacium* raros o interesantes. Fungi non delineati, Pars XXIX. Edizioni Candusso. Alassio, Italy.

- CONSIGLIO G, ANTONINI D, ANTONINI M (2003) – Il Genere *Cortinarius* in Italia, parte prima. Associazione Micologica Bresadola. Fondazione Centro Studi Micologici, Vicenza.
- CONSIGLIO G, ANTONINI D, ANTONINI M (2004) – Il Genere *Cortinarius* in Italia, parte seconda. Associazione Micologica Bresadola. Fondazione Centro Studi Micologici, Vicenza.
- CONSIGLIO G, ANTONINI D, ANTONINI M (2005) – Il Genere *Cortinarius* in Italia. Parte terza. AMB Fond. Centro Studio Micologici, Trento.
- CONSIGLIO G, ANTONINI D, ANTONINI M (2006) – Il Genere *Cortinarius* in Italia. Parte quarta. AMB Fond. Centro Studio Micologici, Trento.
- CONSIGLIO G, ANTONINI D, ANTONINI M (2007) – Il Genere *Cortinarius* in Italia. Parte quinta. AMB Fond. Centro Studio Micologici, Trento.
- CONSIGLIO G (2012) – Il Genere *Cortinarius* in Italia. Parte sesta. AMB Fond. Centro Studio Micologici, Trento.
- DGFM (2022a) – *Cortinarius piceae* Frøslev, T.S. Jeppesen & Brandrud. <https://www.pilze-deutschland.de/organismen/cortinarius-piceae-fr%C3%B8slev-ts-jeppesen-brandrud-2006-1> (zuletzt aufgerufen am 27.02.2022).
- DGFM (2022b) – *Cortinarius subgracilis* Moëgne-Locc. <https://www.pilze-deutschland.de/organismen/cortinarius-subgracilis-mo%C3%ABnne-locc-2001-1> (zuletzt aufgerufen am 27.02.2022).
- DONDL M (2012): *Cortinarius*. <https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2012/cortinarius/cortinarius.html> (zuletzt aufgerufen am 02.04.2022).
- DONDL M (2013): *Cortinarius*. <https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2013/cortinarius/cortinarius.html> (zuletzt aufgerufen am 02.04.2022).
- DONDL M (2015): *Cortinarius*. <https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2015/cortinarius/cortinarius.html> (zuletzt aufgerufen am 02.04.2022).
- DONDL M (2017): *Cortinarius*. <https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2017/cortinarius-2/cortinarius-2.html> (zuletzt aufgerufen am 02.04.2022).
- DONDL M (2018): *Cortinarius*. <https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2018/cortinarius-2/cortinarius-2.html> (zuletzt aufgerufen am 02.04.2022).
- DONDL M (2020): *Cortinarius*. <https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2020/cortinarius-2/cortinarius-2.html> (zuletzt aufgerufen am 02.04.2022).
- DONDL M (2021): *Cortinarius*. <https://www.interhias.de/schwammerlseiten/bestimmungen/2021/cortinarius-2/cortinarius-2.html> (zuletzt aufgerufen am 02.04.2022).
- FRØSLEV TG, MATHENY PB, HIMMETT DS (2005) – Lower level relationships in the mushroom genus *Cortinarius* (Basidiomycota, Agaricales): a comparison of RPB1, RPB2, and ITS phylogenies. *Molecular Phylogenetics and Evolution* **37**(2): 602–618.
- FRØSLEV TG, JEPPESEN TS, BRANDRUD T (2006a) – New species and combinations in *Cortinarius* subgenus *Phlegmacium* section *Calochroi*. *Mycotaxon* **97**: 367–377.
- FRØSLEV TG, JEPPESEN TS, LÆSSØE, T (2006b) – Seven new calochroid and fulvoid species of *Cortinarius*. *Mycological Research* **110**: 1046–1058.
- FRØSLEV TG, JEPPESEN TS, LÆSSØE T, KJØLLER R (2007) – Molecular phylogenetics and delimitations of species in *Cortinarius* section *Calochroi* (Basidiomycota, Agaricales) in Europe. *Molecular Phylogenetics and Evolution* **44**: 217–227.

- GARNICA S, WEISS M, OERTEL B, AMMIRATI J, OBERWINKLER F (2009) – Phylogenetic relationships in *Cortinarius*, section *Calochroi*, inferred from nuclear DNA sequences. *BMC Evolutionary Biology* **9**: 1–17.
- GARNICA S, SCHÖN ME, ABARENKOV K, RIESS K, LIIMATAINEN K, NISKANEN T, DIMA B, SOOP K, FRØSLEV TG, JEPPESEN TS, PEINTNER U, KUHNERT R, BRANDRUD TE, SAAR G, OERTEL B, AMMIRATI JF (2016) – Determining threshold values for barcoding fungi: Lessons from *Cortinarius* (Basidiomycota), a highly diverse and widespread ectomycorrhizal genus. *FEMS Microbiol Ecol* **92(4)**: fiw045.
- GMINDER A (2010) – Die Großpilze Baden-Württembergs. Band 5: Ständerpilze: Blätterpilze III. Ulmer, Stuttgart. S. 8-310.
- HAYNOLD B (2022) – Koordinaten-Ermittler (nicht nur für Orchideen). Arbeitskreis Heimische Orchideen Baden-Württemberg. <https://www.orchids.de/haynold/koordinatenermittler2/> (zuletzt aufgerufen am 04.02.2022).
- KNUDSEN H, VESTERHOLT J (eds) (2012) – *Funga Nordica*, second edition. Nordsvamp, Copenhagen, 2 vols.
- LIIMATAINEN K, KIM JT, POKORNY L, KIRK PM, DENTINGER B, NISKANEN T (2022) – Taming the beast: a revised classification of Cortinariaceae based on genomic data. *Fungal Diversity* **112**: 89-170.
- LUDWIG E (2017a) – Pilzkompedium. Band 4. Beschreibungen. Berlin: Fungicon.
- LUDWIG E (2017b) – Pilzkompedium. Band 4. Abbildungen. Berlin: Fungicon.
- MELOT J (1990) – Une classification du genre *Cortinarius* (Pers.) S.F.Gray. *Documents Mycologiques* **20**: 43–59.
- MOSER MM (1960) – Die Gattung *Phlegmacium* (Schleimköpfe). Die Pilze Mitteleuropas, Band IV. Julius Klinkhardt, Bad Heilbrunn.
- MOSER M (1983) – Die Röhrlinge und Blätterpilze. 5., bearbeitete Auflage. In: GAMS H, *Kleine Kryptogamen-Flora* **2b/2**: 1-533.
- MÜNZMAY T, SAAR G, SCHMIDT-STOHN G, OERTEL B (2009) – *Cortinarius laberiae* Münzmay, B. Oertel & Saar nov. spec. und zwei weitere, wenig bekannte Arten aus der Gattung *Cortinarius*, Untergattung *Phlegmacium*, in Europa. *Journ. J.E.C. Tome* **12**: 32-40.
- NISKANEN T, LIIMATAINEN K, KYTÖVUORI I (2016) – *Cortinarius* subgenus *Callistei* in North America and Europe – type studies, diversity, and distribution of species. *Mycologia* **108(5)**: 1018–1027.
- ORTEGAA, SUÁREZ-SANTIAGO VN, REYES JD (2008) – Morphological and ITS identification of *Cortinarius* species (section *Calochroi*) collected in Mediterranean *Quercus* woodlands. *Fungal Diversity* **29**: 73–88.
- OERTEL B, LABER D (1986) – Die Laugenreaktion an der Unterseite der Stielknolle bei Fruchtkörpern der Gattung *Cortinarius*, Untergattung *Phlegmacium* (Agaricales). *Zeitschrift für Mykologie* **52**: 139-154.
- ÖMG (2022) – 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 aufgerufen am 27.02.2022.
- SOOP K (2021) – *Cortinarius* in Sweden. Seventeenth revised edition. Edition Scientrix, Stockholm.

- SOOP K, DIMA B, COOPER JA, PARK D, OERTEL B (2019) – A phylogenetic approach to a global supraspecific taxonomy of *Cortinarius* (Agaricales) with an emphasis on the southern mycota. *Persoonia* **42**: 261–290.
- STENSRUD Ø, ORR RJS, REIER-RØBERG K, SCHUMACHER T, HØILAND K (2014) – Phylogenetic relationships in *Cortinarius* with focus on North European species. *Karstenia* **54**: 57–71.
- VIZZINI A, CLERICUZIO M, BOCCARDO F, ERCOLE, E (2012) – A new *Cortinarius* of section *Calochroi* (Basidiomycota, Agaricomycetes) from Mediterranean *Quercus* woodlands (Italy). *Mycologia* **104(6)**: 1502-1509.

Noch mehr Risspilze (3): Einundzwanzig neue Arten der Familie Inocybaceae

Dirte Bandini¹, Bernd Oertel², Ursula Eberhardt³

BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U – Even more fibre-caps (3): Twenty-one new species of the family Inocybaceae. *Mycologia Bavarica* **22**: 31-138.

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

Summary: We present twenty-one new species of the family Inocybaceae: two species of the genus *Mallocybe*, *M. nuptialis* and *M. plebeia*, one species of the genus *Inosperma*, *Is. apollonium*, three species of the genus *Pseudosperma*, *P. fascinosum*, *P. spectrale*, *P. ushae*, as well as fifteen species of the genus *Inocybe*, *I. agroterae*, *I. aphroditeana*, *I. coriacea*, *I. cygnea*, *I. devina*, *I. elysii*, *I. freyae*, *I. kuberae*, *I. lucis*, *I. oloris*, *I. soliana*, *I. syringae*, *I. trollii*, *I. tyrii* and *I. zethi*. Fourteen of these are smooth-spored and one, *I. kuberae*, has nodulose spores. All new species are described in detail; macro- and microphotographs as well as microdrawings are presented. The new species are compared to 93 types of molecularly (ITS) or morphologically similar species. Furthermore, *I. arenicola* var. *mediterranea* is elevated to species rank as *Pseudosperma mediterraneum*. Sequences (ITS and LSU) of the holotypes of the new species are available in GenBank. The infrageneric placement of the new species is discussed. Detailed descriptions of the new species in English are available in Mycobank.

Zusammenfassung: Einundzwanzig neue Arten der Familie Inocybaceae werden vorgestellt: zwei Arten der Gattung *Mallocybe*, *M. nuptialis* und *M. plebeia*, eine Art der Gattung *Inosperma*, *Is. apollonium*, drei Arten der Gattung *Pseudosperma*, *P. fascinosum*, *P. spectrale*, *P. ushae*, sowie fünfzehn Arten der Gattung *Inocybe*, *I. agroterae*, *I. aphroditeana*, *I. coriacea*, *I. cygnea*, *I. devina*, *I. elysii*, *I. freyae*, *I. kuberae*, *I. lucis*, *I. oloris*, *I. soliana*, *I. syringae*, *I. trollii*, *I. tyrii* und *I. zethi*. Vierzehn von ihnen sind glattsporig, eine, *I. kuberae*, hat höckerige Sporen. Alle neuen Arten werden detailliert beschrieben, Makro- und Mikrofotos sowie mikroskopische Zeichnungen werden präsentiert. Sie werden mit 93 Typen morphologisch oder molekular (ITS) ähnlicher Arten verglichen. Weiterhin wurde *Inocybe arenicola* var. *mediterranea* in den Rang einer Art erhoben als *Pseudosperma mediterraneum*. Die Holotypsequenzen (ITS und LSU) der neu beschriebenen Arten sind in GenBank abzurufen. Die infragenerische Klassifikation der neuen Arten wird diskutiert. In Mycobank sind detaillierte Beschreibungen der Arten auf Englisch eingestellt.

Einleitung

Im vorliegenden Artikel werden Arten aus vier Gattungen beschrieben: *Mallocybe*, *Inosperma* (im Folgenden abgekürzt als *Is.* zur Unterscheidung von *I.* für *Inocybe*), *Pseudosperma* und *Inocybe*. Während in unserem letzten Artikel in der *Mycologia Bavarica* (BANDINI et al. 2021a) bereits Arten von *Inosperma* und *Pseudosperma*

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

enthalten waren, sind hier zum ersten Mal auch drei Arten der Gattung *Mallocybe* neu beschrieben.

Die Gattung *Mallocybe* lässt sich bereits im Feld im Allgemeinen aufgrund ihres gedrungenen Habitus, der breit angewachsenen Lamellen sowie der meist mehr oder weniger feinfilzigen bis wolligen Hutoberfläche gut erkennen. Hinzu kommen überwiegend sehr kurze, oft mehr oder weniger kettige (sub)zylindrische, (sub)clavate bis (sub)globose Cheilozystiden sowie im Durchschnitt meist recht kurze Sporen mit stumpfem Apex und nekropigmentierte Basidien (vgl. auch die Definition der Gattung bei MATHENY et al. 2020). Bei den meisten *Mallocyben* wird der Stiel mit der Zeit hohl, und die Hutfarbe ist bei etlichen Arten ockerlich bis ockerbraun in unterschiedlichen Schattierungen.

Aufgrund dieser oft sehr einheitlichen Merkmale lassen sich die Arten morphologisch oft nur sehr schwer voneinander abgrenzen, und auch die genetische Abgrenzung bereitet hier nach unserer eigenen Erfahrung manchmal größere Schwierigkeiten als bei den anderen Gattungen der *Inocybaceae*. Viele *Mallocyben* sind darüber hinaus Pionierarten und wachsen oft in großen Mengen in Steinbrüchen, auf Halden, an Gewässerrändern oder auf Sand rasig durcheinander, so dass es leicht vorkommen kann, dass man eine Mischkollektion sammelt, in der Annahme, es handele sich nur um eine einzige Art – wobei die mit Abstand am häufigsten in Sammelisten und Büchern genannte Art *Inocybe dulcamara* (Pers.) P. Kumm. ist.

MATHENY et al. (2020) haben *Inocybe dulcamara* aus guten Gründen nicht nach *Mallocybe* umkombiniert bzw. die Umkombination (VIZZINI et al. 2013) nicht validiert. Zwar wird *I. dulcamara* zumeist als ‚*Mallocybe*‘ interpretiert, aber bei näherer Prüfung (MATHENY et al. 2020) hat sich herausgestellt, dass es durchaus fraglich ist, ob *Agaricus dulcamarus* Persoon nach dem spärlichen Protolog überhaupt als eine *Mallocybe* zu verstehen ist – und wenn, dann welche. Zudem sind bereits im Schlüssel von BON (1997a) etliche weitere Arten im Dunstkreis von *I. dulcamara* aufgeführt, die jeweils stets genauere Untersuchungen zur Artabgrenzung nötig machen.

Die frühere Sammelart *I. dulcamara* entpuppt sich mithin als eine Gruppe mehrerer Arten, von denen einige zuvor als Varietäten von *I. dulcamara* beschrieben waren und von MATHENY und al. (2020) in den Rang einer Art erhoben wurden, wie beispielsweise *I. dulcamara* var. *homomorpha* Kühner, die nun zu *M. homomorpha* (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. wurde. Außerdem wurden in den letzten Jahren einige Arten neu beschrieben, wie etwa *M. siciliana* (Brugaletta, Consiglio & M. Marchetti) Brugaletta, Consiglio & M. Marchetti. Die Art wurde aus Sizilien beschrieben, kommt aber gleichwohl auch in Deutschland und den Niederlanden durchaus häufig vor. Wir haben sie vielfach am Ufer von Seen und Flüssen und auch direkt am Nordseestrand gefunden. Es handelt sich um eine makroskopisch sehr variable Art, die ockergelb oder auch dunkelbraun sein und sowohl einen glatten wie einen wolligen Hut haben kann (siehe auch BRUGALETTA et al. 2017). Einige weitere Arten gehen auf LUDWIG (2017) zurück, und eine Art, die früher zuweilen als *I. dulcamara* bezeichnet wurde, ist auch die von uns selbst hier neu beschriebene *M. plebeia*.

Inocybe geophylla P. Kumm. ist, ähnlich wie *I. dulcamara*, eine vermeintlich leicht zu bestimmende Art, die in den meisten Pilzbüchern enthalten ist. Sie ist eine der wenigen Risspilzarten, die „jeder kennt“, da die Hüte meist schlicht weiß sind. Tatsächlich handelt es sich auch bei *I. geophylla* im klassischen Sinn um eine Sammelart. Wir haben in einem kürzlich erschienenen Artikel (BANDINI et al. 2021b) einen Epityp für *I. geophylla* ausgewählt und mit *I. bellidiana* Bandini, B. Oertel & U. Eberh. eine neue Art der Gruppe beschrieben (ebd.). Hier nun kommen drei weitere Arten hinzu, die es künftig, neben der gerade von E. Larsson publizierten *I. nivea* E. Larss. (Crous et al. 2021) zu unterscheiden gilt: *I. cygnea*, *I. elysii* und *I. oloris*. Außerdem haben wir auch drei neue „lilahütige“ Arten, also der „*lilacina*-Gruppe“, hier neu beschrieben, die zu einem in morphologischer Hinsicht ebenfalls sehr schwierigen Artenkomplex gehören: *I. aphroditeana*, *I. syringae* und *I. tyrii*. Bei der Unterscheidung der Arten dieser Gruppe ist unter anderem auf das Habitat zu achten.

Abgesehen von der unten in den Artrang erhobenen *P. mediterraneum* sowie von *I. zethi*, die wir in den Niederlanden gesammelt haben, wurden alle unten beschriebenen Arten in Deutschland und/oder Österreich gefunden, viele davon in Bayern.

Die hier getroffene Auswahl umfasst Arten, bei denen wir ausgehend von unserem heutigen Wissen ausschließen können, dass sie bereits beschrieben worden sind. Wir verzichten auch in diesem Beitrag auf phylogenetische Analysen. Die Sequenzen der neu beschriebenen Arten wurden aber in GenBank hochgeladen, wodurch sich unsere Aussagen zu ITS-Unterschieden zu anderen Arten leicht überprüfen lassen. Die ITS der hier neu beschriebenen Arten gleicht der ITS (soweit bekannt) bestehender Taxa höchstens zu 97 %, in den übrigen Fällen ist der Sequenzunterschied zu der Art mit der jeweils ähnlichsten ITS größer, oftmals sogar weit größer. 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 alle kennen, sie richtig benennen können, bzw. weil sie unter Umständen noch nicht beschrieben sind. Oft sind morphologisch ähnliche Arten nicht die nächsten Verwandten oder nächste Verwandte nicht unbedingt sehr ähnlich.

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 mit einer Ausnahme auch stets ein Teil der LSU des Typus amplifiziert, sequenziert und in GenBank hochgeladen.

Untersuchte Kollektionen der neu beschriebenen Arten sind bei den jeweiligen Artbeschreibungen gelistet. Kollektionen aus dem persönlichen Herbar von Ditte Bandini tragen das Kürzel DB. 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.

Bis auf das Foto Tafel 15b, dessen Urheber Bernd Oertel ist, stammen alle Makro- und Mikrofotos sowie die Mikrozeichnungen von Ditte Bandini. Es wurden, falls vorhanden, von jeweils mindestens drei Kollektionen einer Art jeweils 40 Sporen und 15 Pleurozystiden – bzw. bei *Mallocybe*, *Inosperma* und *Pseudosperma* 15 Cheilozystiden – gemessen. Zu weiteren Angaben hierzu, ebenso wie zu Messmethoden, siehe BANDINI et al. (2017).

Bei den Listen der untersuchten Kollektionen wurden Länder und Bundesländer in alphabetischer Reihenfolge und die Funde selbst in chronologischer Reihenfolge angeordnet. 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.

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

Die im folgenden beschriebenen Arten wurden nach Gattungen geordnet: Zuerst *Mallocybe*, dann *Inosperma*, *Pseudosperma* und schließlich *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 (in beide 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 vergleichende Auswertung der Sequenzen wurde von B. Oertel mit Hilfe von BLAST-Suchen (ALTSCHUL et al. 1990) vorgenommen. Als Referenz diente eine Datei (unveröffentlicht), die für jede sequenzierte und von uns akzeptierte Art eine ITS-Sequenz enthält. In weiteren BLAST-Suchen in GenBank und UNITE (NILSSON et al. 2018), zusammengefasst als INS- (Internationale Nukleotidsequenz-)Datenbanken, wurden die Sequenzen der neu beschriebenen Arten mit allen dort veröffentlichten Daten (Stand Dezember 2021) 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.

In den Beschreibungen werden folgende Abkürzungen verwendet: Mu = Munsell (MUNSELL 2009), 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 10 µm (bei c), 50 µm (bei d).

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 MZ700321, ON003423-ON003449 und ONO33865 in GenBank veröffentlicht.

Tabelle 1: Typus- oder authentisches Material, das für Vergleiche herangezogen wurde. Bei veröffentlichten Sequenzen wurden die Genbank-Akzessionsnummern angegeben. Weitere Typusstudien mit Sequenzdaten, soweit vorhanden, sind in Vorbereitung.

Abkürzungen: Et – Epitypus, Ht – Holotypus, IPt – Isoparatypus, It – Isotypus, Lt – Lectotypus, Nt – Neotypus, Pt – Paratypus, St – Syntypus, ! = Kollektionsnummern gefolgt von einem Ausrufezeichen kennzeichnen Material, das wir untersuchen konnten. Die Herbariumabkürzungen folgen dem Index Herbariorum (HOLMGREN et al. 1990).

| Art | Taxonomischer Status | Herbar u. Sammlungsnummer | GenBank oder UNITE-Nr. (ITS) | Sequenz publiziert in |
|---|----------------------|---------------------------|------------------------------|---------------------------|
| <i>Inocybe aerea</i> E. Ludw. | Ht | M M-0216717 ! | – | EBERHARDT et al. in prep. |
| <i>Inocybe amblyospora</i> Kühner | It von Lt | G G00058748 ! | – | – |
| <i>Inocybe angulatosquamulosa</i> Stangl | Ht | M M-0281791 ! | MG012474 | BANDINI et al. 2019a |
| <i>Inocybe athenana</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh. | Ht | STU SMNS-STU-F-0901238 ! | MN512320 | BANDINI et al. 2020a |
| <i>Inocybe audens</i> Bandini, Christan & Dondl | Ht | STU SMNS-STU-F-0901251 ! | MW647616 | BANDINI et al. 2021a |
| <i>Inocybe bellidiana</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh. | Ht | STU SMNS-STU-F-0901473 ! | MW845860 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe calida</i> Velen. | Lt | PRC bottle nr. 48 ! | – | – |
| <i>Inocybe catalaunica</i> Singer | Ht | LE LE 12646 ! | KJ399954 | LARSSON et al. 2014 |
| <i>Inocybe castorina</i> Bandini & B. Oertel | Ht | STU SMNS-STU-F-0901250 ! | MN512319 | BANDINI et al. 2020a |
| <i>Inocybe cervenianensis</i> Ferisin, Bizio, Aiardi, Bersan & Dovana | Ht | GDOR623 | MT448877 | DOVANA et al. 2021 |
| <i>Inocybe cervenianensis</i> Ferisin, Bizio, Aiardi, Bersan & Dovana | IPt | DB23-12-18-Ferisin ! | – | – |

| | | | | |
|--|----|------------------------------|---------------------------|-----------------------------------|
| <i>Inocybe concinnula</i> J. Favre | Ht | G G00118435 ! | – | – |
| <i>Inocybe costinitii</i> Bizio, Ferisin & Dovana | Ht | MCVE 28974 ! | KX686581 | BIZIO et al. 2016 |
| <i>Inocybe curcumina</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh. | Ht | KR KR-M- 0042332 ! | MH366621 | BANDINI et al. 2019a |
| <i>Inocybe favrei</i> Bon [= <i>Inocybe taxocystis</i> (J. Favre & E. Horak) Senn-Irlet] | Ht | LIP Bon 84095 | KY033786 | LARSSON et al. 2018 |
| <i>Inocybe fissuratula</i> E. Ludw. | Ht | M M-0216731 ! | – | EBERHARDT et al. in prep. |
| <i>Inocybe flocculosa</i> Sacc. | Nt | K(M)264840 ! | – | – |
| <i>Inocybe furfurea</i> Kühner | Lt | G G00053152 ! | MG012472 | BANDINI et al. 2019a |
| <i>Inocybe gaiana</i> Bandini & B. Oertel | Ht | STU SMNS- STU-F-0901482 ! | MW845876 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe gausapata</i> Kühner | Ht | G G00058739 ! | – | – |
| <i>Inocybe geophylla</i> (Bull.) P. Kumm. (Basionym: <i>Agaricus</i> <i>geophyllus</i> Bull.) | Et | STU SMNS- STU-F-0901531 ! | MW845949 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe glabrescens</i> Velen. | Lt | PRC bottle nr. 279 ! | – | – |
| <i>Inocybe griseovelata</i> Kühner | Lt | G G388328 ! | – | – |
| <i>Inocybe grusiana</i> Bandini & B. Oertel | Ht | STU SMNS- STU-F-0901262 ! | MW845884 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe huijsmanii</i> Kuyper | Pt | L L-3986179 ! | MW845924 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe immigrans</i> Malloch | lt | L-0054131 ! | – | – |
| <i>Inocybe ionolepis</i> Cullington & E. Larss. | Ht | K(M)236689 | MT909818 | CROUS et al. 2020 |
| <i>Inocybe laetior</i> D.E. Stuntz | Ht | WTU F-043789/ Stz4655 | HQ201354 (= NR_119901) | MATHENY & WOLFENBARGER 2010 |
| <i>Inocybe leochroma</i> Bandini, Vauras & B. Oertel | Ht | KR KR-M- 0042372 ! | MH366611.2 | BANDINI et al. 2019a |

| | | | | |
|--|----|--|----------|--|
| <i>Inocybe lilacina</i> (Peck) Kauffman (Basionym: <i>Agaricus geophyllus</i> var. <i>lilacinus</i> Peck) | Ht | NYS NYS-f1711 | MH024860 | MATHENY & SWENIE 2018 |
| <i>Inocybe lilacinomaculata</i> E. Ludw. & I.L. Franzén | Ht | M M-0216693 ! | – | EBERHARDT et al. in prep. |
| <i>Inocybe metrodii</i> Stangl & J. Veselský | Ht | PRM PRM756354 ! | MN319692 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe miranda</i> Carteret & Reumaux | lt | X. Carteret private collection XC2012-02 ! | MW845954 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe mundula</i> (J. Favre) E. Horak (Basionym: <i>Astrosporina mundula</i> J. Favre) | St | G G00052198 ! | – | – |
| <i>Inocybe mystica</i> Stangl & Glowinski | Ht | M M-0280610 | KY349131 | Rodriguez Campo & Esteve-Raventós (direct submission 2016, unpubliziert) |
| <i>Inocybe nebularis</i> E. Ludw. | Ht | M M-0216739 ! | – | EBERHARDT et al. in prep. |
| <i>Inocybe nivea</i> E. Larss. | Ht | GB-0207613/ EL76-15 | OK090776 | CROUS et al. 2021 |
| <i>Inocybe olivaceoviridis</i> E. Ludw. | Ht | M M-0216695 ! | – | EBERHARDT et al. in prep. |
| <i>Inocybe oreina</i> J. Favre | Ht | G G00110640 ! | – | – |
| <i>Inocybe orionis</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh. | Ht | STU SMNS- STU-F-0901455 ! | MW845898 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe pallidicremea</i> Grund & D.E. Stuntz | Ht | WTU WTU-F-038286 | KY923033 | MATHENY & SWENIE 2018 |
| <i>Inocybe pallidolutea</i> Carteret & Reumaux | lt | XC-2000-52 ! | – | – |
| <i>Inocybe parvipileus</i> E. Ludw. | Ht | M M-0216744 ! | – | EBERHARDT et al. in prep. |
| <i>Inocybe pelargonium</i> Kühner | Lt | G G00118409 ! | – | – |
| <i>Inocybe perchtana</i> Bandini & B. Oertel | Ht | STU SMNS- STU-F-0901245 ! | MN512326 | BANDINI et al. 2020a |

| | | | | |
|--|-----|--|---------------------------|--|
| <i>Inocybe perlucida</i> Bandini & E. Ferrari (Basionym: <i>Inocybe pseudoasterospora</i> var. <i>mycenoides</i> Bon & E. Ferrari) | Ht | TR gmb-975 ! | – | – |
| <i>Inocybe pholiotinoides</i> Romagn. | Ht | PC Herb. Romagnesi Nr. 58.298 ! | – | – |
| <i>Inocybe posterula</i> (Britzelm.) Sacc. (Basionym: <i>Agaricus posterulus</i> Britzelm.) | Et | M M-0151615 | KM873368 | MARCHETTI et al. 2014 |
| <i>Inocybe pseudoasterospora</i> Kühner & Boursier | Ht | G G00127627 ! | – | – |
| <i>Inocybe pseudoscabelliformis</i> Carteret & Reumaux | lt | X. Carteret pers. coll. XC2011-59 ! | – | – |
| <i>Inocybe ravaensis</i> Kalamees & Shchukin | Ht | TAAM-114807 ! | – | – |
| <i>Inocybe rimosobispora</i> Bizio, Esteve-Rav. & Contu | Ht | MCVE 21342 ! | – | – |
| <i>Inocybe rivierana</i> Bandini & B. Oertel | Ht | STU SMNS- STU-F-0901249 ! | MW845910 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe semifulva</i> Grund & D.E. Stuntz | lt | WTU F-043791 | HQ222006 (= NR_119905) | MATHENY & WOLFEN- BARGER 2010 |
| <i>Inocybe subliilacina</i> Matheny & A. Voitek | Pt | TENN TENN 071464 | KY990562 | Matheny & Swenie (direkte Einreichung 2020, unpubliziert) |
| <i>Inocybe subnudipes</i> Kühner | Lt | G G00262332 ! | – | – |
| <i>Inocybe subtigrina</i> Kühner | Lt | G G00127160 ! | – | – |
| <i>Inocybe suecica</i> Vauras & E. Larss. | Ht | GB EL60-14 | KX384177 | VAURAS & LARSSON 2016 |
| <i>Inocybe suecica</i> | IPt | KR KR-M- 0044527 ! | – | – |

| | | | | |
|---|-----------|------------------------------|------------|------------------------------|
| <i>Inocybe tenuicystidiata</i> E. Horak & Stangl | Ht | M M-0281792 ! | MW856454 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe tigrina</i> R. Heim | Et | STU SMNS- STU-F-0901532 ! | MW845933 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe tjallingiorum</i> Kuyper | Ht | L L-0053540 ! | MW845929 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inocybe urceolicystis</i> Stangl & Vauras | Ht | KUO JV1109F ! | MF804315 | OERTEL et al. 2014 |
| <i>Inocybe vaccina</i> Kühner | It von Lt | G G00058742 ! | – | – |
| <i>Inocybe villosa</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh. | Ht | KR KR-M- 0042327 ! | MH366605.2 | BANDINI et al. 2019a |
| <i>Inocybe virgatula</i> Kühner | Lt | G G00058741 ! | MW845923 | BANDINI et al. 2021b |
| <i>Inosperma kuthanii</i> (Stangl & J. Veselský) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>kuthanii</i> Stangl & J. Veselský) | Ht | PRM-710368 ! | – | – |
| <i>Inosperma rimosoides</i> (Peck) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>rimosoides</i> Peck) | Ht | NYS NYSf 2608.1 ! | – | – |
| <i>Mallocybe</i> <i>cotoneovelata</i> (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe cotoneovelata</i> E. Ludw.) | Ht | M M-0216727 ! | – | EBERHARDT et al. in prep. |
| <i>Mallocybe granulosa</i> (Jacobsson & E. Larss.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>granulosa</i> Jacobsson & E. Larss.) | It | GB EL138-09 ! | KR029727 | ARIYAWANSA et al. 2015 |
| <i>Mallocybe heimii</i> (Bon) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>heimii</i> Bon) | Ht | LIP MB-31017 ! | – | – |
| <i>Mallocybe latifolia</i> (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe</i> <i>latifolia</i> E. Ludw.) | Ht | M M-0216738 ! | – | EBERHARDT et al. in prep. |

| | | | | |
|---|-----|--|----------|------------------------------|
| <i>Mallocybe latispora</i> (Bon) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe dulcamara</i> var. <i>latispora</i> Bon) | Ht | LIP MB-70452 ! | – | – |
| <i>Mallocybe leucoblema</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe leucoblema</i> Kühner) | Lt | G G00126468 ! | – | – |
| <i>Mallocybe leucoloma</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe leucoloma</i> Kühner) | Ht | G G00110950 Kühner 63-36 ! | GU980614 | CRIPPS et al. 2010 |
| <i>Mallocybe myriadophylla</i> (Vauras & E. Larss.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe myriadophylla</i> Vauras & E. Larss.) | Ht | TUR-A JV19678 | HM209793 | VAURAS & LARSSON 2012 |
| <i>Mallocybe myriadophylla</i> (Vauras & E. Larss.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe myriadophylla</i> Vauras & E. Larss.) | IPt | DB-1-9-10- Vauras ! | – | – |
| <i>Mallocybe pallidotomentosa</i> (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe pallidotomentosa</i> E. Ludw.) | Ht | M M-0216742 ! | – | EBERHARDT et al. in prep. |
| <i>Mallocybe siciliana</i> (Brugaletta, Consiglio & M. Marchetti) Brugaletta, Consiglio & M. Marchetti (Basionym: <i>Inocybe siciliana</i> Brugaletta, Consiglio & M. Marchetti) | Ht | TR PA-2018a isolate AMB n. 18274 | MG757417 | BRUGALETTA et al. 2017 |
| <i>Pseudosperma amoris</i> Bandini & B. Oertel | Ht | STU SMNS- STU-F-0901462 ! | MW010038 | BANDINI & OERTEL 2020 |

| | | | | |
|---|----|-----------------------------|----------|-----------------------|
| <i>Pseudosperma arenicola</i> (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe fastigiata</i> f. <i>arenicola</i> R. Heim) | Et | L L-3988126 ! | ON033865 | hier |
| <i>Pseudosperma aureocitrinum</i> (Esteve-Rav.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe aureocitrina</i> Esteve-Rav.) | It | STU SMNS-STU-F-0001809 ! | MW010047 | BANDINI & OERTEL 2020 |
| <i>Pseudosperma bulbosissimum</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe rimosa</i> var. <i>bulbosissima</i> Kühner) | Ht | G G00110861 Kühner 71-124 ! | – | – |
| <i>Pseudosperma conviviale</i> Cervini, Bizio & P. Alvarado | Ht | AMB (TR) AMB18243 | MT095091 | CERVINI et al. 2020 |
| <i>Pseudosperma flavellum</i> (P. Karst.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe flavella</i> P. Karst.) | Ht | H H6050800 ! | – | – |
| <i>Pseudosperma himalayense</i> (Razaq, Khalid & Kobayashi) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe himalayensis</i> Razaq, Khalid & Kobayashi) | Ht | LAH 230810 | MH745138 | LIU et al. 2018 |
| <i>Pseudosperma hygrophorus</i> (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe hygrophorus</i> Kühner) | Lt | G G00126467 ! | – | – |
| <i>Pseudosperma mediterraneum</i> (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh. (Basionym: <i>Inocybe arenicola</i> var. <i>mediterranea</i> (Kuyper) | Ht | L L-0054120 ! | MZ700321 | hier |

| | | | | |
|--|----|--------------------------|----------|-----------------------|
| <i>Pseudosperma melleum</i> Cervini, Bizio & P. Alvarado | Ht | MCVE 30145 ! | MT095090 | CERVINI et al. 2020 |
| <i>Pseudosperma obsoletum</i> (Quadr.) Valade (= <i>Inocybe rimosa</i> var. <i>obsoleta</i> Quadr.) | Lt | L L-0054128 ! | – | – |
| <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 ! | – | – |
| <i>Pseudosperma umbrinellum</i> (Bres.) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe umbrinella</i> Bres.) | Ht | S F14488 | HM209796 | VAURAS & LARSSON 2012 |
| <i>Pseudosperma xanthocephalum</i> (P.D. Orton) Matheny & Esteve-Rav. (Basionym: <i>Inocybe xanthocephala</i> P.D. Orton) | Ht | K(M)68623 ! | – | – |

Taxonomie

Pseudosperma arenicola (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.,
Mycologia 112 (1): 109 (2019)

Basionym: *Inocybe fastigiata* f. *arenicola* R. Heim, Encyclopédie Mycologique 1: 178 (1931).

Lektotypus ausgewählt von KUYPER (1986, 56): R. Heim, Encyclopédie Mycologique 1, Tafel IX, Fig. 3. **Epitypus hic designatus** (MTB10006261): Frankreich, Manche, Biville, 10 Mai 1983, leg. Th. W. Kuyper 2341 (L, L-3988126). ITS GenBank Akz. Nr. ON033865.

Bemerkung: *Pseudosperma arenicola* wurde von KUYPER (1986) ausführlich als *Inocybe arenicola* beschrieben und die hier als Epityp designierte Kollektion formal inkorrekt von Kuyper als Neotyp für die Art ausgewählt. Um diesen formalen Fehler zu korrigieren, wiederholen wir hier die Typifizierung. Das ursprünglich als Neotyp, nun als Epityp, gewählte Material entspricht der Beschreibung von HEIM (1931) ausgezeichnet. Die ITS des Epityps konnte sequenziert werden. Für eine detaillierte Beschreibung verweisen wir auf KUYPER (1986) und HEIM (1931, unter „*I. fastigiata* f. *arenicola*“).

Pseudosperma mediterraneum (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh., comb. et stat. nov.

Basionym: *Inocybe arenicola* var. *mediterranea* Kuyper, Persoonia, Suppl. 3: 57 (1986). Obligates Synonym: *Pseudosperma arenicola* var. *mediterraneum* (Kuyper) Matheny & Esteve-Rav., Mycologia 112 (1): 109 (2019).

Mycobank-Nummer: MB843399

Holotyp: Italien, Ravenna, Lido di Classe, in Dünensand bei *Pinus pinea*, 29. Sep. 1981, leg. Th. W. Kuyper (L-0054120). ITS GenBank Akz. Nr. MZ700321.

Bemerkung: Diese Art wurde von KUYPER (1986) als *Inocybe arenicola* var. *mediterranea* beschrieben. Die im Protolog genannten Unterschiede zu *P. arenicola* sind clavate Cheilozystiden und dunklere Hutfarbe bei *P. mediterraneum*. Unsere eigene Untersuchung des Epityps von *P. arenicola* sowie des Holotyps von *P. mediterraneum* ergab zudem als weitere Unterscheidung, dass die Sporen von *P. arenicola* im Durchschnitt größer sind. Da beide basierend auf der ITS der Typen nicht einmal entfernt benachbart sind, halten wir es für gerechtfertigt, die Varietät zur Art zu erheben. Für weitere morphologische Unterschiede, bzw. für eine detaillierte Beschreibung verweisen wir auf KUYPER (1986, unter „*I. arenicola* var. *mediterranea*“).

Mallocybe nuptialis Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov.

Tafel 1

MycoBank-Nummer: MB 843437

Etymologie: Lateinisch „hochzeitlich“, da junge Fruchtkörper weißlich überschleiert sind.

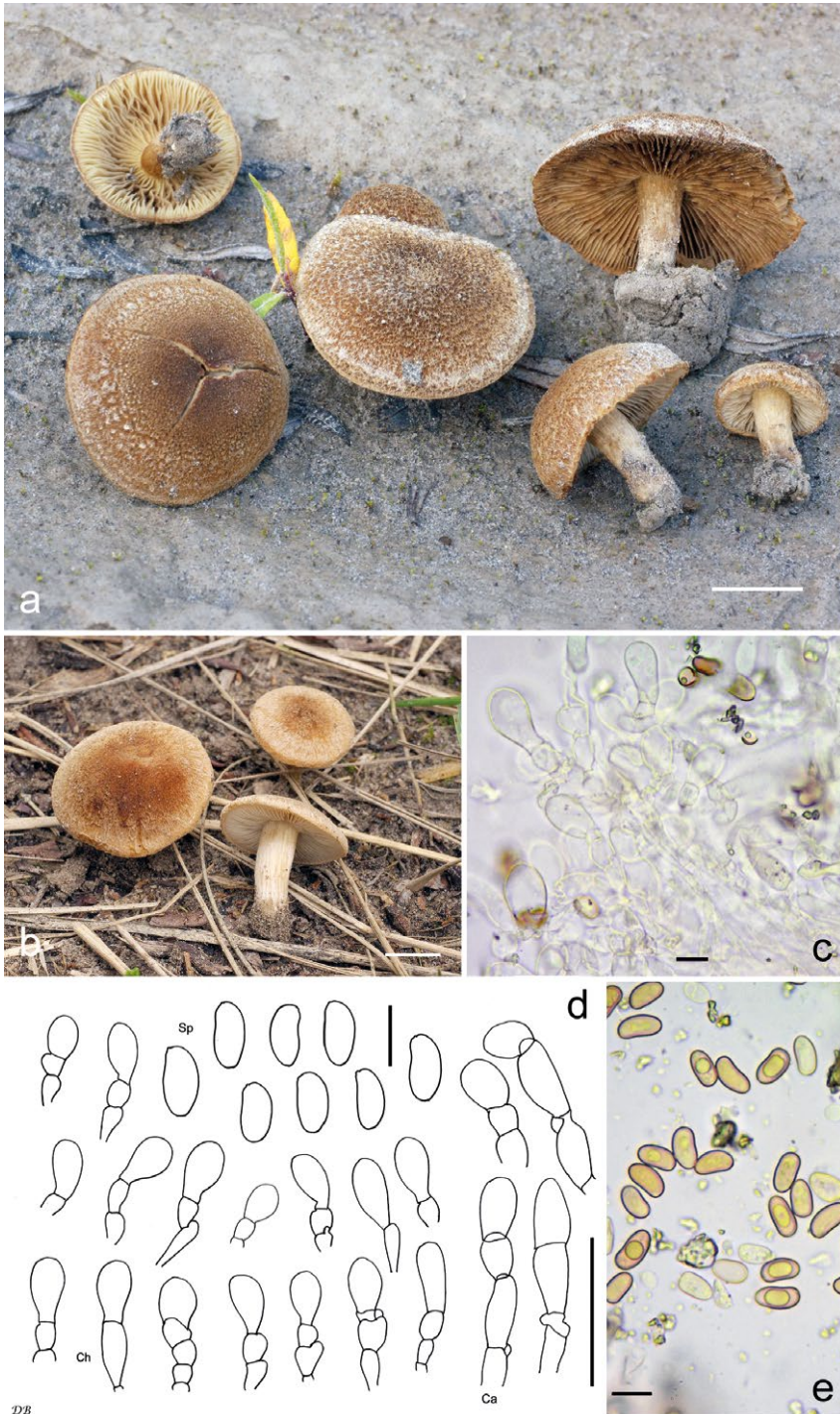
Holotyp: Österreich, Tirol, Reutte, Weißenbach am Lech, am Ufer des Lech, ÖK25V 2215-West, 890 m ü. NN, *Salix spec.*, 28. Sep. 2015, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901661; Isotyp DB28-9-15-3). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003444.

Diagnosis: *Mallocybe nuptialis* has a foxy-ochraceous to redbrown pileus colour, abundant whitish velipellis, usually thickly tomentose to lanose pileus surface, oblong, mostly (sub)cylindrical spores, measuring 7.8-11.1 µm (av. 9.6 µm) × 4.6-5.7 µm (av. 5.1 µm), mostly catenate cheilocystidia, measuring 14-32 µm (av. 23 µm) × 9-17 µm (av. 13 µm), and it grows on calcareous sandy-pebbly shores of rivers and lakes with *Salix*. This combination of characters distinguishes *M. nuptialis* from, e.g., *M. leucoloma* or *M. myriadophylla*. ITS sequence data distinguish *M. nuptialis* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

5-30 mm breit, anfangs halbrund, später breit konvex oder ausgebreitet, ohne Buckel, Rand zunächst mehr oder weniger eingebogen, später nach unten gebogen, dann eben; junge Fruchtkörper im allgemeinen mit reichlichen, radial verteilten Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe blass fuchsig-ockerlich, ockerlich-orangebraun bis rotbraun in unterschiedlicher Intensität (Mu 5YR 5/6-5/8; 7.5YR 5/6-5/8); Oberfläche feinvollig bis mit dem Alter wollig, oder je nach Wetterumständen auch dichtfilzig; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** gedrängt stehend (c. 50-70, l = 1-3), breit angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs schmutzig weißlich mit graulicher Note bis blass graulich mit bräunlicher Note, später rotbraun oder rostig braun, wenn alt oft mit rostigen Flecken; Schneide gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 5-25 × 2-5 mm, oft auffällig kurz im Vergleich zur Hutbreite, stämmig zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder leicht zottig, bräunlich in unterschiedlichen Abstufungen; nur ganz oben bereift. **Fleisch** wässrig graulich-bräunlich in Hut und Stiel, Stiel mit dem Alter hohl werdend. **Geruch** unauffällig. **Farbe des Exsikkats** Hut braun bis dunkelbraun mit rötlicher Note (Mu 7/6YR 4/4, 3/4), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,8-9,6-11,1 µm (SD 0,6 µm) × 4,6-5,1-5,7 µm (SD 0,2 µm); Q = 1,6-1,9-2,1 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich, meist (sub)zylindrisch, meist ohne Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 26-40 × 7-11 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig. **Cheilozystiden** 14-23-32 µm (SD 4 µm) × 9-13-17 µm (SD 2 µm); Q = 0,9-1,9-2,7 (SD 0,3) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)clavat bis (sub)ovoid, selten



Tafel 1 – *Mallocybe nuptialis*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901661); b DB22-9-15-8; c Cheilozystiden (DB22-9-15-8); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901661); e Sporen (DB22-9-15-8).

subzylindrisch, im Allgemeinen kettig (2-5), wobei das obere (hier gemessene) Element meist, aber nicht immer, das längste ist; in der Regel farblos, manchmal aber auch bräunlich oder mit bräunlichen Wänden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-13 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, farblose, dünnwandige, recht kurze kettige Elemente, mit einem (sub)clavaten bis (sub)ovoiden abschließenden Element. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Aufsammlungen aus Deutschland und Österreich. Wir haben die Art stets am Ufer von Gewässern, dem Lech, dem Inn und dem Riedener See bei Reutte gefunden, in kalkhaltigem Sand, bzw. Geröll mit *Salix*. In den Datenbanken sind bis auf eine nicht eindeutig zuzuordnende Sequenz aus China keinerlei Sequenzen der Art enthalten.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Österreich, Tirol, Reutte, Höfen, ÖK25V 2215-West, 970 m ü. NN, Ufer des Lech, *Salix* spec., 23. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB23-9-15-28). – Tirol, Reutte, Rieden, Riedener See, ÖK25V 2215-West, 860 m ü. NN, *Salix* spec., 24. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB24-9-15-9). – Tirol, Reutte, Weißenbach am Lech, Ufer des Lech, ÖK25V 2215-West, 870 m ü. NN, *Salix* spec., *Juniperus* sp., *Dryas octopetala*, *Pinus sylvestris*, 28. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB28-9-15-19). – Ibidem, in einigem Abstand, 870 m ü. NN, *Salix* spec., *Juniperus* spec., *Dryas octopetala*, *Pinus sylvestris*, *Alnus* spec., 13. Okt. 2016, leg./det. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901660; Dupl. DB13-10-16-25). – Oberösterreich, Braunau am Inn, Oberrothenbuch, Halbinsel „Riviera“, ÖK25V 3321-Ost, 355 m ü. NN, *Salix* spec., *Pinus sylvestris*, *Betula pendula*, *Picea abies*, 26. Jul. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB26-7-18-6).

Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Füssen, Ufer des Lech, TK25 8430/1, 800 m ü. NN, *Salix* spec., 22. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (STU SMNS-STU-F-0901662; Dupl. DB22-9-15-8).

Wesentliche Charakteristika: ● stabile Fruchtkörper; ● blass fuchsig-ockerliche bis rotbraune Hutfarbe; ● junge Fruchtkörper mit radial verteilter reichlicher weißlicher Velipellis; ● im Allgemeinen im Vergleich zum Hut sehr kurzer Stiel; ● Hutoberfläche meist mehr oder weniger (fein-)wollig, auch dichtfilzig; ● Sporenform länglich und meist subzylindrisch; ● Sporengröße im Durchschnitt $9,6 \times 5,1 \mu\text{m}$; ● in der Regel kettige Cheilozystiden; ● sandig-kiesiger Standort am Ufer von Gewässern mit *Salix*; ● kalkliebend.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *M. nuptialis*:

● ***Mallocybe agardhii*** (N. Lund) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, viel blassere Hutfarbe, glattere Hutoberfläche, nicht eng-stehende Lamellen und im Durchschnitt kürzere Sporen – vgl. LUND (1845), BON (1997a).

- ***Mallocybe cotoneovelata*** (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch oft büscheliges Wachstum, nur spärliche und flüchtige Velipellis, filzige, granulose bis feinschuppige Hutoberfläche und Standort gewöhnlich nicht mit *Salix* und oft auf saurerem Boden – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Mallocybe latifolia*** (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch blässere Hutfarbe, im Durchschnitt breitere Sporen und schmalere Cheilozystiden sowie nicht kettige Caulozystiden – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Mallocybe leucoblema*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, glattere Hutoberfläche, Standort meist in hochmontanem bis subalpinem Gelände mit *Picea*, nicht mit *Salix* – vgl. KÜHNER (1956), STANGL (1989).
- ***Mallocybe leucoloma*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch im Allgemeinen glattere Hutoberfläche, nicht eng stehende Lamellen, breitere Sporen und sich oft auflgliedernde Cheilozystiden sowie Standort oft in höheren Berglagen – vgl. KÜHNER (1988).
- ***Mallocybe malenconii*** (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch im allgemeinen intensivere Hutfarbe, glattere Hutoberfläche, spärliche und flüchtige grauliche Velipellis, längere und schmalere Sporen sowie Standort oft mit *Pinus*, nicht mit *Salix* – vgl. HEIM (1931).
- ***Mallocybe myriadophylla*** (Vauras & E. Larss.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch blässere Hutfarbe, glattere Hutoberfläche und kleinere Sporen – vgl. VAURAS & LARSSON (2012).
- ***Mallocybe pallidotomentosa*** (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch in der Regel glattere Hutoberfläche, im Allgemeinen nicht deutlich kürzeren Stiel im Vergleich zur Hutgröße, im Durchschnitt längere Sporen mit höherem Q-Wert und längergliedrige Caulozystiden – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Mallocybe plebeia*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch fehlende Velipellis, in der Regel glattere Hutoberfläche, blässere Lamellen bei älteren Fruchtkörpern und im Durchschnitt kürzere, aber breitere Sporen – siehe unten.
- ***Mallocybe siciliana*** (Brugaletta, Consiglio & M. Marchetti) Brugaletta, Consiglio & M. Marchetti: u.a. durch spärlichere und nicht weißliche Velipellis, filzige bis sparrig aufschuppende, aber gewöhnlich nicht wollige Hutoberfläche, nicht engstehende Lamellen und im Durchschnitt breitere Sporen – vgl. BRUGALETTA et al. (2017).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist, bei jetzigem Wissensstand, *M. leucoloma*, deren ITS eine Übereinstimmung von 95 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Mallocybe cotoneovelata*, *M. latifolia*, *M. leucoblema*, *M. leucoloma*, *M. myriadophylla*, *M. pallidotomentosa*, *M. siciliana*.

Mallocybe plebeia Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov.

Tafel 2

MycoBank-Nummer: MB 843439

Etymologie: Lateinisch, „bürgerlich, gering“, da es sich um eine gewöhnliche und weit verbreitete Art handelt.

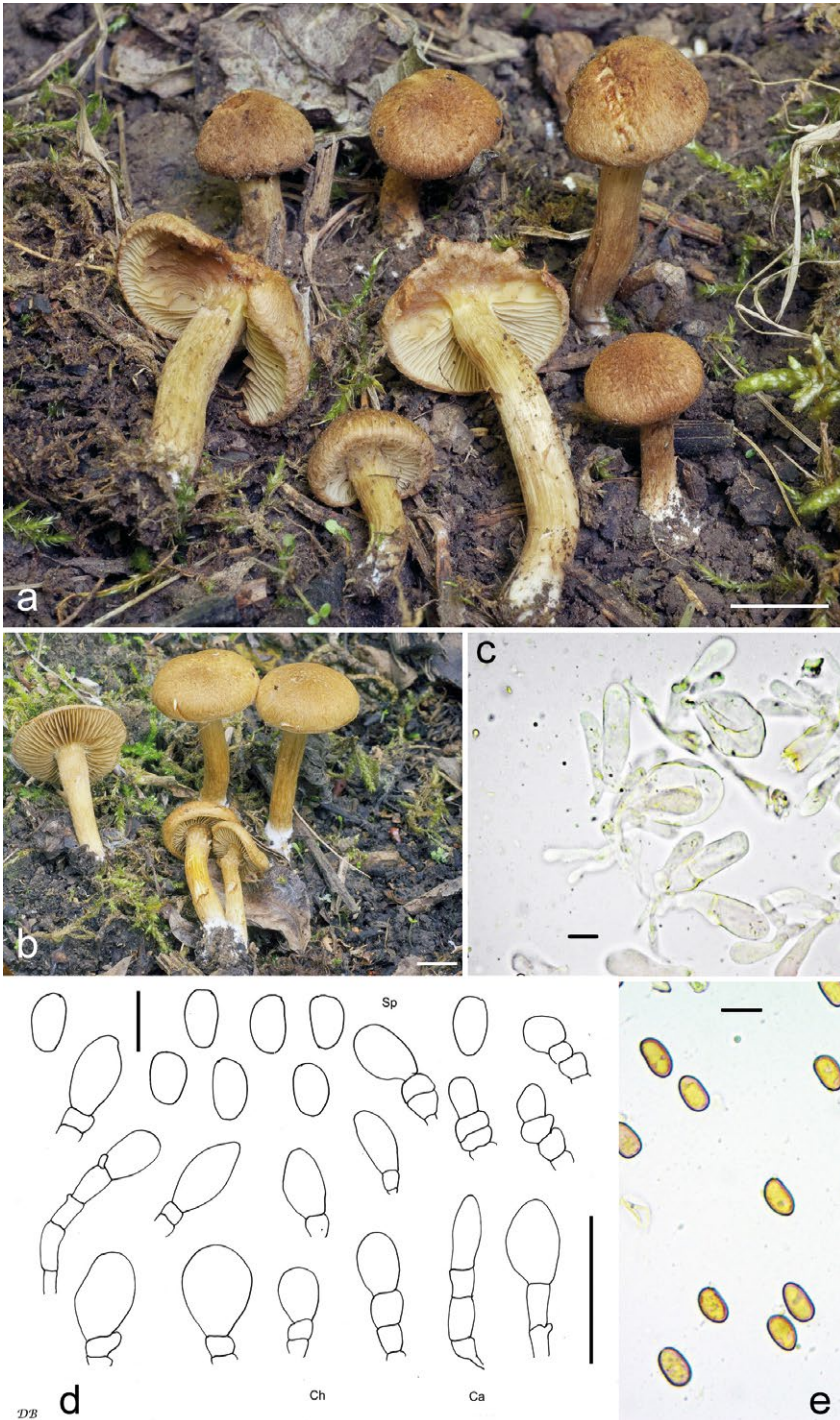
Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Eschelbronn, TK25 6619/3, 190 m ü. NN, *Salix caprea*, *Pinus sylvestris*, 16. Mai 2014, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901665; Isotypen DB16-5-14-1, TUR-A 209622). ITS GenBank Akz. Nr. ON003442.

Diagnosis: *Mallocybe plebeia* usually has no velipellis, dull ochraceous to ochraceous brownish pileus colour, almost smooth to tomentose pileus surface, smooth sometimes subtriangular or apple-seed shaped spores, measuring 7.2-10.2 μm (av. 9.2 μm) \times 5.1-6.5 μm (av. 5.8 μm), mostly catenate cheilocystidia, measuring 17-35 μm (av. 25 μm) \times 7-20 μm (av. 11 μm), and it grows on calcareous soil often with *Salix*. This combination of characters distinguishes *M. plebeia* from, e.g., *M. granulosa* and *M. umbrinofusca*. ITS sequence data distinguish *M. plebeia* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5-30 mm breit, anfangs fast rund oder (fast) glockig, später kissenförmig, breit konvex oder ausgebreitet, meist ohne Buckel, Rand zunächst stark eingebogen, später nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; keine Velipellis beobachtet; Farbe meist stumpf und schmutzig ockerlich bis ockerbräunlich (Mu 10YR 8/4–8/8, 7/6–7/8), manchmal mit schwach rötlicher Nuance und meist ein wenig gesprenkelt wirkend; Oberfläche meist fast glatt bis feinfilzig oder filzig; junge Fruchtkörper mit reichlich beigefarbener bis blass ockerlicher Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 40-60, l = 1-3), breit angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs beige, später strohfarben, blass ockerlich mit graulicher Note bis ockerbräunlich mit oder ohne rötliche Nuance; Schneide gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 10-40 \times 2-4 mm, zylindrisch oder gebogen, sich manchmal zur Basis hin verdickend, anfangs gänzlich blass beige überfasert, bald längsstreifig oder glatt, strohfarben, blass ockerlich bis blass ockerbräunlich; Basis mit weißlichem Tomentum; nur ganz oben wenig und grob bereift. **Fleisch** zunächst weißlich in Hut und Stiel, später wässrig blass ockerlich in Hut und Stiel, Stiel mit der Zeit hohl werdend. **Geruch** unauffällig. **Farbe des Exsikkats** Hut blassbraun (Mu 10YR 5/4-5/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,2-9,2-10,2 μm (SD 0,5 μm) \times 5,1-5,8-6,5 μm (SD 0,3 μm); Q = 1,3-1,6-1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, subamygdaloid, subovoid, subelliptisch, manchmal beinahe dreieckig mit fast trunkater Basis, oder apfelkernförmig, ohne oder mit



Tafel 2 – *Mallocybe plebeia*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901665); b DB9-5-12-2; c Cheilocystiden (DB2-10-13-6); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901665); e Sporen (SMNS-STU-F-0901665).

Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 23-34 × 7-9 (-10) µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,7 µm. **Cheilozystiden** 17-25-35 µm (SD 5 µm) × 7-11-20 µm (SD 4 µm); Q = 1,4-2,4-3,9 (SD 0,8) (n = 45 von 3 Koll.), (sub)clavat, (sub)ovoid oder ballonförmig, manchmal mit subkonischem Apex, meist kettig (1-3 (-4)), wobei das letzte Element (das hier gemessen wurde) zumeist das größte ist; dünnwandig und farblos. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3-15 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, eher kurze kettige Elemente in Form der Cheilozystiden, wobei das letzte zumeist das größte ist. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von unseren eigenen Kollektionen aus Deutschland, die sämtlich von kalkhaltigem Boden stammen. Außerdem gibt es in den Datenbanken Sequenzen von Fruchtkörpern aus Finnland (u.a. MN178503, als „*I. latispora*“), Frankreich (FN550938, als „*I. dulcamara* var. *latispora*“), Schweden (z.B. UDB001196, als „*I. dulcamara*“), Spanien (u.a. KU837258, als „*I. dulcamara*“ bei *Salix atrocinerea*, *S. caprea*, *Betula celtiberica*, *Populus nigra*), Ungarn (MW354996, als „*I. latispora*“) sowie eine EcM-Sequenz aus Tschechien (KY434044, mit *Salix caprea*). Die Art ist also weit verbreitet.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Eschelbronn, TK25 6619/3, 120 m ü. NN, *Salix* spec., 9. Mai 2012, leg./det. D. Bandini (DB9-5-12-2). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Eschelbronn, TK25 6619/3, ca. 125 m ü. NN, *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, 14. Okt. 2012, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-10-12-3). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Lobenfeld, TK25 6619/3, 180 m ü. NN, *Salix caprea*, 15. Mai 2016, leg./det. D. Bandini (DB15-5-16-4). – Bayern, Landshut, Wörth a. der Isar, TK25 7340/3 365 m ü. NN, *Betula pendula*, *Populus* spec., 2. Okt. 2013, leg. D. Bandini, B. Oertel & L. Quecke; det. D. Bandini & B. Oertel (DB2-10-13-6). – Ibidem, in einiger Entfernung, 365 m ü. NN, *Betula pendula*, *Populus* spec., 2. Okt. 2013, leg. D. Bandini, B. Oertel & L. Quecke; det. D. Bandini & B. Oertel (DB2-10-13-13). – Sachsen-Anhalt, Jerichower Land, Möser, Hohenwarthe, TK25 3736/3, *Pinus sylvestris*, *Salix* spec., *Betula pendula*, 31. Okt. 2012, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB31-10-12-3). – Thüringen, Ilm-Kreis, Wachsenburggemeinde, TK25 5131/1, 307 m ü. NN, Trockenrasen auf Keuper mit *Tilia* spec., *Crataegus* spec., 22. Okt. 2012, leg. J. Girwert; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-10-12-Girwert).

Wesentliche Charakteristika: ● auch junge Fruchtkörper ohne Velipellis; ● Hutfarbe meist stumpf und schmutzig ockerlich bis ockerbräunlich; ● Hutoberfläche glatt bis filzig; ● Sporenform zuweilen beinahe dreieckig oder wie Apfelkerne; ● Sporenbreite im Durchschnitt > 5,5 µm; ● Cheilozystiden meist kettig; ● Standort auf kalkhaltigem Boden oft bei *Salix*.

Verwechslungsmöglichkeiten: Es unterscheiden sich von *M. plebeia*:

- ***Mallocybe cotoneovelata*** (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch Vorhandensein einer (wenn auch flüchtigen) Velipellis, oft büscheliges Wachstum, im Allgemeinen leuchtendere Hutfarbe, im Durchschnitt schmalere Sporen, längere Elemente der Caulozystiden sowie Standort auf saurerem Boden und meist nicht mit *Salix*, sondern mit *Pinus sylvestris* – vgl. LUDWIG (2017), vor allem aber eigene Beobachtung.
- ***Mallocybe granulosa*** (Jacobsson & E. Larss.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch stark wollige bis struppige Hutoberfläche, schmalere Cheilozystiden und längere Elemente der Caulozystiden – vgl. ARIYAWANSA et al. (2015).
- ***Mallocybe heimii*** (Bon) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch größere Fruchtkörper, beringten Stiel, oft wollige bis aufschuppende Hutoberfläche und im Durchschnitt längere, aber schmalere Sporen – vgl. BON (1984).
- ***Mallocybe latifolia*** (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch weißliche Velipellis, oft (sub)zylindrische und viel schmalere Cheilozystiden – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Mallocybe latispora*** (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch intensivere Hutfarbe, längere, vor allem aber breitere Sporen sowie Standort auf Schieferhalde – vgl. BON (1979, 1997a, als „*I. dulcamara* var. *latispora*“), JACOBSSON & LARSSON (2012).
- ***Mallocybe leucoloma*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch weißliche Velipellis, oft (fast) wollige Hutoberfläche, längere Sporen und sich oft aufgliedernde Cheilozystiden sowie Standort oft in höheren Berglagen – vgl. KÜHNER (1988).
- ***Mallocybe nuptialis*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, in der Regel weniger glatte Hutoberfläche, mit dem Alter dunklere Lamellen und längere, aber schmalere Sporen – siehe oben.
- ***Mallocybe pallidotomentosa*** (E. Ludw.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch weißliche Velipellis, längere, aber schmalere Sporen und schmalere Cheilozystiden – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Mallocybe siciliana*** (Brugaletta, Consiglio & M. Marchetti) Brugaletta, Consiglio & M. Marchetti: u.a. durch oft viel dunklere bis zu rotbraune Hutfarbe, mit zunehmendem Alter oft aufschuppende bis struppige Hutoberfläche und im Durchschnitt schmalere Cheilozystiden – vgl. BRUGALETTA et al. (2017).
- ***Mallocybe umbrinofusca*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch (flüchtige) weißliche Velipellis, oft weniger glatte Hutoberfläche, größere Sporen und kürzere und schmalere Cheilozystiden – vgl. KÜHNER (1988).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *M. granulosa* und *M. umbrinofusca*, deren ITS eine Übereinstimmung von 97 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Mallocybe cotoneovelata*, *M. granulosa*, *M. heimii*, *M. latifolia*, *M. latispora*, *M. leucoloma*, *M. pallidotomentosa*, *M. siciliana*, *M. umbrinofusca*.

Kommentar: Sequenzen, die vermutlich *M. plebeia* zuzuordnen sind, wurden in der Vergangenheit häufig als *I. latispora* bezeichnet, vermutlich nach FN550938 (E. Larsson in RYBERG et al. 2010). *Mallocybe latispora* hat allerdings laut Protolog (BON 1979) deutlich breitere Sporen (bis 8,5 µm) und oft eine orange-rehbraune Hutfarbe. Zudem wurde *M. latispora* in einem sehr speziellen Habitat, Abraumhalden von Schiefergestein, gefunden, was alles auf *M. plebeia* nicht passt. Unsere eigene Untersuchung des Holotyps bestätigte, dass die Sporen länger und vor allem deutlich breiter sind als diejenigen von *M. plebeia*. Bei *M. latispora* handelt es sich also um eine andere Art.

***Inosperma apollonium* Bandini & B. Oertel, spec. nov.**

Tafel 3

MycoBank-Nummer: MB 843440

Etymologie: nach Apollon, dem griechisch-römischen Gott des Lichtes, da die Art von lichter Farbe ist.

Holotyp: Österreich, Tirol, Imst, Mötztal, Locherboden, ÖK25V 2221-Ost, 780 m ü. NN, *Corylus avellana*, *Pinus sylvestris*, 14. Sep. 2017, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901670; Isotyp DB14-9-17-1). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003428.

Diagnosis: *Inosperma apollonium* has a pale straw to ochraceous pileus colour sometimes with faint orange reddish hue, a smooth to finely rimulose pileus surface, a stipe with even to at most subbulbous base, sweetly aromatic smell, smooth spores, measuring 8.3-11.1 µm (av. 9.7 µm) × 4.5-5.8 µm (av. 5.2 µm), cheilocystidia often with undulate walls, measuring 24-46 µm (av. 33 µm) × 7-16 µm (av. 11 µm) and mostly long and narrow caulocystidia with undulate walls. This combination of characters distinguishes *Is. apollonium* from *Is. cookei* or *Is. quietiodor*. ITS sequence data distinguish *Is. apollonium* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20-50 mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, oft mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst zuweilen schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper im allgemeinen ohne oder mit nur dünnen und flüchtigen Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe blass gelblich, leuchtend golden bis warm gelb, mit blass orangefölicher Note, oder auch blass ockerlich (Mu 10YR 8/4-8/8, 7/6-7/8); Oberfläche anfangs glatt, dann fein rimulos mit zumeist kaum divergierenden feinen Fasern, selten rimos; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** recht gedrängt



Tafel 3 – *Inosperma apollonium*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901670); b DB24-7-18-14; c Cheilocystiden (SMNS-STU-F-0901670); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901670); e Sporen (DB13-9-16-8).

stehend (ca. 50-70, l = 1-3), angewachsen bis breit angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs weißlich, später gelblich bis blass bräunlich mit gelblichem Hauch; Schneide ungleichmäßig, stark gezähnt, weißlich. **Stiel** 20-50 × 2-5 mm, zylindrisch oder gebogen, sich manchmal zur Basis hin verdickend, Basis gleich breit, schwach verdickt bis höchstens schwach knollig, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später glatt, anfangs weißlich, später mit blass gelblicher Note; Basis weißlich überfasert; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich bis wässrig weißlich im Hut, weißlich im Stiel. **Geruch** unbestimmt süßlich aromatisch, aber nicht nach Honig. **Farbe des Exsikkats** Hut blassbraun (Mu 10YR 5/4-5/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,3-9,7-11,1 µm (SD 0,5 µm) × 4,5-5,2-5,8 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,6-1,9- 2,1 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)elliptisch bis (sub)phaseoliform, mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 24-32 × 7-10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 12,5 µm. **Cheilozytisten** 24-33-46 µm (SD 5 µm) × 7-11-16 µm (SD 2 µm); Q = 1,5-3,2-5,0 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), meist ein wenig deformiert länglich subzylindrisch mit mehr oder weniger welligen Wänden, vermischt mit subclavaten und subzylindrischen Zystiden mit nicht-welligen Wänden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-10 µm breiten, mit gelblichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozytisten** nur ganz oben am Stiel, meist lang und schmal, ein wenig deformiert und mit welligen Wänden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von eigenen Funden aus Österreich, Deutschland und der Schweiz sowie von einem uns gebrachten Fund aus Frankreich. Außerdem findet sich die Sequenz einer Kollektion aus Estland in UNITE (UDB031381, als „*Inocybe* sp.“). In GenBank und UNITE befinden sich zudem einige EcM-Sequenzen aus Estland (z.B. UDB007943, mit *Tilia*), dem Iran (FR852241) und Österreich (EF644135, mit *Populus tremula*) sowie etliche Bodensequenzen aus Estland und Lettland. Während einer unserer Funde von einem Trockenrasen stammt, wurden zwei weitere Kollektionen am Rand von Gewässern gefunden. Die Art wächst auf kalkhaltigem Boden.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Bayern, Bad Tölz-Wolfratshausen, Egling, Isarufer bei Schäftlarn, TK25 8034/2, 560 m ü. NN, *Salix* spec., *Picea abies*, 13. Sep. 2016, leg. H. Grünert; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-16-8). **Frankreich**, Hérault, Bédarieux, 18. Okt. 2013, leg. L. Quecke; det. D. Bandini & B. Oertel (DB18-10-13-1-Quecke).

Österreich, Tirol, Imst, Mötz, Locherboden, ÖK25V 2221-Ost, 800 m ü. NN, *Helianthemum nummularium*, *Pinus sylvestris*, 12. Sep. 2019, leg./det. D. Bandini (DB12-9-19-11). – Oberösterreich, Braunau am Inn, Oberrothenbuch, ÖK25V 3321-Ost, 355 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula*, 24. Jul. 2018; leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB24-7-18-14).

Schweiz, Wichelsee, SO von Alpnach, TK25 1170, 460 m ü. NN, *Corylus avellana*, *Fagus sylvatica*, *Quercus robur*, 11. Sep. 2014, leg. B. Oertel & P. Kathriner; det. D. Bandini & B. Oertel (DB11-9-14-4b).

Wesentliche Charakteristika: • blass strohfarbene bis ockerliche Hutfarbe, manchmal mit blassorange-rötlicher Note; • zumeist glatte bis fein rimulose Hutoberfläche; • Stielbasis gleich breit bis höchstens schwach knollig; • süßlich aromatischer Geruch; • Sporengröße im Durchschnitt $9,7 \times 5,2 \mu\text{m}$; • Cheilozystiden oft mit welligen Wänden; • Caulozystiden meist lang und schmal, ein wenig deformiert und mit welligen Wänden; • Standort auf kalkhaltigem Boden.

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

- ***Inosperma cookei*** (Bres.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch meist knollige bis gerandet knollige Stielbasis, im Durchschnitt kleinere Sporen, Cheilozystiden und Caulozystiden ohne wellige Wände und Geruch nach Honig – vgl. BRESADOLA 1892, KUYPER (1986), STANGL (1989), FERRARI (2006), LUDWIG (2017).
- ***Inosperma kuthanii*** (Stangl & J. Veselský) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch meist knollige bis gerandet knollige Stielbasis, im Durchschnitt kleinere Sporen, Cheilozystiden und Caulozystiden ohne wellige Wände und nur schwach an Honig erinnernden, aber auch erdigen, chemischen oder chlorartigen Geruch – vgl. STANGL & VESELSKÝ (1979a), KUYPER (1986, als „*I. cookei* var. *kuthanii*“), STANGL (1989, als „*I. cookei* var. *kuthanii*“), LUDWIG (2017).
- ***Inosperma quietiodor*** (Bon) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch radial verteilte reichliche weißliche Velipellis, in der Regel knollige bis (fast) gerandet knollige Stielbasis, im Durchschnitt breitere Sporen, Cheilozystiden im allgemeinen ohne wellige Wände und deutlichen Geruch nach Wanzen – vgl. BON (1976), KUYPER (1986), STANGL (1989), BREITENBACH & KRÄNZLIN (2000), GMINDER (2010), LUDWIG (2017).
- ***Inocybe ravaensis*** Kalamees & Shtshukin: u.a. durch weißliche Velipellis, trübere, ocker-bräunliche Hutfarbe, violettliche Lamellen und zum Apex hin violetten Stiel – vgl. SHTSHUKIN (1985), LEISNER & KALAMEES (1987). Es wird gerade durch uns geprüft, ob *I. ravaensis* identisch mit *Is. quietiodor* ist.
- ***Inosperma rimosoides*** (Peck) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch kleinere Sporen und kürzere (sub)ovoide bis (sub)globose Cheilozystiden ohne wellige Wände – vgl. PECK (1911).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *Is. cookei*, deren ITS eine Übereinstimmung von allerdings nur 86 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inosperma kuthanii*, *I. ravaensis*, *Is. rimosoides*.

Kommentar: Es ist oft nicht zu entscheiden, ob in der bisherigen Literatur als *Inocybe cookei* bezeichnete Arten wirklich *Is. cookei* und nicht *Is. kuthanii* oder *Is. apollonium* vorstellen.

Pseudosperma fascinosum Bandini & B. Oertel, spec. nov.

Tafel 4

MycoBank-Nummer: MB 843441

Etymologie: Lateinisch „faszinierend“.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Eschelbronn, oberhalb des NSG „Kallenberg“, TK25 6619/3, 205 m ü. NN, *Salix caprea*, *Crataegus* spec., 31. Okt. 2017, leg. D. Bandini; (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901666; Isotyp DB31-10-17-4). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003426.

Diagnosis: *Pseudosperma fascinosum* is a large species with yellow to yellow-ochraceous pileus covered by fine darker orange brownish fibres, smooth to rimulose pileus surface, faint greyish remnants of a velipellis, smooth spores, measuring 8.7-12.4 µm (av. 10.4 µm) × 5.4-7.9 µm (av. 6.4 µm), and on av. rather short (sub)cylindrical to (sub)clavate cheilocystidia, measuring 22-49 µm (av. 37 µm) × 8-14 µm (av. 11 µm). It grows on calcareous soil with *Salix*. This combination of characters distinguishes *P. fascinosum* from, e.g., *P. flavellum* and *P. xanthocephalum*. ITS sequence data distinguish *P. fascinosum* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 30-100 mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig, später ausgebreitet, oft mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit dünnen Resten einer graulichen Velipellis, die auch später noch zuweilen in der Hutmitte sichtbar ist; Farbe gelb bis gelb-ockerlich (Mu 10YR 7/8, 6/6-6/8), überlagert von feinen dunkleren orange-bräunlichen Fasern (Mu 5YR 5/6-5/8), im Zentrum zuweilen etwas dunkler; Oberfläche glatt bis nach außen zu rimulos mit feinen Fasern, manchmal mit winzigen dunkleren scholligen Flecken in der Hutmitte; keine Cortina beobachtet. **Lamellen** normal stehend (ca. 50-60, l = 1-3), angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich bis blass gelblich, später blass graulich mit feiner bräunlicher bis olivlicher Note, und schließlich ockergelb oder graulich-bräunlich mit oder ohne Olivstich; Schneide ungleichmäßig gezähnelte, weißlich bis concolor. **Stiel** 50-100 × 4-10 mm, ziemlich robust, zylindrisch bis schwach gebogen, sich nach unten zu schwach verdickend, zunächst mit Resten einer weißlichen Überfaserung, später längsstreifig bis (fast) glatt, beige mit schwach gelblichem Stich bis fleischfarben; nur ganz oben grob und spärlich bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** unauffällig, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun im Zentrum, außerhalb ockerbraun (Mu 10YR 5/6-5/8, 4/6; 5YR 5/6-5/8), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,7-10,4-12,4 µm (SD 0,8 µm) × 5,4-6,4-7,9 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,4-1,6-1,8 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, subamygdaloid, elliptisch oder breit, zuweilen mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex subobtus bis obtus. **Basidien**



Tafel 4 – *Pseudosperma fascinosum*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901666); b DB15-10-17-4; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901666); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901666); e Sporen (DB21-10-17-5).

25-33 × 8-13 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal aber auch 2-sporig. **Cheilozystiden** 22-37-49 µm (SD 6 µm) × 8-11-14 µm (SD 2 µm); Q = 2, 1-3,4-4,5 (SD 0,6) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)zylindrisch bis (sub)clavat, farblos und dünnwandig, zuweilen aber mit verdicktem Apex. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-11 µm breiten, mit gelblichem bis bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel ziemlich schmale, oft septierte (sub)zylindrische, zuweilen subkopfige hyphoide Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Unsere Kollektionen stammen alle von zuzeiten recht heißen und trockenen Standorten, vom Rand und oberhalb von einem früheren Kalksteinbruch sowie von einer ehemaligen Sandgrube mit kalkhaltigem Boden. Alle Kollektionen waren mit *Salix* assoziiert. Weder in GenBank noch in UNITE finden sich Sequenzen dieser Art, sie scheint also selten zu sein.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Eschelbronn, TK25 6619/3, 185 m ü. NN, Wiese mit *Salix caprea*, *Alnus glutinosa*, auf kalkhaltigem Boden, 15. Okt. 2017, leg./det. D. Bandini (DB15-10-17-4). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Eschelbronn, nahe des NSG „Kallenberg“, TK25 6619/3, 190 m ü. NN, Wiese mit *Salix caprea*, *Alnus glutinosa*, 21. Okt. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-10-17-5). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Mauer, NSG „Sandgrube Grafenrain“, TK25 6618/4, 150 m ü. NN, *Salix spec.*, *Populus spec.*, 23. Okt. 2020, leg./det. D. Bandini (DB23-10-20-1). – Ibidem, in einiger Entfernung, TK25 6618/4, 135 m ü. NN, *Salix spec.*, 23. Okt. 2020, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB23-10-20-3).

Wesentliche Charakteristika: ● bis große Fruchtkörper; ● Hut gelb bis gelb-ockerlich, von feinen dunkleren orange-braunen Fasern überlagert; ● nur dünne Reste einer graulichen Velipellis im Hutzentrum; ● Sporengroße im Durchschnitt 10,4 × 6,4 µm; ● im Durchschnitt recht kurze, (sub)zylindrische bis (sub)clavate Cheilozystiden (< 40 µm); ● Standort auf kalkhaltigem Boden mit *Salix*.

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

- ***Pseudosperma amoris*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, brüchigere Konsistenz, im Durchschnitt kürzere Cheilozystiden, segmentierte, nicht subkopfige Caulozystiden sowie Standort in der Regel nicht bei *Salix* – vgl. BANDINI & OERTEL (2020).
- ***Pseudosperma arenicola*** (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch gewöhnlich kleinere Fruchtkörper, reichliche Reste einer weißlichen Velipellis, ockerliche bis nussbraune Hutfarbe, größere Sporen und längere Cheilozystiden – vgl. HEIM (1931), BON & VAN HALUWYN (1982), KUYPER (1986).

- ***Pseudosperma aureocitrinum*** (Esteve-Rav.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch Hutfarbe ohne Orangeton, reichliche weißliche Velipellis, im Durchschnitt längere Cheilozystiden, kettige, nicht subkopfige Caulozystiden und Standort nicht mit *Salix* – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS (2014).
- ***Pseudosperma conviviale*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch Hutfarbe ohne Orangeton, stärker rimose oder eingewachsen faserige Hutoberfläche und größere Sporen – vgl. CERVINI et al. (2020).
- ***Pseudosperma flavellum*** (P. Karst.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch in der Regel kleinere Fruchtkörper, viel schmalere Sporen mit höherem Q-Wert, keine subkopfigen Caulozystiden und Standort auf recht feuchtem Grund – vgl. KARSTEN (1889).
- ***Pseudosperma hygrophorus*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch glattere und oft dunkler orange-bräunliche Hutoberfläche, kleinere Sporen und im Durchschnitt größere Cheilozystiden – vgl. KÜHNER (1955).
- ***Pseudosperma melleum*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch weißliche Velipellis, längere Sporen und mediterranen Standort mit *Quercus* – vgl. CERVINI et al. (2020).
- ***Pseudosperma permelliolens*** (Carteret & Reumaux) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch anfangs eichelförmige Fruchtkörper, reichliche weißliche Velipellis, im Durchschnitt längere Sporen und längere Cheilozystiden sowie Standort in der Regel nicht bei *Salix* – vgl. CARTERET & REUMAUX (2017).
- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch trübere, oft falbe Hutfarbe, stark (eingewachsen) faserige Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und Cheilozystiden sowie oft auch durch spermatischen Geruch – vgl. BULLIARD (1789).
- ***Pseudosperma squamatum*** (J.E. Lange) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, im Durchschnitt kleinere Sporen, längere Cheilozystiden und zum Apex hin oft bogig ausbauchende bis sich gabelnde Caulozystiden – vgl. LANGE (1917).
- ***Pseudosperma umbrinellum*** (Bres.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch in der Regel braune Hutfarbe, größere Sporen und breitere Cheilozystiden – vgl. BRESADOLA (1905).
- ***Pseudosperma ushae*** Bandini & G. Bandini: u.a. durch intensivere und leuchtendere Hutfarbe mit bis dunkelroter, orange-stichiger Mitte, im Durchschnitt kleinere Sporen und in der Regel längere und nicht subkopfige Caulozystiden – siehe unten.
- ***Pseudosperma xanthocephalum*** (P.D. Orton) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch leuchtendere intensiver gelbe Hutfarbe, glatte Hutoberfläche, längere Sporen und Cheilozystiden – vgl. ORTON (1960).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *P. flavellum* und *P. xanthocephalum*, deren ITS jeweils eine Übereinstimmung von 95 % aufweist.

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

***Pseudosperma spectrale* Bandini & B. Oertel, spec. nov.**

Tafel 5

Mycobank-Nummer: MB 843442

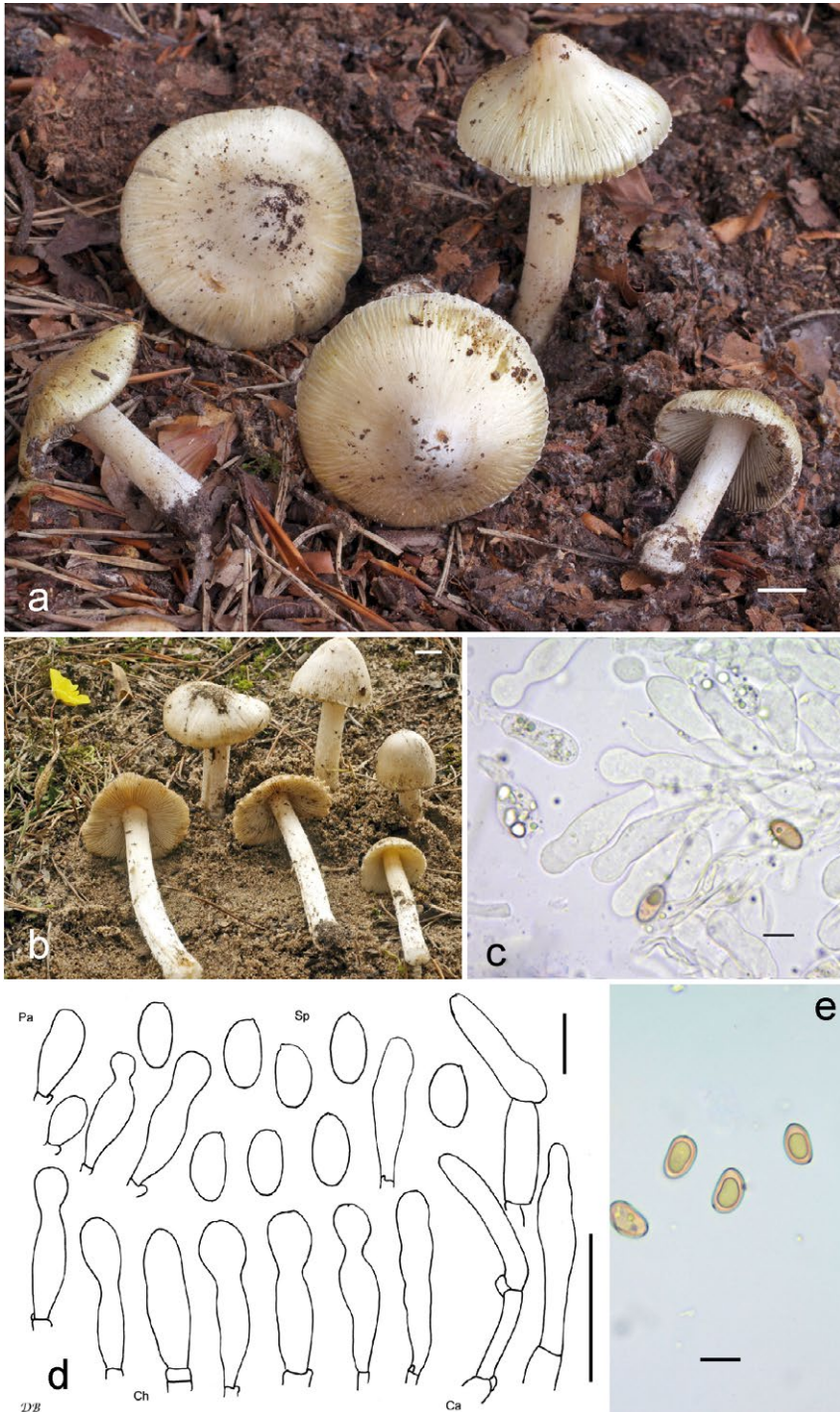
Etymologie: Lateinisch „gespenstisch“, aufgrund der weißlichen Hutfarbe.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Neumarkt i.d. Oberpfalz, Hörmannsdorf, TK25 6736/3, 560 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 23. Aug. 2014, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901669; Isotypen DB23-8-14-10, TUR-A 209623). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003429.

Diagnosis: *Pseudosperma spectrale* has as pale, whitish to straw-coloured pileus, glabrous to fibrillose pileus surface, large oblong smooth spores, measuring 10.0-15.3 μm (av. 12.1 μm) \times 6.0-8.5 μm (av. 7.0 μm), and often subcapitate cheilocystidia, measuring 37-64 μm (av. 50 μm) \times 10-18 μm (av. 13 μm). It grows on calcareous soil with conifers. This combination of characters distinguishes *P. spectrale* from, e.g., *P. arenicola* and *P. rimosum*. ITS sequence data distinguish *P. spectrale* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20-50 mm breit, anfangs (sub)konisch, später konisch-konvex, konvex oder ausgebreitet, mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Velipellis, die besonders in der Hutmitte sichtbar ist; Farbe weißlich, schmutzig weißlich, beige, cremefarben bis strohfarben in unterschiedlichen Schattierungen (Mu 10YR 8/1-8/4, 7/1-7/6, 6/2); Oberfläche anfangs fast glatt, später mehr oder weniger stark eingewachsen faserig bis faserig; junge Fruchtkörper mit Resten einer Cortina. **Lamellen** eng stehend (ca. 70-90, $l = 1-3$), angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs weißlich, später weißlich-graulich bis weißlich-gelblich oder blass strohfarben bis gelblich; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 30-80 \times 3-7 mm, robust, meist zylindrisch, zuweilen aber auch gebogen, sich manchmal zur Basis hin verdickend, anfangs gänzlich dicht weißlich überfasert, später längsgestreift oder glatt, anfangs weißlich, später blass strohfarben; nur ganz oben bereift. **Fleisch** in Hut und Stiel weißlich mit oder ohne gelbliche Nuance. **Geruch** schwach süßlich, zart nach Zitrone, zuweilen im Schnitt subspERMATISCH. **Farbe des Exsikkats** Hut



Tafel 5 – *Pseudosperma spectrale*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901669); b DB13-10-12-3; c Cheilocystiden (SMNS-STU-F-0901669); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901669); e Sporen (DB13-10-12-3).

bräunlich, graulich-bräunlich (Mu 10YR 6/3-6/4, 5/4-5/6), Lamellen mehr nussbraun, Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 10,0-12,1-15,3 µm (SD 0,8 µm) × 6,0-7,0-8,5 µm (SD 0,5 µm); Q = 1,4-1,7-2,1 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)elliptisch, zuweilen subamygdaloid, ohne ausgeprägte Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 26-38 (-40) × 8-13 µm, im Allgemeinen 4-sporig, zuweilen aber auch 2-sporig. **Cheilozystiden** 37-50-64 µm (SD 7 µm) × 10-13-18 µm (SD 2 µm); Q = 2,9-4,0-5,6 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), (sub)zylindrisch bis (sub)clavat, oft subkopfig und zuweilen mit leicht welligen Wänden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-14 µm breiten, mit gelblichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, segmentierte schmale, hyphoide Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Unsere eigenen Kollektionen stammen aus Österreich und Deutschland. In GenBank und UNITE finden sich außerdem Sequenzen von Kollektionen aus Estland (z.B. UDB015665, als „*I. rimosa*“), aus dem Libanon (u.a. MZ088105, als „*Inocybe spec.*“ mit *Abies cilicica*) und der Türkei (KY496802, als „*I. rimosa*“) sowie Sequenzen von Bodenproben aus Estland. Unsere Funde stammen alle von trockenen Standorten mit kalkhaltigem Boden, wie etwa Binnendünen, und in allen Fällen waren Kiefern - teilweise alleinige – Begleitbäume.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Sandhausen, NSG „Düne Pferdtrieb“, TK25 6617/4, 100 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, *Helianthemum*, 13. Okt. 2012, leg. D. Bandini, B. Oertel & W. Winterhoff; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-10-12-3). – Ibidem, in einiger Entfernung, 100 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, *Helianthemum*, 13. Okt. 2012, leg. D. Bandini, B. Oertel & W. Winterhoff; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-10-12-13). – Ibidem, in einiger Entfernung, 100 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, *Helianthemum*, 13. Okt. 2012, leg. D. Bandini, B. Oertel & W. Winterhoff; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-10-12-14). – Ibidem, in einiger Entfernung, 100 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, *Helianthemum*, 13. Okt. 2012, leg. D. Bandini & B. Oertel; det. D. Bandini (DB13-10-12-19). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Sandhausen, TK25 6617/4, 113 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, *Helianthemum*, 21. Okt. 2012, leg. D. Bandini & B. Oertel; det. D. Bandini (DB21-10-12-21). – Bayern, Kelheim, Abensberg-Offenstetten, TK25 7137/3, ca. 380 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 12. Okt. 2017, leg. D. Bandini, B. Oertel & J. Christan; det. D. Bandini & B. Oertel (DB12-10-17-2). – Hessen, Bergstrasse, Viernheim, Viernheimer Heide, Nähe Glockenbuckel, TK25 6417/3, *Pinus sylvestris*, 29. Okt. 2015, leg. P. Schäfer; det. D. Bandini & B. Oertel (DB29-10-15-Schäfer).

Österreich, Tirol, Imst, Nähe Fernpass, ÖK25V 2221-West, ca. 950 m ü. NN, *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, *Juniperus spec.*, 14. Sep. 2019, leg./det. D. Bandini (DB14-9-19-2).

Wesentliche Charakteristika: • blasser, weißlicher bis strohfarbener Hut; • glatte bis faserige Hutoberfläche; • weißliche Velipellis; • große längliche Sporen, im Durchschnitt $12,1 \times 7,0 \mu\text{m}$; • oft subkopfige Cheilozystiden; • segmentierte schmale hyphoide Caulozystiden; • Standort auf kalkhaltigem Boden, oft auf Binnendünen, mit *Pinus*.

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

- ***Pseudosperma arenicola*** (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch dunklere Hutfarbe, im Durchschnitt längere Sporen und nicht oft subkopfige sowie im Durchschnitt längere Cheilozystiden – vgl. HEIM (1931), BON & VAN HALUWYN (1982), KUYPER (1986).
- ***Pseudosperma bulbosissimum*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch knollige Stielbasis, kürzere und nicht subkopfige Cheilozystiden sowie alpinen Standort – vgl. KÜHNER (1988), BON (1992).
- ***Pseudosperma himalayense*** (Razaq, Khalid & Kobayashi) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch blass gelbliche bis kamelbraune Hutfarbe, nicht subkopfige Cheilozystiden sowie Standort in Berglage – vgl. LIU et al. (2018).
- ***Pseudosperma mimicum*** (Massée) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch oft größere und kompaktere Fruchtkörper, dunklere Hutfarbe, im Durchschnitt kürzere und nicht oft subkopfige Cheilozystiden und im Durchschnitt schmalere Sporen – vgl. MASSEE (1904).
- ***Pseudosperma obsoletum*** (Quadr.) Valade: u.a. durch gewöhnlich kleinere und weniger stämmige Fruchtkörper, viel kleinere Sporen von anderer, d.h. rundlicherer Form und nicht oft subkopfige Cheilozystiden – vgl. ROMAGNESI (1958), QUADRACCIA & LUNGHINI (1990).
- ***Pseudosperma orbatum*** (Malençon) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch kleinere Sporen, kürzere und nicht oft subkopfige Cheilozystiden und mediterranen Standort – vgl. MALENÇON & BERTAULT (1970).
- ***Pseudosperma perlatum*** (Cooke) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch mit dem Alter zur Basis hin bräunende Stiele, kleinere Sporen und im Durchschnitt kürzere, oft segmentierte Cheilozystiden – vgl. COOKE (1886), SACCARDO (1887).
- ***Pseudosperma pseudoorbatum*** (Esteve-Rav. & García Blanco) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch eine dichte Auflage von Velipellis auf Hüten junger Fruchtkörper, glattere Hutoberfläche, längere Sporen und nicht oft subkopfige Cheilozystiden – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS et al. (2003).
- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch nie weißliche, trübere, oft falbe Hutfarbe, im Durchschnitt kürzere Sporen und kürzere, nicht oft subkopfige Cheilozystiden – vgl. BULLIARD (1789).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *P. himalayense* und *P. bulbosissimum*, deren ITS eine Übereinstimmung von nur 91 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Pseudosperma arenicola*, *P. bulbosissimum*, *P. himalayense*, *P. obsoletum*, *P. pseudo-orbatum*.

***Pseudosperma ushae* Bandini & G. Bandini, spec. nov.**

Tafel 6

MycoBank-Nummer: MB 843443

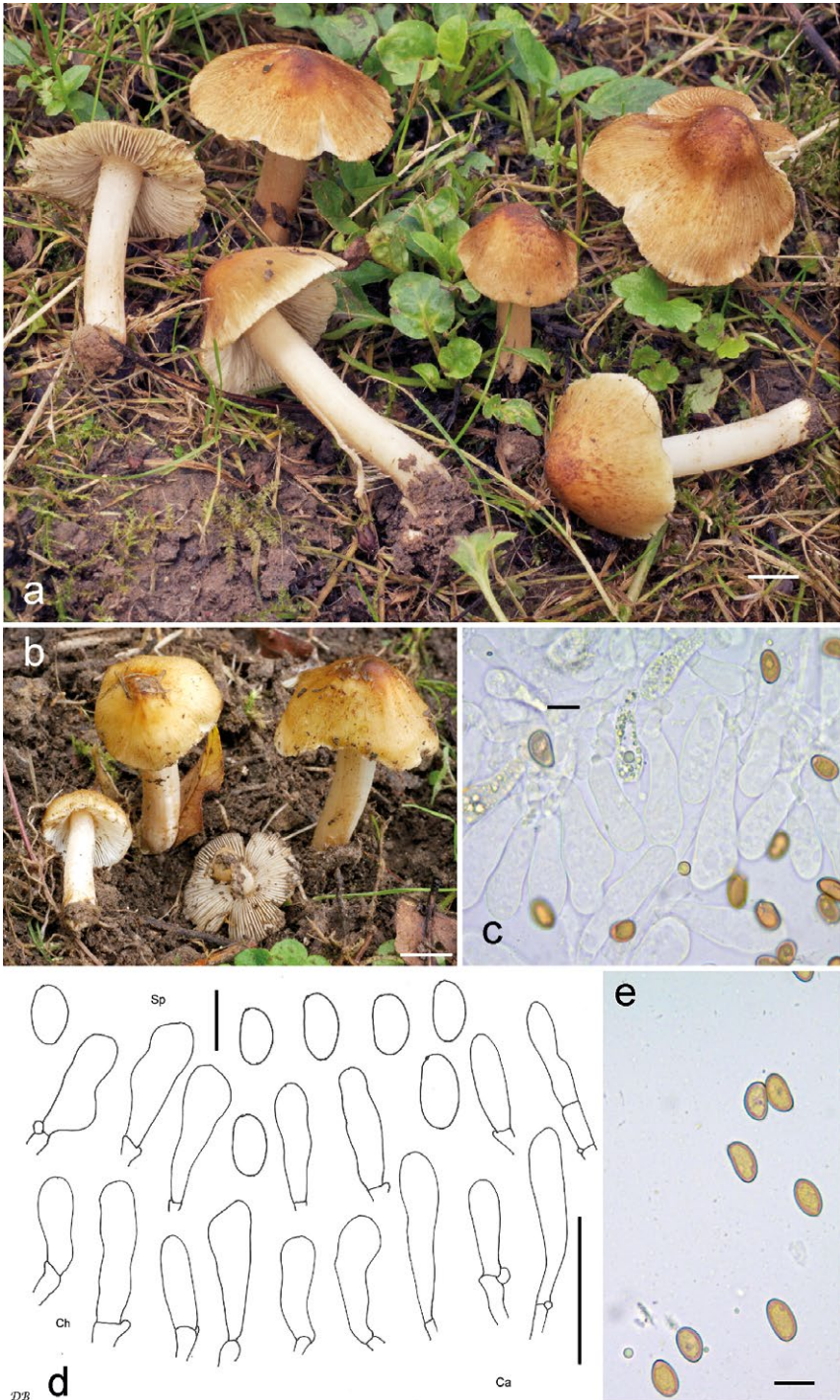
Etymologie: nach Usha, der vedischen Göttin der Morgenröte, wegen der leuchtenden Hutfarbe.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Bammental, TK25 6618/2, 125 m ü. NN, *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, *Fraxinus excelsior*, 2. Okt. 2016, leg. D. & G. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901677; Isotyp DB2-10-16-1). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003433.

Diagnosis: *Pseudosperma ushae* has a bicoloured pileus, with up to dark red, orange tinged colour at the umbo and outwards yellow-ochraceous to almost beige, smooth to minutely fibrillose or (sub)rim(ul)ose pileus surface, at first whitish lamellae, long time whitish stipe, smooth spores, measuring 8.5-10.6 µm (av. 9.6 µm) × 5.0-6.5 µm (av. 5.7 µm), and subcylindrical to (sub)clavate cheilocystidia, measuring 27-51 µm (av. 40 µm) × 8-16 µm (av. 12 µm). It grows on rather humid calcareous soil with *Salix*. This combination of characters distinguishes *P. ushae* from, e.g., *P. squamatum* and *P. hygrophorus*. ITS sequence data distinguish *P. ushae* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20-40 mm breit, anfangs (fast) glockig bis (sub)konisch, später konisch-konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit nur niedrigem breiten Buckel, Rand zunächst nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; in der Regel auch junge Fruchtkörper ohne Reste einer Velipellis; Farbe leuchtend und intensiv orange rötlich bis dunkelrot mit orangefarbenem Stich im Zentrum (Mu 2.5YR 5/6-5/8, 4/4-4/6; 5YR 5/4-5/8, 4/4-4/6) um den Buckel mit radial verteilten kleinen orange-rötlichen Flecken und zum Rand hin gelb-ockerlich, gelblich oder bis beinahe beige (Mu 10YR 7/6-7/8, 6/6-6/8; 7.5YR 5/6-5/8; 5YR 5/6-5/8); Oberfläche anfangs glatt, später weiterhin glatt im Zentrum oder dort oft leicht kleinflächig schollig aufbrechend, und zum Rand hin feinfaserig bis (sub)rim(ul)os, Hutrand oft ungleichmäßig; junge Fruchtkörper mit Resten einer Cortina. **Lamellen** eng stehend (ca. 60-80, l = 1-3), fast frei bis angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs weißlich, später weißlich-graulich bis graulich mit gelblicher Note oder olivlich-gelblich; Schneide gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 30-60 × 2-5 mm, kompakt, oft sehr gerade, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später mit feinen, etwas flockigen Fasern, anfangs weißlich, später gelegentlich blass holzfarben,



Tafel 6 – *Pseudosperma ushae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901677); b DB31-7-17-1; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901677); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901677); e Sporen (SMNS-STU-F-0901677).

an der Basis mit zunehmendem Alter zuweilen leicht bräunlich; nur ganz oben grob bereift. **Fleisch** brüchig, weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** unauffällig, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut braun bis graulich braun (Mu 7/5YR 5/8, 4/4-4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,5-9,6-10,6 μm (SD 0,4 μm) \times 5,0-5,7-6,5 μm (SD 0,3 μm); Q = 1,4-1,7-1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)zylindrisch, (sub)elliptisch, zuweilen subamygdaloid, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus.

Basidien 23-31 \times 7-9 (-10) μm , im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,7 μm . **Cheilozystiden** 21-40-51 μm (SD 5 μm) \times 8-12-16 μm (SD 2 μm); Q = 2,4-3,5-4,9 (SD 0,5) (n = 45 von 3 Koll.), subzylindrisch bis (sub-)clavat, manchmal auch deformiert, dünnwandig. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-8 μm breiten, mit braunem parietalem, klar abgesetztem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, subzylindrische, (sub)clavate, subovoide dünnwandige Elemente. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Kollektionen aus Deutschland sowie von der Sequenz einer Kollektion aus Frankreich in GenBank (FJ904130, als „*Inocybe xanthocephala*“, mit *Salix*) und Sequenzen einiger Bodenproben aus Estland in UNITE. Die Art fruktifiziert auf recht feuchtem kalkhaltigem Grund mit *Salix*.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK25 6618/2, 130 m ü. NN, *Salix spec.*, *Alnus glutinosa*, *Populus spec.*, 2. Okt. 2016, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB2-10-16-2). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Bammental, TK25 6618/2, 123 m ü. NN, *Salix spec.*, *Populus spec.*, 31. Jul. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB31-7-17-1). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Mauer, TK25 6618/4, 135 m ü. NN, *Salix spec.*, 6. Nov. 2020, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901684; Dupl. DB6-11-20-1). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Neckargemünd, TK25 6618/2, 200 m ü. NN, *Salix spec.*, *Populus spec.*, *Alnus glutinosa*, 4. Jul. 2021, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB4-7-21-8).

Wesentliche Charakteristika: ● Hut meist deutlich zweifarbig mit bis dunkelroter, orange-stichiger Mitte und nach außen zu gelb-ocker bis beinahe beige; ● selbst junge Fruchtkörper in der Regel ohne Velipellis; ● Hutoberfläche glatt bis feinfaserig oder (sub)rim(ul)os zum Rand hin, Hutmitte oft kleinschollig aufreißend; ● Lamellen weißlich bis olivlich-gelblich; ● Stiel lange weißlich; ● Sporengröße im Durchschnitt 9,6 \times 5,7 μm ; ● Standort auf recht feuchtem kalkhaltigem Boden mit *Salix*.

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

- ***Pseudosperma amoris*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weniger leuchtende und blässere Hutfarbe, nicht bis dunkelrote, orangestichige Hutmitte, nicht eng stehende Lamellen, im Durchschnitt größere Sporen und Standort im Allgemeinen auf trockenerem Grund und nicht mit *Salix* – vgl. BANDINI & OERTEL (2020).
- ***Pseudosperma arenicola*** (R. Heim) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, weniger leuchtende, ockerliche bis nussbraune Hutfarbe, größere Sporen und längere Cheilozystiden – vgl. HEIM (1931), BON & VAN HALUWYN (1982), KUYPER (1986).
- ***Pseudosperma aureocitrinum*** (Esteve-Rav.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch hellere Hutmitte, reichliche weißliche Velipellis, größere Sporen und Standort nicht mit *Salix* – vgl. ESTEVE-RAVENTÓS (2014).
- ***Pseudosperma conviviale*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch hellere Hutmitte, stärker rimose oder eingewachsen faserige Hutoberfläche, größere Sporen und Standort nicht mit *Salix* – vgl. CERVINI et al. (2020).
- ***Pseudosperma fascinosum*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weniger intensive Hutfarbe, hellere Hutmitte, im Durchschnitt größere Sporen und in der Regel kürzere und zuweilen subkopfige Caulozystiden – siehe oben.
- ***Pseudosperma flavellum*** (P. Karst) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch in der Regel nicht zweifarbigen Hut, weniger leuchtende Hutfarbe ohne rötliche bis rote Töne und im Durchschnitt längere und viel schmalere Sporen, d.h. mit einem höheren Q-Wert – vgl. KARSTEN (1889).
- ***Pseudosperma hygrophorus*** (Kühner) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch glattere Hutoberfläche, nicht bis dunkelrote, orange-stichige Hutmitte und im Durchschnitt längere, aber schmalere Sporen – vgl. KÜHNER (1955).
- ***Pseudosperma melleum*** Cervini, Bizio & P. Alvarado: u.a. durch weißliche Velipellis, nicht bis dunkelrote, orange-stichige Hutmitte, größere Sporen und mediterranen Standort mit *Quercus* – vgl. CERVINI et al. (2020).
- ***Pseudosperma rimosum*** (Bull.) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch trübere, oft falbe Hutfarbe, stark (eingewachsen) faserige Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und trockeneren Standort nicht mit *Salix* – vgl. BULLIARD (1789).
- ***Pseudosperma squamatum*** (J.E. Lange) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch weißliche Velipellis, weniger leuchtende Hutfarbe, in der Regel nicht dunkelrote Hutmitte, im Durchschnitt etwas größere Sporen und Standort nicht notwendigerweise mit *Salix* – vgl. LANGE (1917).
- ***Pseudosperma xanthocephalum*** (P.D. Orton) Matheny & Esteve-Rav.: u.a. durch glattere Hutoberfläche, nicht bis dunkelrote, orange-stichige Hutmitte, längere Sporen und Cheilozystiden – vgl. ORTON (1960).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *P. squamatum* mit 95 % und *P. fascinosum* mit 94 % Übereinstimmung in der ITS.

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

***Inocybe agroterae* Bandini & B. Oertel, spec. nov.**

Tafel 7

Mycobank-Nummer: MB 843444

Etymologie: nach *Agrotera*, Beiname der Artemis, mit einem Bogen bewaffnete griechische Göttin der Jagd und des Waldes, da der Holotyp in einem Wald mit alten Eiben gefunden wurde, aus deren Holz früher Bogen hergestellt wurden.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Weilheim-Schongau, Wessobrunn, NSG Paterzeller Eibenwald, TK25 8132/1, ca. 700 m ü. NN, relativ feuchter Wegrand mit *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, *Alnus spec.*, 12. Sep. 2016, leg. D. Bandini & B. Oertel (Holotype STU SMNS-STU-F-0901680; Isotyp DB12-9-16-9). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003436.

Diagnosis: Lamellae and stipe of *I. agroterae* are reddening when bruised, the pileus surface is getting minutely subsquamulose with age, the stipe is entirely pruinose but only sparsely so in the lower half, the spores are smooth, measuring 7.1-10.8 µm (av. 8.6 µm) × 4.5-6.4 µm (av. 5.4 µm), and the hymenial cystidia are rather long, pleurocystidia measuring 51-92 µm (av. 70 µm) × 10-22 µm (av. 17 µm) and the caulocystidia are often subcylindrical. This combination of characters distinguishes *I. agroterae* from, e.g., *I. rivierana* and *I. catalaunica*. ITS sequence data distinguish *I. agroterae* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 10-20 mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex, bald ausgebreitet, oft ein wenig wellig, junge Fruchtkörper mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zuerst nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; keine Reste einer Velipellis beobachtet; Farbe im Allgemeinen einheitlich warm ockerlich mit einem leichten Hauch von Orange, bis fuchsig bräunlich (Mu 5YR 5/4-5/8, 7/6-7/8; 7.5YR 7/6-7/8); Oberfläche anfangs glatt bis feinfilzig, bald ganz fein aufschuppend mit radial verteilten winzigen Schüppchen; keine Cortina beobachtet. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 30-40, l = 1-3), angeheftet bis angewachsen, ungleichmäßig, bauchig, anfangs beigefarben, bald graulich-ockerlich bis ockerlich-bräunlich oder rötlich-bräunlich; Schneide gezäh-nelt, weißlich bis concolor. **Stiel** 15-30 × 2-4 mm, zylindrisch oder gebogen oder sich manchmal zur Basis hin verdickend, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später



Tafel 7 – *Inocybe agroterae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901680); b DB22-8-14-21; c Pleurozystide (DB22-8-14-21); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901680); e Sporen (DB22-8-14-21).

längsstreifig und glatt, wenn alt blass bräunlich oder fleischfarben; auf ganzer Länge bereift, aber spärlich in der unteren Hälfte. **Fleisch** weißlich oder beigefarben in Hut und Stiel, aber bei Beschädigung mehr oder weniger intensiv rötend. **Geruch** sub-spermatistisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkel graulich braun mit rötlichem Hauch (Mu 10YR 4/4-4/6, 3/4-3/6; 7/5YR 4/6), Lamellen und Stiel con-color oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,1-8,6-10,8 µm (SD 0,7 µm) × 4,5-5,4-6,4 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,4-1,6-2,0 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, manchmal mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex subobtus bis (sub)akut, gelegentlich ausgezogen und mit schwachem Pseudoporus. **Basidien** 26-31 × 7-10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 51-70-92 µm (SD 10 µm) × 10-17-22 µm (SD 3 µm); Q = 3,3-4,3-6,6 (SD 0,8) (n = 30 von 2 Koll.), subfusiform oder (sub)utriform, selten auch subzylindrisch, manchmal mit langem und gelegentlich welligem Hals, oft am Apex leicht verengt, oder Wände nahe am Apex abrupt verdickt, mit kurzem Fuß, Apex mit Kristallen, Wände bis zu 2,5 (-4,0) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten bis subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3-10 µm breiten, 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, 35-85 × 10-15 (-20) µm, oft subzylindrisch mit leicht welligen Wänden, auch sublageniform oder subfusiform, am Apex in der Regel weit, mit kurzem Fuß oder mit trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 µm (2,0 µm) dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen (sub)clavaten bis subglobosen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Funden aus Deutschland sowie von einigen Sequenzen von Bodenproben aus Estland. Es dürfte sich also um eine seltene Art handeln.

Weitere untersuchte Kollektion:

Deutschland, Bayern, Berchtesgadener Land, Ramsau, Hintersee, TK25 8343/3, 795 m ü. NN, recht feuchter Grund am Ufer eines Baches, mit *Picea abies*, *Salix spec.*, 22. Aug. 2014, leg. D. Bandini (DB22-8-14-21; ITS GenBank Akz. Nr. MH366577.2).

Wesentliche Charakteristika: ● recht kleine Fruchtkörper; ● Lamellen und Stiel rötend bei Beschädigung; ● Hutoberfläche mit dem Alter fein aufschuppend; ● Stiel ganz bereift, aber nur spärlich in der unteren Hälfte, weshalb er auf den ersten Blick nur oben bereift erscheint; ● Sporengöße im Durchschnitt 8,6 × 5,4 µm; ● im Durchschnitt recht lange Pleurozystiden (70 µm); ● Standort auf kalkhaltigem, recht feuchten Boden.

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

- ***Inocybe catalaunica*** Singer: u.a. durch nicht rötendes Fleisch bei Verletzung, oft (sub)zylindrische oder zigarrenförmige Hymenialzystiden und im Durchschnitt längere, aber schmalere Sporen – vgl. SINGER (1947)
- ***Inocybe freyae*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch dunklere Hutfarbe, wolligere Hutoberfläche, nicht rötendes Fleisch bei Verletzung, im Durchschnitt kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – siehe unten.
- ***Inocybe furfurea*** Kühner: u.a. durch glattere Hutoberfläche, oft mehr oder weniger intensive rötliche Note in der Hutfarbe, kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe glabrescens*** Velen.: u.a. durch reichliche grauliche Velipellis, nicht fein aufschuppende Hutoberfläche, nicht rötendes Fleisch bei Verletzung und kürzere Hymenialzystiden – vgl. VELENOVSKÝ (1920-22), KUYPER (1985, 1986), STANGL (1989), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe metrodii*** Stangl & J. Veselský: u.a. durch grauliche Velipellis, dunklere Hutfarbe, nicht rötendes Fleisch bei Verletzung und kürzere Hymenialzystiden – vgl. STANGL & VESELSKÝ (1979b), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe perchtana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weißliche Velipellis, meist rötlich braune oder rotbraune Hutfarbe, glattere Hutoberfläche und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2020a).
- ***Inocybe rivierana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch rötlich braune bis rotbraune Hutfarbe, nicht rötendes Fleisch bei Verletzung, größere Sporen und schmale (sub) zylindrische Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe suecica*** Vauras & E. Larss.: u.a. durch glattere Hutoberfläche, nicht rötendes Fleisch bei Verletzung, im Durchschnitt schmalere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. VAURAS & LARSSON (2016).
- ***Inocybe tjallingiorum*** Kuyper: u.a. durch reichliche weißlich-grauliche Velipellis, dunklere Hutfarbe, glattere Hutoberfläche, nicht rötendes Fleisch bei Verletzung, und kürzere, meist halslose Hymenialzystiden – vgl. KUYPER (1986), STANGL (1989), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe vaccina*** Kühner: u.a. durch intensivere, leuchtende Hutfarbe, nicht rötendes Fleisch bei Verletzung, mit dem Alter teilweise bräunenden Stiel und kleinere Sporen – vgl. KÜHNER (1955).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. rivierana* mit 93 % und *I. catalaunica* mit 92 % Übereinstimmung in der ITS.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe catalaunica*, *I. furfurea*, *I. glabrescens*, *I. metrodii*, *I. perchtana*, *I. rivierana*, *I. suecica*, *I. tjallingiorum*, *I. vaccina*.

Kommentar: Zwei bekannte weitere Arten, deren Fleisch rötet, sind *I. fraudans* (Britzelm.) Sacc. und *I. godeyi* Gillet. Beide Arten haben aber meist einen helleren Hut als *I. agroterae*, *I. fraudans* unterscheidet sich zu dem von *I. agroterae* durch intensiven süßlichen Geruch und *I. godeyi* durch weit größere Sporen (KUYPER 1986, STANGL 1989).

***Inocybe aphroditeana* Bandini & G. Bandini, spec. nov.**

Tafel 8

MycoBank-Nummer: MB 843445

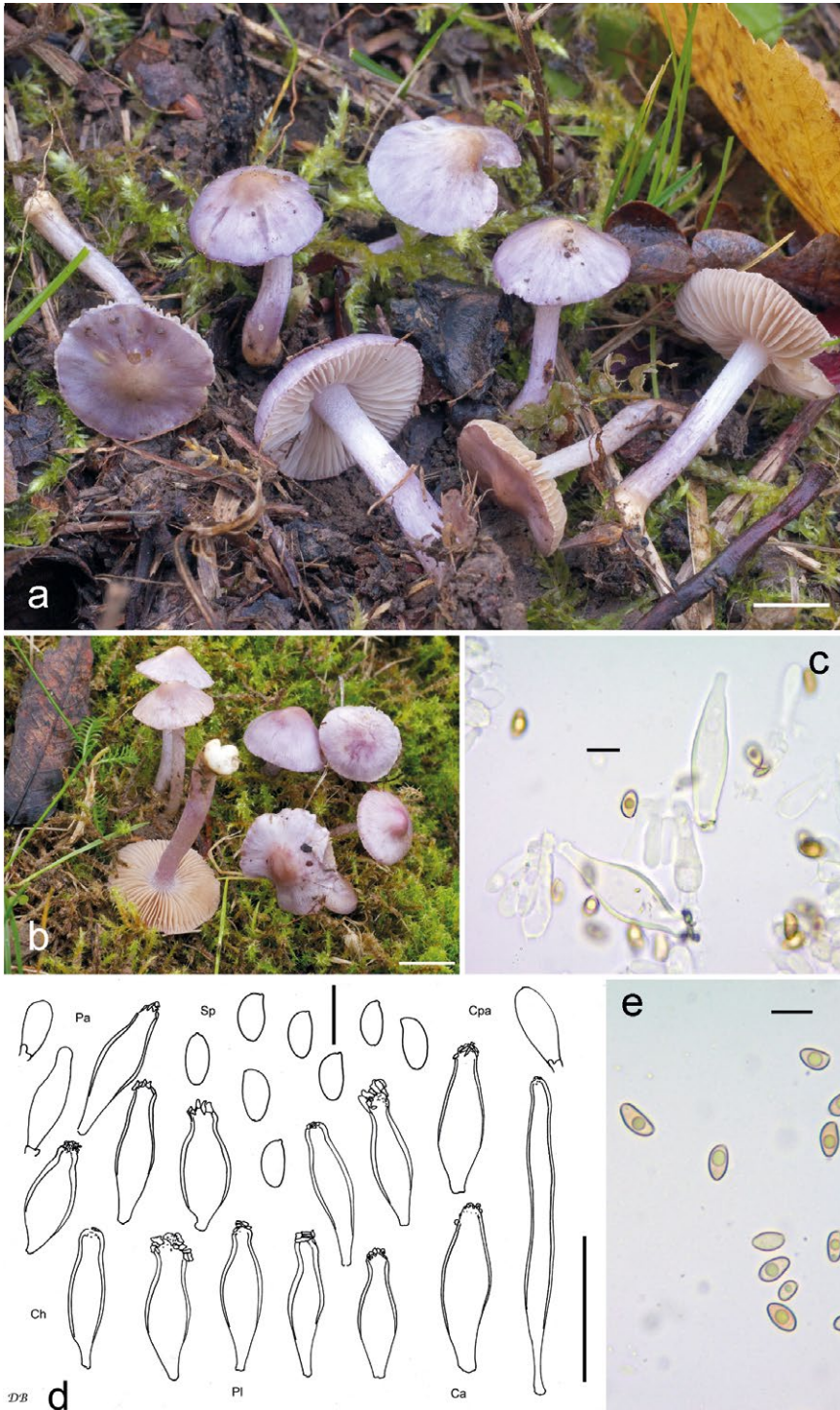
Etymologie: nach der griechischen Göttin Aphrodite, der eine enge Beziehung zu Veilchen nachgesagt wird – aufgrund des veilchenfarbigen Hutes.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Würzburg, Waldfriedhof, TK25 3225/2, ca. 315 m ü. NN, *Salix caprea*, *Quercus petraea*, *Pinus sylvestris*, *Betula pendula*, 31. Okt. 2019, leg. D. Bandini & B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901678; Isotypen DB31-10-19-6, TUR-A 209621). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003432.

Diagnosis: *Inocybe aphroditeana* has an intensely violet-lilac often reddish tinged pileus colour, smooth to subrimulose pileus surface without velipellis, on av. rather small smooth spores, measuring 6.9-8.9 μm (av. 8.0 μm) \times 3.9-4.9 μm (av. 4.4 μm), on av. rather small ventricose hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 38-52 μm (av. 44 μm) \times 9-19 μm (av. 14 μm) and mostly (sub)utriform and subcapitate caulocystidia mixed with long and very narrow ones. This combination of characters distinguishes *I. aphroditeana* from other species with violet-lilac pileus colour, such as *I. syringae* or *I. tyrii*. ITS sequence data distinguish *I. aphroditeana* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20-40 mm breit, anfangs eichelförmig, später (sub)konisch, dann ausgebreitet, in sehr jungem Zustand ohne, dann mit mehr oder weniger ausgeprägtem (sub)akutem bis breitem Buckel, Rand eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum schwach vertieft; keine Reste einer Velipellis beobachtet; Farbe intensiv violett-lila oft mit rötlicher Note (Mu 7.5P 6/6-6/10, 5/6-5/10; 5P 6/6-6/8, 5/6-5/10, 4/6-4/10), manchmal etwas dunkler bis beinahe schwärzlich violett oder bräunlich bis (blass) ockerbräunlich in der Hutmitte, ältere Fruchtkörper oft etwas blasser zum Rand hin und mit weißlichem Hintergrund; Oberfläche anfangs glatt, später entweder weiterhin glatt oder subrimulos zum Rand hin; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 35-55, l = 1-3), angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich, später blass kaffeebräunlich oder blass graulich-bräunlich; Schneide ungleichmäßig, stark gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 35-50 \times 2-4 mm, zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasernd, später



Tafel 8 – *Inocybe aphroditeana*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901678); b DB8-11-19-6; c Cheilozys-tiden (DB5-9-15-2); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901678); e Sporen (DB5-9-15-2).

längsstreifig oder glatt, anfangs intensiv violett-lila, später etwas blasser; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich bis wässrig weißlich im Hut, weißlich bis blass violett im Stiel, besonders in der Stielrinde. **Geruch** subspermatisch. **Farbe des Exsikats** Hut braun mit mehr oder weniger intensivem violett-rötlichem Stich (Mu 5YR 5/4-5/8, 4/4-4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 6,9-8,0-8,9 µm (SD 0,4 µm) × 3,9-4,4-4,9 µm (SD 0,2 µm); Q = 1,6-1,8- 2,1 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, auch (sub)elliptisch, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus, auch subobtus.

Basidien 21-32 × 7-9 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 38-44-52 µm (SD 4 µm) × 9-14-19 µm (SD 2 µm); Q = 2,2-3,2-4,6 (SD 0,5) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)utriform, auch subfusiform, ohne oder mit nur kurzem Hals, oft subkopfig, am Apex meist weit, in der Regel mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit kleinen Kristallen, Wände bis zu 1,5 (-2,0) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten oder (sub)zylindrischen, manchmal auch deformierten dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-8 (-10) µm breiten, nicht mit parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** 40-50 × 7-12 µm, meist (sub)fusiform, zuweilen auch (sub)utriform, manchmal (sub)zylindrisch, zuweilen subkopfig, immer vermischt mit langen und schmalen Zystiden, ohne oder mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit kleinen Kristallen, Wände bis zu 1,0 µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit länglichen subclavaten Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Unsere eigenen Funde stammen aus Deutschland, den Niederlanden und Österreich – alle von Gelände mit kurzem Rasen auf kalkhaltigem Boden. In drei Fällen waren nur Laubbäume in der Nähe. Außerdem finden sich in GenBank und UNITE Sequenzen von Fruchtkörpern aus Frankreich (KX449458, als „*I. lilacina*“), Kanada (KX897427), Schweden (AM882876, als „*I. lilacina*“) und den USA (z.B. MZ318288) sowie von EcM aus Belgien (KY654910, als „*I. geophylla*“) und Estland (UDB026060, bei *Betula pendula*).

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, Panoramastr., Kinderspielplatz, TK25 6618/2, 163 m ü. NN, *Betula pendula*, 5. Okt. 2013, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB15-10-13-1). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK 6618/2, 180 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 18. Okt. 2013, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB18-10-13-8). – Rheinland-Pfalz, Bad-Kreuznach, Hochstetten-Dhaun, TK25 6111/3, 355 m ü. NN, *Quercus robur*, 8. Nov. 2019, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB8-11-19-6).

Niederlande, Gelderland, Duiven, Zevenaar, Raststätte Oudbroeken, 28 m ü. NN, *Populus spec.*, 5. Sep. 2015, leg. X. Hielscher, D. & G. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB5-9-15-2).

Österreich: Tirol, Imst, ÖK25V 2221-Ost, 820 m ü. NN, Wegrand mit *Pinus sylvestris*, *Corylus avellana*, *Alnus sp.*, 19. Sep. 2021, leg./det. D. Bandini (DB19-9-21-20).

Wesentliche Charakteristika: ● Hutfarbe intensiv violett-lila oft mit rötlicher Note; ● Hutoberfläche glatt bis höchstens fein subrimulos zum Rand hin; ● keine Velipellis vorhanden; ● Sporen recht kurz und schmal, Sporengröße im Durchschnitt $8,0 \times 4,4 \mu\text{m}$; ● Pleurozystiden recht kurz, im Durchschnitt $44 \times 14 \mu\text{m}$ und oft subkopfig; ● Caulozystiden, meist recht kurz (sub)utriform und oft subkopfig, vermischt mit langen und schmalen Zystiden; ● Standort auf kalkhaltigem Boden, vermutlich mit Laubbäumen assoziiert.

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

- ***Inocybe ionolepis*** Cullington & E. Larss.: u.a. durch weniger intensive Hutfarbe zumindest mit zunehmendem Alter, im Durchschnitt größere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. CROUS et al. (2020).
- ***Inocybe lilacina*** (Peck) Kauffman: u.a. durch dunkelviolette Fasern auf weißlichem Untergrund zum Rand hin, größere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. PECK (1874, als „*Agaricus geophyllus* var. *lilacinus*“), KAUFFMAN (1918), MATHENY & SWENIE (2018).
- ***Inocybe lilacinomaculata*** E. Ludw. & I.L. Franzén: u.a. durch blässere Hutfarbe, größere Sporen und längere Hymenialzystiden sowie Standort mit Nadelbäumen auf mehr saurem Grund – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe pallidicremea*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch erheblich blässere Hutfarbe, größere Sporen und längere Hymenialzystiden sowie Standort mit Nadelbäumen – vgl. GRUND & STUNTZ (1977), MATHENY & SWENIE (2018).
- ***Inocybe sublilacina*** Matheny & A. Voitk: u.a. durch blässere Hutfarbe, größere Sporen und längere Hymenialzystiden sowie Standort mit Koniferen, oft mit *Pinus sylvestris* – vgl. MATHENY & SWENIE (2018).
- ***Inocybe syringae*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch intensiv lilafarbenen Hut ohne rötliche oder purpurfarbene Note, größere Sporen und im Durchschnitt längere Hymenialzystiden sowie nicht subkopfige Caulozystiden oft mit trunkater Basis – siehe unten.
- ***Inocybe tyrii*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch meist intensiver bräunliche bis braune mehr oder weniger violett-stichige bis intensiv violett-lilafarbige, mit der Zeit rissige Hutmitte, im Durchschnitt größere Sporen und längere, in der Regel nicht subkopfige Hymenialzystiden – siehe unten.

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. syringae* und *I. tyrii*, deren ITS eine Übereinstimmung von allerdings nur 92 %, bzw. 91 % (*I. tyrii*) aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe ionolepis*, *I. lilacina*, *I. lilacinomaculata*, *I. pallidicremea*, *I. sublilacina*.

Kommentar: Siehe Diskussion.

Inocybe coriacea Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov.

Tafel 9

MycoBank-Nummer: MB 843446

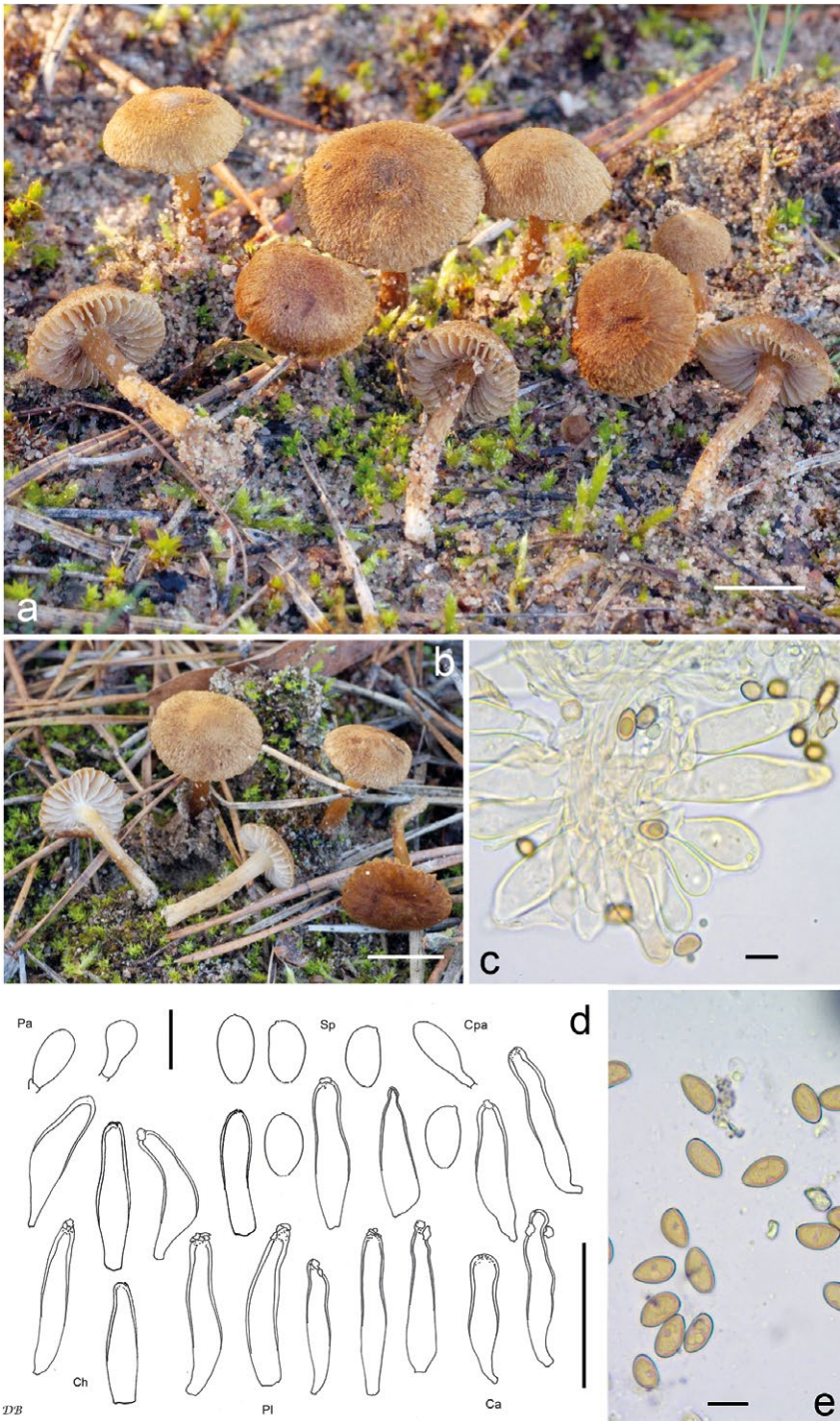
Etymologie: Lateinisch „ledrig, lederartig“, da die Hutoberfläche oft wie Wildleder aussieht.

Holotyp: Deutschland, Hessen, Bergstraße, Viernheim, Viernheimer Heide, nahe Glockenbuckel, TK25V 6417/3, 97 m ü. NN, kalkiger Sandboden (Binnendüne) mit *Pinus sylvestris*, 31. Okt. 2016, leg. D. Bandini. (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901683; Isotypen DB31-10-16-5, TUR-A 209509). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003439.

Diagnosis: *Inocybe coriacea* is a small species with ochraceous-brown to foxy brown pileus colour, lanose pileus surface, distant lamellae, smooth spores, measuring 9.1-13.0 µm (av. 10.5 µm) × 5.0-6.6 µm (av. 6.0 µm), often deformed on av. rather small hymenial cystidia often with truncate base, pleurocystidia measuring 30-59 µm (av. 45 µm) × 8-14 µm (av. 11 µm), and it grows on calcareous sandy soil with *Pinus*. This combination of characters distinguishes *I. coriacea* from, e.g., *I. filiana* or *I. distantifolia*. ITS sequence data distinguish *I. coriacea* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 5-20 mm breit, anfangs fast glockig oder subkonisch, später breit konvex oder ausgebreitet, oft mit nur flachem breitem Buckel, Rand zunächst nach unten gebogen, dann eben und wenn älter auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum leicht vertieft; junge Fruchtkörper mit dünnen und flüchtigen Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe meist stumpf hell ockerbraun, nussbraun mit oder ohne Orange-Stich, ältere Fruchtkörper auch mit rötlich-orangefarbenem Stich und dann manchmal auch gänzlich fuchsig braun (Mu 10YR 6/6-6/8, 5/6-5/8, 4/4-4/6; 7.5YR 5/6-5/8), gelegentlich in der Hutmitte intensiver gefärbt; Oberfläche bei gutem Zustand filzig in der Mitte und nach außen zu mit feinen Fäserchen stark wollig, manchmal auch plüschig und wenn alt auch beinahe oder gänzlich glatt; junge Fruchtkörper mit spärlichen Resten einer Cortina. **Lamellen** weit stehend (ca. 20-30, l = 1-3), fast frei bis angewachsen, manchmal mit herablaufendem Zahn, bauchig, anfangs weißlich, dann weißlich-graulich, später graulich bis graulich-bräunlich mit oder ohne leicht rötlichen Stich; Schneide ungleichmäßig, stark gezähnt, weißlich. **Stiel** 15-25 × 1-2 mm,



Tafel 9 – *Inocybe coriacea*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901683); b DB31-10-16-2; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901683); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901683); e Sporen (SMNS-STU-F-0901683).

zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfaserf, später längsstreifig oder glatt, anfangs blass strohfarben, später bräunlich bis rötlich-bräunlich oder mit dem Alter auch rotbraun; nur ganz oben recht spärlich bereift. **Fleisch** beige im Hut, mit bräunlicher Note im Stiel. **Geruch** unauffällig, aber subspermatisch im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut braun, graulich braun (Mu 7.5YR 4/3-4/4), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen. **Sporen** 9,1-10,5-13,0 µm (SD 0,6 µm) × 5,0-6,0-6,6 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5-1,7-2,1 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt (sub)amygdaliform, im Allgemeinen ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)akut, oft mit Hilardepression. **Basidien** 23-29 × 7-10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 30-45-59 µm (SD 8 µm) × 8-11-14 µm (SD 2 µm); Q = 2,3-4,2-6,3 (SD 1,0) (n = 45 von 3 Koll.), (sub)utriform, (sub)fusiform, auch (sub)zylindrisch, aber oft irgendwie deformiert, manchmal mit etwas welligen Wänden, ohne oder mit nur kurzem Hals, in der Regel mit nur kurzem Fuß oder mit trunktater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (-2,0) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, zylindrischen oder subglobosen, manchmal kettigen, meist dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-15 µm breiten, mit bräunlichem bis orange-bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur recht spärlich oben am Stiel, 35-60 (-63) × 7-12 µm, oft subzylindrisch mit welligen Wänden, auch (sub)utriform oder (sub)fusiform, in der Regel ohne oder mit nur kurzem Hals und mit kurzem Fuß, Apex ohne oder mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 (-1,5) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit farblosen länglichen (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Aufsammlungen aus Deutschland. Es finden sich in den Datenbanken keinerlei Sequenzen, die *I. coriacea* entsprechen. Alle Kollektionen stammen von kalkhaltigem Sandboden (Binnendünen), und bei allen war *Pinus sylvestris* der Begleitbaum.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Mannheim, TK25 6417/1, 105 m ü. NN, Ausläufer von Binnendüne mit *Pinus sylvestris*, 30. Okt. 2017, leg./det. D. Bandini (DB30-10-17-8). – Ibidem, in einiger Entfernung, 105 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 30. Okt. 2017, leg./det. D. Bandini (DB30-10-17-9). – Ibidem, in einiger Entfernung, 105 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 30. Okt. 2017, leg./det. D. Bandini (DB30-10-17-10). – Hessen, Bergstraße, Viernheim, Viernheimer Heide, TK25V 6417/3, 97 m ü. NN, Binnendüne mit *Pinus sylvestris*, 28. Okt. 2016, leg./det. D. Bandini (DB28-10-16-12). – Ibidem, in einiger Entfernung, 97 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 28. Okt. 2016,

leg./det. D. Bandini (DB28-10-16-14). – Hessen, Bergstraße, Viernheim, Viernheimer Heide, nahe Glockenbuckel, TK25V 6417/3, 100 m ü. NN, Binnendüne mit *Pinus sylvestris*, 31. Okt. 2016, leg./det. D. Bandini (DB31-10-16-2). – Hessen, Bergstrasse, Viernheim, TK25 6417/1, 95 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 30. Okt. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB30-10-17-1). – Ibidem, in einiger Entfernung, 95 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 30. Okt. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB30-10-17-7).

Wesentliche Charakteristika: • kleine Fruchtkörper; • Hutoberfläche außen meist stark wollig mit feinen Fasern; • junge Fruchtkörper mit dünner und flüchtiger weißlicher Velipellis; • mit im Durchschnitt $10,5 \times 6,0 \mu\text{m}$ recht große Sporen; • mit im Durchschnitt $45 \times 11 \mu\text{m}$ recht kurze und schmale Hymenialzystiden; • Hymenialzystiden oft mit trunktater Basis; • Standort auf kalkhaltigem Sand (Binnendünen) mit *Pinus*.

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

- ***Inocybe astraiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch größere Fruchtkörper, glattere Hutoberfläche, mit zunehmendem Alter starken Farbkontrast, kleinere Sporen und größere Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2020b).
- ***Inocybe distantifolia*** E. Ludw.: u.a. durch glattere Hutoberfläche, fehlende Velipellis, anders geformte und im Durchschnitt längere, aber schmalere Sporen und größere Hymenialzystiden in der Regel ohne trunktate Basis – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe furfurea*** Kühner: u.a. durch glattere Hutoberfläche, deutlich kleinere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe lacera*** (Fr.) P. Kumm.; u.a. durch größere Fruchtkörper, oft etwas glatteren Hut, längliche und schmalere laceroide Sporen und längere Hymenialzystiden sowie Standort zumeist auf saurem Boden – vgl. FRIES (1821), KUYPER (1986), STANGL (1989).
- ***Inocybe neorufula*** Esteve-Rav., Macau & Ferville: u.a. durch glattere Hutoberfläche, zahlreichere Lamellen, im Durchschnitt längere Sporen und größere Hymenialzystiden – ESTEVE-RAVENTÓS et al. (2013).
- ***Inocybe robiginosa*** E. Ludw.: u.a. durch glattere Hutoberfläche, kleinere Sporen und breitere Hymenialzystiden – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe rufuloides*** Bon: u.a. durch größere und stabilere Fruchtkörper, reichliche Velipellis, größere Sporen und im Durchschnitt breitere Hymenialzystiden – vgl. BON (1984), KUYPER (1986).
- ***Inocybe vulpinella*** Bruyl.: u.a. durch größere Fruchtkörper, auf ganzer Länge bereiften Stiel, viel größere Sporen mit dickeren Wänden und größere Hymenialzystiden mit dickeren Wänden – vgl. BRUYLANTS (1970), KUYPER (1986), STANGL (1989), FERRARI et al. (2014).

DNA-Sequenz: : Es ist keine Sequenz einer genetisch benachbarten publizierten Art in den Datenbanken veröffentlicht.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe astraiana*, *I. distantifolia*, *I. furfurea*, *I. neorufula*, *I. robiginosa*, *I. rufuloides*, *I. vulpinella*.

Kommentar: *Inocybe coriacea* kann von oben leicht für eine *Mallocybe* gehalten werden, da sowohl der Habitus, die Hutfarbe als auch Hutttextur für etliche *Mallocybe*-Arten typisch sind. Von unten betrachtet ist sie allerdings an den sehr weit stehenden und oft nur sehr schmal angewachsenen bauchigen Lamellen sofort von einer *Mallocybe* zu unterscheiden, da deren Lamellen in der Regel breit angewachsen und meist nicht bauchig sind. Außerdem ist die Gattung mikroskopisch an den dickwandigen, mit Kristallen besetzten Zystiden unschwer zu erkennen.

Inocybe cygnea Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov.

Tafel 10

Mycobank-Nummer: MB 843447

Etymologie: von *Cygnus*, dem Gattungsnamen des Schwans, der anfangs fast weißen Hutfarbe wegen.

Holotyp: Österreich, Tirol, Reutte, Rieden, ÖK25V 2215-West, 850 m ü. NN, *Picea abies*, *Betula* spec., *Corylus avellana*, 14. Sep. 2021, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901671; Isotyp DB14-9-21-10). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003447.

Diagnosis: *Inocybe cygnea* has an abundant whitish velipellis, an at first whitish, later up to pale ochraceous smooth to finely innately fibrillose pileus surface, smooth spores, measuring 8.0-9.8 μm (av. 8.8 μm) \times 4.8-5.6 μm (av. 5.2 μm), often (sub)fusiiform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 39-70 μm (av. 56 μm) \times 11-22 μm (av. 16 μm) and it grows on calcareous soil with conifers. This combination of characters distinguishes *I. cygnea* from *I. geophylla* and other species of the “*geophylla*-group”. ITS sequence data distinguish *I. cygnea* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20-45 mm breit, anfangs konisch, dann konisch-konvex, breit konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit recht flachem oder auch recht prominentem breitem Buckel, Rand zunächst zuweilen schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit einer dicken Schicht weißlicher Velipellis bedeckt, die später rissig oder fleckig wird oder kleinflächig aufbricht und teilweise noch in der Hutmitte sichtbar ist;



Tafel 10 – *Inocybe cygnea*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901671); b DB25-7-18-4; c Cheilozytide (DB25-7-18-4); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901671); e Sporen (DB17-8-14-25).

Farbe anfangs weiß(lich), später nach außen zu blass strohig, isabellfarben, gelblich bis blass ockerlich (Mu 10YR 8/1-8/3, 7/3-7/6); Oberfläche anfangs glatt, dann feinfilzig bis fein eingewachsen faserig zum Rand hin; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** fast entfernt stehend (ca. 30-40, l = 1-3), schmal angewachsen bis mit herablaufendem Zahn angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, weißlich mit Graustich, später graulich-ockerlich und schließlich rötlich braun mit oder ohne Graustich; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 30-55 × 2-3 mm, zylindrisch oder gebogen, manchmal an der Basis verdickt, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs weißlich, später cremefarben; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** unauffällig. **Farbe des Exsikkats** Hut weißlich, elfenbeinfarben, schmutzig weißlich bis beige (Mu 10YR 8/1-8/3, 7/3-7/4), Lamellen blass kaffeebräunlich und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,0-8,8-9,8 µm (SD 0,4 µm) × 4,8-5,2-5,6 µm (SD 0,2 µm); Q = 1,4-1,7-1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, meist (sub)elliptisch, manchmal subovoid, (sub)zylindrisch oder subamygdaloid, meist ohne Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 24-31 × 7-9 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 39-56-70 µm (SD 7 µm) × 11-16-22 µm (SD 3 µm); Q = 2,4-3,6-4,9 (SD 0,6) (n = 45 von 3 Koll.), in der Regel (sub)fusiform, manchmal (sub)utriform, meist ohne Hals, aber manchmal mit recht langem Hals, am Apex weit, mit kurzem oder längerem Fuß oder mit trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 (-2,0) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3-11 µm breiten, mit blass strohfarbenem bis ockerlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 45-70 × 10-20 µm, meist (sub)fusiform, mit kurzem Fuß oder mit breiter trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 (-1,5) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen segmentierten, oft sich gabelnden hyphoiden, dünn- oder dickwandigen Elementen (siehe Mikrozeichnung rechts oben), teilweise mit Kristallen. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Funden aus Österreich. In GenBank und UNITE finden sich keine der Art entsprechenden Sequenzen. Die Funde stammen von geschotterten Wegrändern, bzw. von Pfaden durch einen Wald mit kalkhaltigem Boden. Bei allen Aufsammlungen waren Nadelbäume in der Nähe.

Weitere untersuchte Kollektion:

Österreich, Oberösterreich, Braunau am Inn, Schalchen, Kobernausser Wald, ÖK25V 3328-Ost, 525 m ü. NN, Wegrand mit *Picea abies*, *Abies alba*, *Larix decidua*, 17. Aug. 2014, leg. D. Bandini, J. Christan & L. Quecke; det. D. Bandini (DB17-8-14-25).

– Oberösterreich, Braunau am Inn, bei Maria Schmolln, ÖK25V, 3328-Ost, ca. 600 m ü. NN, Wegrand mit *Picea abies*, *Abies alba*, 25. Jul. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (STU SMNS-STU-F-0901675; Dupl. DB25-7-18-4). – Tirol, Reutte, Rieden, ÖK25V 2215-West, 850 m ü. NN, *Picea abies*, *Betula spec.*, *Corylus avellana*, 14. Sep. 2021, leg./det. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901672; Dupl. DB14-9-21-8). Ibidem, in einiger Entfernung, *Picea abies*, *Betula spec.*, *Corylus avellana*, 14. Sep. 2021, leg./det. D. Bandini (DB14-9-21-11).

Wesentliche Charakteristika: ● Hüte anfangs mit einer dichten Schicht weißlicher Velipellis bedeckt, die auch später teilweise noch in der Hutmitte sichtbar ist; ● Hutfarbe anfangs weißlich, später nach außen hin blass strohfarben bis zu blass ockerlich; ● Hutoberfläche glatt bis fein eingewachsen faserig; ● Sporengröße im Durchschnitt $8,8 \times 5,2 \mu\text{m}$; ● Form der Hymenialzystiden häufig (sub)fusiform, oftmals mit trinkater Basis; ● Caulozystiden meist (sub)fusiform, vermischt mit gegliederten hyphoiden, oft sich gabelnden, dünn- oder dickwandigen Elementen, teilweise mit Kristallen; ● Standort auf kalkhaltigem Boden bei Koniferen.

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

- ***Inocybe bellidiana*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch gelbliche bis blass ockerliche Hutmitte, wenn älter oft leicht striegelig-zottige Hutoberfläche zum Rand hin, Sporen oft mit ausbuchtender dorsaler Seite, oft am Apex abgerundete Hymenialzystiden, und Standort mit Laubbäumen – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe elysii*** Bandini & B. Oertel: u.a. auch anfangs nicht weißliche, sondern zart gelbliche bis golden-ockerliche Hutfarbe, kürzere Sporen, oft (sub)kopfige Hymenial- und Caulozystiden, fehlende segmentierte dünn- oder dickwandige, sich gabelnde Elemente bei den Caulozystiden und Standort auf eher saurem Boden – siehe unten.
- ***Inocybe geophylla*** (Bull.) P. Kumm.: u.a. durch weniger reichliche Velipellis, kleinere Sporen und fehlende segmentierte dünn- oder dickwandige, sich gabelnde Elemente bei den Caulozystiden – vgl. BULLIARD (1788-92), KUMMER (1871), KUYPER (1986, als „*I. xantholeuca*“), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe huijzmanii*** Kuyper: u.a. durch im Allgemeinen kleinere Fruchtkörper, gelbliche, blass orangefarbene bis blass grünliche Hutmitte, im Durchschnitt längere Sporen und Standort bei Laubbäumen – vgl. KUYPER (1986), STANGL (1989), LUDWIG (2017), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe miranda*** Carteret & Reumaux: u.a. durch im Durchschnitt schmalere Sporen und kürzere Hymenialzystiden sowie Standort bei Laubbäumen – vgl. CARTERET & REUMAUX (2013), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe nebularis*** E. Ludw.: u.a. durch trüb ockerliche bis blass bräunliche Hutfarbe, Stiel mit rötlichem Stich nahe dem Apex, kleinere Sporen und Standort bei Laubbäumen – vgl. LUDWIG (2017).

- ***Inocybe nivea*** E. Larss.: u.a. durch unauffällige Velipellis, größere Sporen, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden und fehlende segmentierte dünn- oder dickwandige, sich gabelnde Elemente bei den Caulozystiden – vgl. CROUS et al. (2021).
- ***Inocybe olivaceoviridis*** E. Ludw.: u.a. durch oft kompaktere Fruchtkörper, oft zweifarbigen Hut, ältere Fruchtkörper oft mit in der Mitte kleinschollig aufgerissener Hutoberfläche, im Durchschnitt kleinere Sporen und fehlende segmentierte dünn- oder dickwandige, sich gabelnde Elemente bei den Caulozystiden – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe oloris*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch längere Sporen, längere Caulozystiden, fehlende segmentierte dünn- oder dickwandige, sich gabelnde Elemente bei den Caulozystiden sowie subalpinen bis alpinen Standort – siehe unten.
- ***Inocybe orionis*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch schlierig orangefarbene, orange-bräunliche oder graulich-bräunliche Hutmitte, kleinere Sporen, kürzere Hymenialzystiden und Standort bei Laubbäumen – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe posterula*** (Britzelm) Sacc.: u.a. durch anfangs meist helmförmigen Hut, weniger Velipellis, bis höchstens feinfilzige Hutoberfläche zum Rand hin und fehlende segmentierte dünn- oder dickwandige, sich gabelnde Elemente bei den Caulozystiden – vgl. BRITZELMAYR (1883), SACCARDO (1887), KUYPER (1986), STANGL (1985, 1989).
- ***Inocybe sambucella*** G.F. Atk.: u.a. durch kleinere Basidiomata, oft fast seidig glänzende Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere Sporen und etwas größere Hymenialzystiden sowie Standort auf eher saurem Boden – vgl. ATKINSON (1918).

DNA-Sequenz: Uns ist keine sequenzierte Art bekannt, die mit *I. cygnea* auch nur entfernt genetisch verwandt ist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe bellidiana*, *I. geophylla*, *I. huijsmanii*, *I. miranda*, *I. nebularis*, *I. nivea*, *I. olivaceoviridis*, *I. orionis*, *I. posterula*.

Kommentar: Makroskopisch ist *I. cygnea* kaum von *I. geophylla* unterscheidbar, da die Ausprägung der Velipellis jeweils dem Alter der Fruchtkörper und der Witterung unterworfen ist. Ein gutes Unterscheidungsmerkmal sind die für *I. cygnea* typischen, bei *I. geophylla* hingegen fehlenden, segmentierten dünn- oder dickwandigen, sich gabelnden Elemente der Caulozystiden, aufgrund deren beide Arten nachträglich anhand von Herbarbelegen nachbestimmt werden können. Die durchschnittliche Sporenlänge von *I. geophylla* ist zudem mit 8,2 µm kleiner als die von *I. cygnea*.

Inocybe devina Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov.

Tafel 11

Mycobank-Nummer: MB 843448

Etymologie: nach einem der Namen der indischen „Großen Göttin“ wegen ihrer unter den glattsporigen *Inocybe*-Arten herausragenden Stellung (i.e. Wuchs auf Holz).

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK 6618/2, 190 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 11. Okt. 2011, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901659; Isotypen DB11-10-11-1, TUR-A 209624). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003423.

Diagnosis: *Inocybe devina* has unusual elastic basidiomata, a pileus with often strong colour contrast, (sub)lanose, villose-lanose to (sub)squamulose pileus surface, abundant whitish cortina, at first strikingly white lamellae, abundant lanose-villose whitish tomentum on the stipe when young, smooth spores, measuring 7.6-10.1 μm (av. 8.9 μm) \times 4.3-6.0 μm (av. 5.1 μm) and mostly rather narrow (sub)fusiform hymenial cystidia with strong reaction on KOH, pleurocystidia measuring 55-89 μm (av. 70 μm) \times 10-17 μm (av. 13 μm). It grows on rotten wood. This combination of characters distinguishes *I. devina* from *I. flocculosa* or *I. tigrina*. ITS sequence data distinguish *I. devina* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20-40 mm breit, anfangs subkonisch oder fast glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, anfangs oft ohne, dann oft mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder stark nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit nur dünnen Resten einer graulichen Velipellis; Farbe ockerbräunlich, bräunlich, braun oder graulich braun (Mu 10YR 6/6-6/8, 5/4-5/8, 4/6), oft mit starkem Farbkontrast, d.h. dunkler, manchmal bis beinahe schwärzlich braun in der Hutmitte und wenn alt beinahe beige am Rand; Oberfläche anfangs dicht filzig bis beinahe wollig, später oft wollig, zottig-wollig bis mehr oder weniger aufschuppig, zuweilen mit konzentrischen angedrückten Schüppchen, zum Rand hin Fasern mit der Zeit abgerieben und dann hellere Trama darunter sichtbar; junge Fruchtkörper mit reichlicher weißlicher, den Hutrand oft wie eine Girlande umgebender und/oder vom Rand herabhängender Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 45-60, l = 1-3), schmal angewachsen, wenig bauchig, anfangs strahlend weiß, später graulich-weißlich bis ockerbräunlich mit olivfarbenem Stich oder graulich-bräunlich; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 40-90 \times 2-4 mm, zylindrisch oder gebogen, anfangs dicht mit wollig-zottigem Tomentum überfasert, später längsstreifig faserig, flockig oder zottig, anfangs weißlich, später blass bräunlich bis bräunlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** unauffällig oder schwach erdig, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut ockerbraun, braun oder

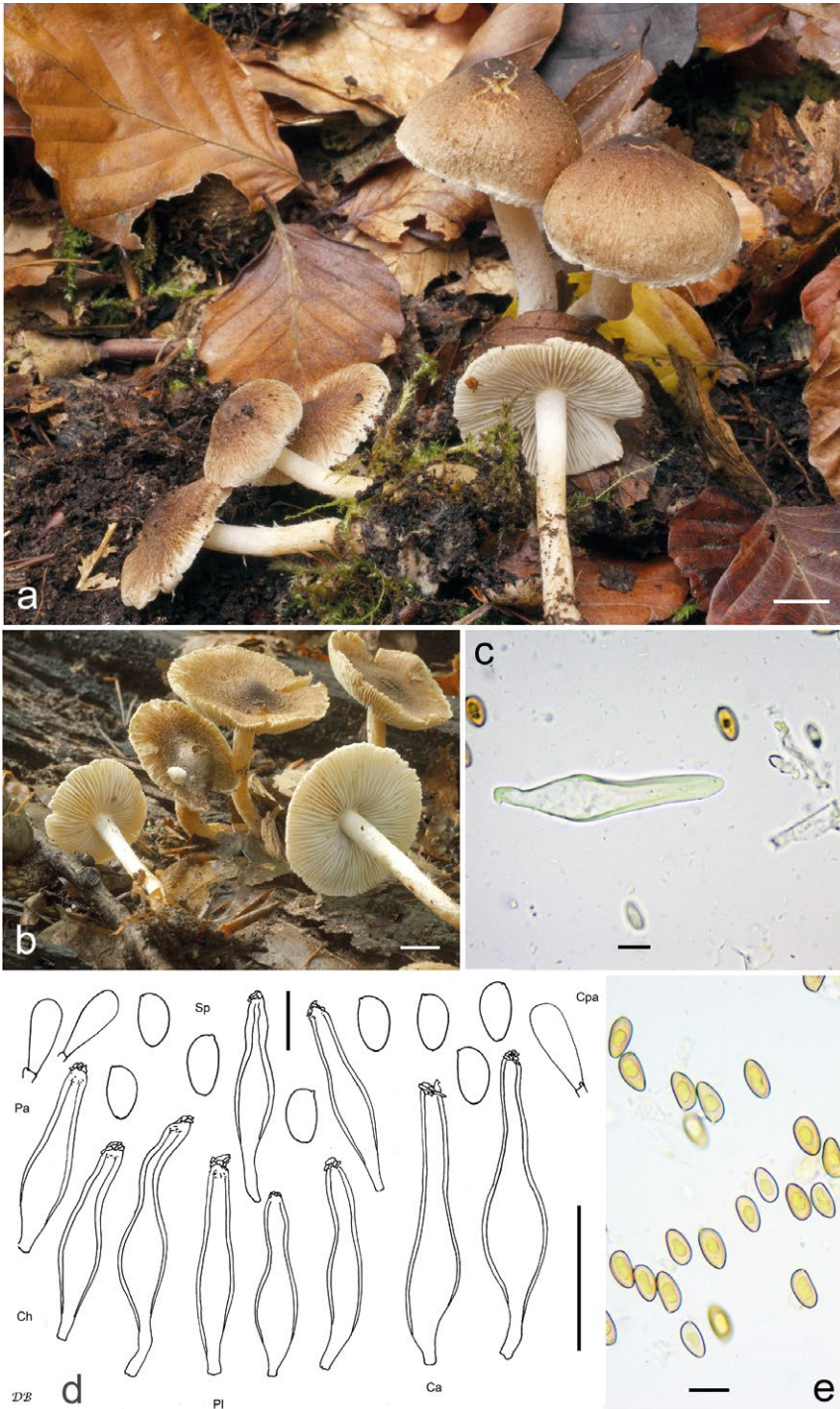
graulich braun bis dunkelbraun (Mu 10YR 5/4-5/8, 4/3-4/6, 3/4-3/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen. **Sporen** 7,6-8,9-10,1 μm (SD 0,6 μm) \times 4,3-5,1-6,0 μm (SD 0,3 μm); Q = 1,5-2,0-1,7 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaliform, in der Regel ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut. **Basidien** 24-28 \times 7-9 μm , im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,5 μm . **Pleurozystiden** 55-70-89 μm (SD 9 μm) \times 10-13-17 μm (SD 2 μm); Q = 3,8-5,3-8,1 (SD 1,1) (n = 45 von 3 Koll.), meist recht schmal (sub)fusiform, gelegentlich auch (sub)utriform oder (sub)lageniform, oft mit langem, mehr oder weniger welligem Hals, aber auch mit kurzem Hals, im Allgemeinen mit kurzem, aber gelegentlich auch mit recht langem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 (-3,5) μm dick am Apex, gelb-grün mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten bis (sub)zylindrischen, manchmal auch subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-14 μm breiten, mit bräunlichem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 50-90 \times 10-20 μm , im Allgemeinen breiter als die Hymenialzystiden, (sub)fusiform, (sub)utriform oder sublageniform, in der Regel mit kurzem Hals und kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 (-1,5) μm dick am Apex, gelb-grün mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen (sub)clavaten bis subglobosen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen oder uns geschenkten Kollektionen aus Deutschland und der Schweiz. Es finden sich keine Sequenzen der Art in GenBank und UNITE. Alle von uns selbst gesammelten Kollektionen wuchsen auf mehr oder weniger verrottenden liegenden Buchenstämmen, bzw. direkt aus dem Holzmulm von Buchen. Auf dem Foto der Kollektion von Matthias Dondl (s.u.) sind ebenfalls Buchenholzstücke zu sehen, es ist also zu vermuten, dass auch diese Kollektion auf (unter der Humusdecke liegenden) verrottenden Holzstücken von Buche wuchs.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK25 6619/1, 170 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 26. Sep. 2011, leg./det. D. Bandini (KR-M-0043251; Dupl. DB26-9-11-2). – Ibidem, in einiger Entfernung, 180 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 11. Okt. 2011, leg./det. D. Bandini (DB11-10-11-2). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, Richtung Langenzell, TK 6618/2, 170 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 11. Okt. 2011, leg./det. D. Bandini (DB11-10-11-4). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, Richtung Lobenfeld, TK25 6618/2, 205 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 28. Sep. 2012, leg./det. D. Bandini (DB28-9-12-6). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Lobenfeld, TK25 6618/2, 185 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 7. Okt. 2012, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB7-10-12-3). – Baden-Württemberg,



Tafel 11 – *Inocybe devina*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901659); b DB28-9-12-6; c Cheilozystiden (DB9-10-12-1); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901659); e Sporen (DB26-9-11-2).

Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, Richtung Dilsbergerhof, TK25 6618/2, 182 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 9. Okt. 2012, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB9-10-12-1). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Waldwimmersbach, TK25 6619/1, 350 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 7. Sep. 2014, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901663; Dupl.DB7-9-14-6). – Bayern, Starnberg, Leutstetten, TK25 7934/3, 650 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 30. Sep. 2020, leg. M. Dondl; det. D. Bandini (DB30-9-20-1-Dondl). – Schleswig-Holstein, Lübeck, Dummersdorf, TK25 2031, auf Stücken von Laubholz, 27. Aug. 1985, leg. H. Glowinski; det. D. Bandini (DB27-8-85-1-Glowinski). – **Schweiz**, Aargau, Zurzach, Zurzach-Wislikofen, TK25 1050/4, 520 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, auf verrottendem Laubholz, 10. Okt. 2020, leg. I. Cucchi, C. Klee & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB10-10-20-1b).

Wesentliche Charakteristika: • Fruchtkörper ungewöhnlich elastisch; • oft büscheliger Wuchs; • Hut mit zunehmendem Alter oft mit starkem Farbkontrast; • wollige, zottig-wollige bis mehr oder weniger aufschuppende Hutoberfläche; • oft mit den Hutrand wie eine Girlande umgebender reichlicher weißlicher Cortina; • Stiel anfangs dicht mit wollig-zottigem weißlichem Tomentum überfasert; • Lamellen anfangs strahlend weiß; • Sporengröße im Durchschnitt $8,9 \times 5,1 \mu\text{m}$; • Hymenialzystiden meist schmal (sub)fusiform mit starker KOH-Reaktion; • Wuchs auf verrottendem Holz oder auf Holzmulm (von Buchen).

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

- ***Inocybe aerea*** E. Ludw.: u.a. durch anfangs nicht strahlend weiße Lamellen, im Durchschnitt breitere Sporen, kürzere Hymenialzystiden mit breiterem Hals und Wachstum nicht auf verrottendem Holz – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe castorina*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch bräunliche Cortina, größere Sporen und im Allgemeinen (sub)utriforme bis (sub)zylindrische Hymenialzystiden mit schwächerer Reaktion auf KOH sowie Wachstum nicht auf verrottendem Holz – vgl. BANDINI et al. (2020a).
- ***Inocybe flocculosa*** Sacc.: u.a. durch weniger reichliche Cortinareste, anfangs nicht strahlend weiße Lamellen, im Durchschnitt schmalere Sporen und Wachstum nicht auf verrottendem Holz – vgl. SACCARDO (1887), KUYPER (1986), STANGL (1989), LUDWIG (2017).
- ***Inocybe gaiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch zumindest am Apex junger Fruchtkörper violetten Stiel, einheitlich lehmbräune Hutfarbe, fehlende weißliche Cortina und im Durchschnitt kleinere Sporen sowie Wachstum nicht auf verrottendem Holz – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe gausapata*** Kühner: u.a. durch weniger reichliche Cortina, im Allgemeinen glattere Hutoberfläche, nicht zweifarbigen Aspekt der Hutfarbe mit zunehmendem Alter, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden sowie Wuchs nicht auf verrottendem Holz – vgl. KÜHNER (1955).

- ***Inocybe parvipileus*** E. Ludw.: u.a. durch glattere Hutoberfläche, größere Sporen und Wachstum nicht auf verrottendem Holz – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe semifulva*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch glattere Hutoberfläche, weißliche Velipellis, meist mehr oder weniger rötliche Stielspitze sowie Wachstum nicht auf verrottendem Holz – vgl. GRUND & STUNTZ (1981), BANDINI (2014).
- ***Inocybe subnudipes*** Kühner: u.a. durch glattere Hutoberfläche, nicht zweifarbigem Aspekt der Hutfarbe mit zunehmendem Alter, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden mit schwächerer Reaktion auf KOH sowie Wachstum nicht auf verrottendem Holz – vgl. KÜHNER (1955).
- ***Inocybe subtigrina*** Kühner: u.a. durch weniger reichliche Cortina, im Allgemeinen glattere Hutoberfläche, nicht zweifarbigem, sondern eher „getigerten“ Aspekt der Hutfarbe mit zunehmendem Alter, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden sowie Wuchs nicht auf verrottendem Holz – vgl. KÜHNER (1955).
- ***Inocybe tigrina*** R. Heim: u.a. durch weniger reichliche Cortina, im Allgemeinen glattere Hutoberfläche, nicht zweifarbigem, sondern eher „getigerten“ Aspekt der Hutfarbe mit zunehmendem Alter, im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden sowie Wuchs nicht auf verrottendem Holz – vgl. HEIM (1931), Bandini et al. (2021b).
- ***Inocybe virgatula*** Kühner: u.a. durch grauliche Velipellis, längere Sporen und bauchige, breitere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2021b).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. tigrina*, deren ITS eine Übereinstimmung von allerdings nur 93 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe aerea*, *I. castorina*, *I. flocculosa*, *I. gaiana*, *I. gausapata*, *I. parvipileus*, *I. semifulva*, *I. subnudipes*, *I. subtigrina*, *I. tigrina*, *I. virgatula*.

Kommentar: Es ist durchaus möglich, dass *I. devina* in Fundlisten und in der Literatur zuweilen als *I. flocculosa* bezeichnet wurde.

Inocybe elysii Bandini & B. Oertel, spec. nov.

Tafel 12

Mycobank-Nummer: MB 843449

Etymologie: nach Lateinisch „elysium“, „Ort der Seligen, Paradies“, wegen des idyllischen Fundorts mehrerer Aufsammlungen an einem Bergbach im Nedertal westlich von Kühtai.

Holotyp: Österreich, Tirol, Imst, Haiming, Haiming-Ochsengarten, ca. 1650 m ü. NN, *Picea abies*, 13. Sep. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901682; Isotyp DB13-9-17-26). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003438.

Diagnosis: *Inocybe elysii* often has a silky smooth pileus surface, pale yellowish to yellow pileus colour with golden to pale ochraceous tinge, abundant whitish velipellis, on av. rather short smooth spores, measuring 7.2-9.1 μm (av. 8.1 μm) \times 4.2-5.8 μm (av. 4.9 μm), often (sub)capitate, mostly (sub)utriform hymenial cystidia, measuring 40-71 μm (av. 55 μm) \times 10-21 μm (av. 15 μm) and often long (sub)capitate caulocystidia at the apex of the stipe. It grows in higher altitude on acidic soil with conifers. This combination of characters distinguishes *I. elysii*, e.g., from *I. geophylla* or *I. sambucella*. ITS sequence data distinguish *I. elysii* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 10-30 mm breit, anfangs eichelförmig, fast rund, (fast) glockig oder fast konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, zunächst ohne, dann mit mehr oder weniger ausgeprägtem breiten Buckel, Rand zunächst eingebogen, dann nach unten gebogen bis eben; junge und auch ältere Hüte mit einer Schicht weißlicher Velipellis bedeckt; Farbe blass gelblich bis gelb mit goldener oder blass ockerlicher Note (Mu 10YR 8/3-8/6, 7/4-7/8 oder 6/4-6/6) oft vermischt mit Weiß aufgrund von Resten der Velipellis und daher blasser, manchmal beinahe weiß oder streifig; zuweilen mit zart rötlichem Schimmer; Oberfläche anfangs und manchmal längere Zeit glänzend seidig glatt, später zuweilen feinfilzig, in der Hutmitte manchmal feintrifig; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 25-40, l = 1-3), dicklich, mit oder ohne herablaufenden Zahn breit angewachsen, wenig bauchig bis bauchig, anfangs weißlich, später blass graulich, mit oder ohne blass gelbliche bis ockerliche Note; Schneide gezähnelte, weißlich. **Stiel** 20-40 \times 1-3 mm, zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs weißlich, später schmutzig beige oder blass strohfarben; nur oben bereift. **Fleisch** brüchig, weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut schmutzig beige oder elfenbeinfarben bis strohfarben mit bräunlicher Note (Mu 7/3-7/6, 6/3-6/6), Lamellen und Stiel concolor oder bei älteren Fruchtkörpern etwas dunkler; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,2-8,1-9,1 μm (SD 0,4 μm) \times 4,2-4,9-5,8 μm (SD 0,3 μm); Q = 1,4-1,6-1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, auch elliptisch oder (sub)zylindrisch, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 23-33 \times 7-9 μm , im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,0 μm . **Pleurozystiden** 40-55-71 μm (SD 7 μm) \times 10-15-21 μm (SD 3 μm); Q = 2,4-3,6-4,8 (SD 0,6) (n = 45 von 3 Koll.), meist recht bauchig (sub)utriform, manchmal (sub)fusiform, oft Übergang von Bauch zu Hals deutlich ausgeprägt und oft (sub)kopfig, manchmal mit leicht welligen Wänden, meist mit kurzem Hals, manchmal ohne Hals, und mit kurzem oder längerem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 (-1,5) μm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich



Tafel 12 – *Inocybe elysii*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901682); b DB13-9-17-18; c Cheilozystiden (DB22-8-12-20); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901682); e Sporen (DB22-8-12-20).

in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-12 µm breiten, mit gelblichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 40-95 × 10-15 (-20) µm, meist (sub)utriform, manchmal auch (sub)lageniform oder subfusiform, oft (sub)kopfig, mit kurzem oder längerem Hals, teilweise mit leicht welligen Wänden, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 0,5 (-1,0) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit farblosen länglichen, (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Funden aus Österreich sowie durch Sequenzen in den Datenbanken von Kollektionen aus Kanada, Neufundland & Labrador (u.a. KY990545, als aff. *I. geophylla*), sowie EcM-Sequenzen aus Kanada und Alaska (z.B. KF618017). Außerdem hat B. Oertel Kenntnis von einer Sequenz der Art aus Finnland. Die Art wurde von uns stets in subalpiner Höhe auf saurem Boden bei *Picea abies* gefunden.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Österreich, Tirol, Imst, Silz, Kühtai, ÖK25V 2221-Ost, 1500 m ü. NN, *Picea abies*, 22. Aug. 2012, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-8-12-20). – Tirol, Imst, von Haiming-Ochsengarten Richtung Kühtai, ÖK25V 2221-Ost, ca. 1600 m ü. NN, *Picea abies*, 13. Sep. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-17-18). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 1650 m ü. NN, *Picea abies*, 13. Sep. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-17-22). – Tirol, Imst, Nähe Ötztal, ÖK25V2222-West, ca. 1900 m ü. NN, *Picea abies*, 12. Sep. 2019, leg./det. D. Bandini (DB12-9-19-15). – Tirol, Innsbruck, Sellrainer Tal, oberhalb St. Sigmund, ÖK25V2222-West, ca. 1900 m ü. NN, *Picea abies*, 18. Sep. 2021, leg./det. D. Bandini (DB18-9-21-15).

Wesentliche Charakteristika: • meist seidig glatte Hutoberfläche; • reichlich weißliche Velipellis; • blass gelbliche bis gelbe Hutfarbe mit goldener oder blass ockerlicher Note, oft vermischt mit oder überlagert durch Weiß aufgrund der Velipellis; manchmal auch mit zart rötlichem Schimmer; • mit einer durchschnittlichen Länge von 8,1 µm recht kurze Sporen; • oft (sub)kopfige, meist (sub)utriforme Hymenialzystiden; • oft lange (sub)kopfige Caulozystiden am oberen Stielende; • Standort subalpin, bzw. (sub)boreal auf saurem Boden mit Nadelbäumen.

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

• ***Inocybe bellidiana*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch weißliche, bis grau-lich-weißliche Hutfarbe, wenn älter oft leicht striegelig-zottige Hutoberfläche zum Rand hin, im Durchschnitt längere Sporen oft mit ausbuchtender dorsaler Seite und Standort auf kalkhaltigem Boden mit Laubbäumen – vgl. BANDINI et al. (2021b).

- ***Inocybe cygnea*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch anfangs weißliche Hutfarbe, längere Sporen, nicht oft (sub)kopfige Hymenial- und Caulozystiden, segmentierte dünn- oder dickwandige, sich gabelnde Elemente bei den Caulozystiden und Standort auf mehr basischem Boden – siehe oben.
- ***Inocybe geophylla*** (Bull.) P. Kumm.: u.a. durch weniger reichliche Velipellis, meist mehr oder weniger weißliche bis höchstens blass gelbliche Hutfarbe, weniger glatte Hutoberfläche, und nicht oft (sub)kopfige Hymenial- und Caulozystiden sowie Standort auf eher basischem Boden – vgl. BULLIARD (1788-92), KUMMER (1871), KUYPER (1986, als „*I. xantholeuca*“), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe huijsmanii*** Kuyper: u.a. durch oft blass orangefarbene bis blass grünliche Hutmitte, weniger glatte Hutoberfläche bei älteren Fruchtkörpern, nicht oft (sub)kopfige Hymenial- und Caulozystiden und Standort auf basischem Boden bei Laubbäumen – vgl. KUYPER (1986), STANGL (1989), LUDWIG (2017), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe miranda*** Carteret & Reumaux: u.a. durch mehr oder weniger weißliche Hutfarbe, im Durchschnitt längere Sporen und kürzere, im Allgemeinen nicht (sub)kopfige Hymenialzystiden sowie Standort bei Laubbäumen – vgl. CARTERET & REUMAUX (2013), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe nebularis*** E. Ludw.: u.a. durch trüb ockerliche bis blass bräunliche Hutfarbe, Stiel mit rötlichem Stich nahe dem Apex und Standort auf basischem Boden bei Laubbäumen – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe nivea*** E. Larss.: u.a. durch weißliche Hutfarbe, größere Sporen und im Durchschnitt größere, nicht oft (sub)kopfige Hymenialzystiden und kürzere und nicht (sub)kopfige Caulozystiden sowie Standort auf kalkhaltigem Boden – vgl. CROUS et al. (2021).
- ***Inocybe olorís*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch schmutzig weißliche bis höchstens elfenbeinfarbene gelblich überhauchte Hutfarbe, längere Sporen, in der Regel nicht (sub)kopfige Hymenialzystiden und Standort auf basischem Boden – siehe unten.
- ***Inocybe orionis*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch schlierig orangefarbene, orange-bräunliche oder graulich-bräunliche Hutmitte, kürzere und nicht (sub)kopfige Hymenialzystiden und Standort auf kalkhaltigem Boden bei Laubbäumen – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe posterula*** (Britzelm) Sacc.: u.a. durch meist mehr oder weniger weißliche Hutfarbe, anfangs oft helmförmigen Hut, weniger Velipellis, nicht oft (sub)kopfige Hymenial- und Caulozystiden und Standort auf eher basischem Boden – vgl. BRITZELMAYR (1883), SACCARDO (1887), KUYPER (1986), STANGL (1985, 1989).
- ***Inocybe sambucella*** G.F. Atk.: u.a. zumindest anfangs mehr oder weniger weißliche Hutfarbe, bei älteren Fruchtkörpern rissig aufbrechende Hutmitte, im Durchschnitt längere Sporen und meist nicht (sub)kopfige Hymenialzystiden mit dickeren Wänden – vgl. ATKINSON (1918).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. geophylla*, deren ITS eine Übereinstimmung von 95 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe bellidiana*, *I. geophylla*, *I. huijsmanii*, *I. miranda*, *I. nebularis*, *I. nivea*, *I. orionis*, *I. posterula*.

Inocybe freyae Bandini & B. Oertel, spec. nov.

Tafel 13

Mycobank-Nummer: MB 843450

Etymologie: der wolligen Hutoberfläche wegen benannt nach der nordischen Göttin Freya, die der Sage nach ihre Zeit gern mit Spinnen verbringt.

Holotyp: Deutschland, Rheinland-Pfalz, Rhein-Pfalz-Kreis, Böhl-Iggelheim, TK25 6615/4, 110 m ü. NN, Wegrand bei *Tilia spec.*, *Corylus avellana*, *Quercus robur*, *Pinus sylvestris*, 10. Okt. 2015, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901673; Iso-
typ DB10-10-15-10). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003431.

Diagnosis: *Inocybe freyae* has a dark brown pileus colour, lanose to lanose-subsquamous pileus surface, a stipe which is entirely pruinose, but sometimes only sparsely so in the lower half, rather small and narrow smooth spores, measuring 6.7-10.5 μm (av. 8.3 μm) \times 4.8-5.3 μm (av. 4.6 μm), at bulge and apex mostly uniformly wide walls of hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 38-63 μm (av. 56 μm) \times 12-20 μm (av. 16 μm) and (sub)cylindrical caulocystidia with undulate walls and a length of up to > 100 μm . This combination of characters distinguishes *I. freyae* from, e.g., *I. glabrescens* or *I. metrodii*. ITS sequence data distinguish *I. freyae* 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 subkonisch, konisch oder ausgebreitet, mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst nach unten gebogen, dann eben; junge Fruchtkörper mit dünnen und flüchtigen Resten einer graulichen Velipellis; Farbe dunkelbraun in verschiedenen Nuancen (Mu 10YR 3/4-3/6; 7.5YR 3/4; 5YR 3/2-3/4; 2.5YR 2.5/4), in der Hutmitte auch schwärzlich braun und im Allgemeinen etwas blasser zum Rand hin; Oberfläche wollig bis dicht wollig, oft auch fein aufschuppend, aber auch mit angedrückten Fasern zum Rand hin, am Rand später mit etwas divergierenden Fasern; keine Reste einer Cortina beobachtet. **Lamellen** normal stehend bis eher entfernt stehend (ca. 30-40, l = 1-3), angeheftet bis angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich, später graulich-weißlich, hellbraun bis nussbraun; Schneide etwas schartig, ungleichmäßig gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 20-50 \times 2-4 mm, zylindrisch oder gebogen, Basis geschwollen oder fast knollig, anfangs gänzlich fein weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs beige, später mit bräunlichem Hauch oder bräunlich,



Tafel 13 – *Inocybe freyae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901673); b SMNS-STU-F-0901673; c Cheilozystiden (DB23-10-21-10); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901673); e Sporen (DB23-10-21-10).

besonders zur Basis hin; auf ganzer Länge grob (ein wenig wie Salzkörner) bereift, aber zuweilen spärlich in der unteren Hälfte. **Fleisch** weißlich im Hut, und zunächst auch weißlich im Stiel, später dort mit bräunlichem Hauch. **Geruch** subspermatistisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun mit schwacher rötlicher Note (Mu 2.5YR 2.5/4), Lamellen und Stiel heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 6,7-8,3-10,5 µm (SD 0,6 µm) × 3,8-4,6-5,3 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5-2,3-1,8 (SD 0,2) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut, subobtus. **Basidien** 20-30 × 7-9 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal aber auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 38-56-63 µm (SD 7 µm) × 12-16-20 µm (SD 2 µm); Q = 2,5-3,5-4,8 (SD 0,6) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)utriform oder (sub)fusiform, zuweilen auch sublageniform, am Apex weit, manchmal schwach wellig, ohne oder mit nur kurzem Hals, manchmal subkoppig, mit kurzem oder längerem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 (-2,5) µm 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, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-12 (-14) µm breiten, mit recht grobem braunen parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, aber spärlich in der unteren Hälfte, 50-100 (-108) × 7-10 (-12) µm, meist lang und schmal subzylindrisch mit welligen Wänden, manchmal etwas breiter zum Apex hin und dann fast subclavat, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 µm dick am Apex, beinahe farblos bis blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen farblosen, (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen beiden Funden aus Deutschland sowie von einigen Sequenzen von Bodenproben aus Estland in UNITE. Unsere Kollektionen wuchsen auf frischem basischen Boden, am Wegrand. Mehr Daten sind nötig, um Aussagen über bevorzugte Mycorrhiza-Partner machen zu können.

Weitere untersuchte Kollektion:

Deutschland, Rheinland-Pfalz, Rhein-Pfalz-Kreis, Haßloch, TK25 6615/4, 15 m ü. NN, Wegrand mit *Corylus avellana*, *Quercus robur*, *Pinus sylvestris*, *Alnus glutinosa*, 23. Okt. 2021, leg./det. D. Bandini (DB23-10-21-10).

Wesentliche Charakteristika: • dunkelbraune Hutfarbe; • wollige bis fein aufschuppende Hutoberfläche; • nur dünne und flüchtige Reste eine Velipellis; • Stiel gänzlich bereift, allerdings nur spärlich in der unteren Stielhälfte; • Sporen mit im Durchschnitt 8,3 × 4,6 µm recht klein und schmal; • Wände der Hymenialzystiden meist einheitlich

dick an Bauch und Apex; ● (sub)zylindrische Caulozystiden mit welligen Wänden und einer Länge von bis > 100 µm.

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

- ***Inocybe aerea*** E. Ludw.: u.a. durch metuloide Caulozystiden nur oben am Stiel, im Durchschnitt längere Sporen und kürzere Hymenialzystiden oft mit einem Exsudat-Käppchen, kürzere und breitere Caulozystiden und Standort mit *Salix* – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe amblyospora*** Kühner: u.a. durch glattere Hutoberfläche, bis zu rotbraunem Stiel, im Durchschnitt schmalere Sporen, Hymenialzystiden mit dünnerer Wand und kürzere Caulozystiden – vgl. KÜHNER & ROMAGNESI (1953), KÜHNER (1955).
- ***Inocybe athenana*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch glattere Hutoberfläche, dunkler braunen Stiel, im Durchschnitt größere Sporen und breitere Hymenialzystiden mit breiterem Hals und manchmal abgerundetem Apex – vgl. BANDINI et al. (2020a).
- ***Inocybe catalaunica*** Singer: u.a. durch blässere, oft mehr fuchsige Hutfarbe, im Durchschnitt längere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. SINGER (1947).
- ***Inocybe furfurea*** Kühner: u.a. durch glattere Hutoberfläche, meist blässere und oft rötliche bis zimtstichige Hutfarbe, im Durchschnitt breitere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe glabrescens*** Velen.: u.a. durch glattere Hutoberfläche, meist blässere Hutfarbe, reichliche Velipellis, im Durchschnitt größere Sporen und kürzere Caulozystiden – vgl. VELENOVSKÝ (1920-22), KUYPER (1985, 1986), STANGL (1989), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe metrodii*** Stangl & J. Veselský: u.a. durch kompaktere Fruchtkörper, viel glattere Hutoberfläche, lange Zeit weißlichen Stiel, im Durchschnitt breitere Sporen und kürzere Caulozystiden – vgl. STANGL & VESELSKÝ (1979b), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe semifulva*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch glattere Hutoberfläche, blässere Hutfarbe, Caulozystiden nur an der Stielspitze und im Durchschnitt längere Sporen – vgl. GRUND & STUNTZ (1981), BANDINI (2014).
- ***Inocybe suecica*** Vauras & E. Larss.: u.a. durch viel glattere Hutoberfläche, meist viel blässere Hutfarbe zum Rand hin und kürzere Caulozystiden – vgl. VAURAS & LARSSON (2016).
- ***Inocybe tjallingiorum*** Kuypers: u.a. durch viel glattere Hutoberfläche, mit zunehmendem Alter oft rotbraunen Stiel, im Durchschnitt größere Sporen und kürzere Hymenialzystiden sowie kürzere Caulozystiden – vgl. KUYPER (1986), BANDINI et al. (2021b).

DNA-Sequenz: Es ist uns keine Art bekannt, die *I. freyae* genetisch auch nur entfernt benachbart ist. Mit nur 85 % Übereinstimmung in der ITS ist *I. botaurina* Bandini & B. Oertel genetisch und morphologisch zu weit entfernt, um als irgendwie verwandt gelten zu können.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe aerea*, *I. amblyospora*, *I. athenana*, *I. catalaunica*, *I. furfurea*, *I. glabrescens*, *I. metro-dii*, *I. suecica*, *I. tjallingiorum*.

***Inocybe kuberae* Bandini & B. Oertel, spec. nov.**

Tafel 14

Mycobank-Nummer: MB 843451

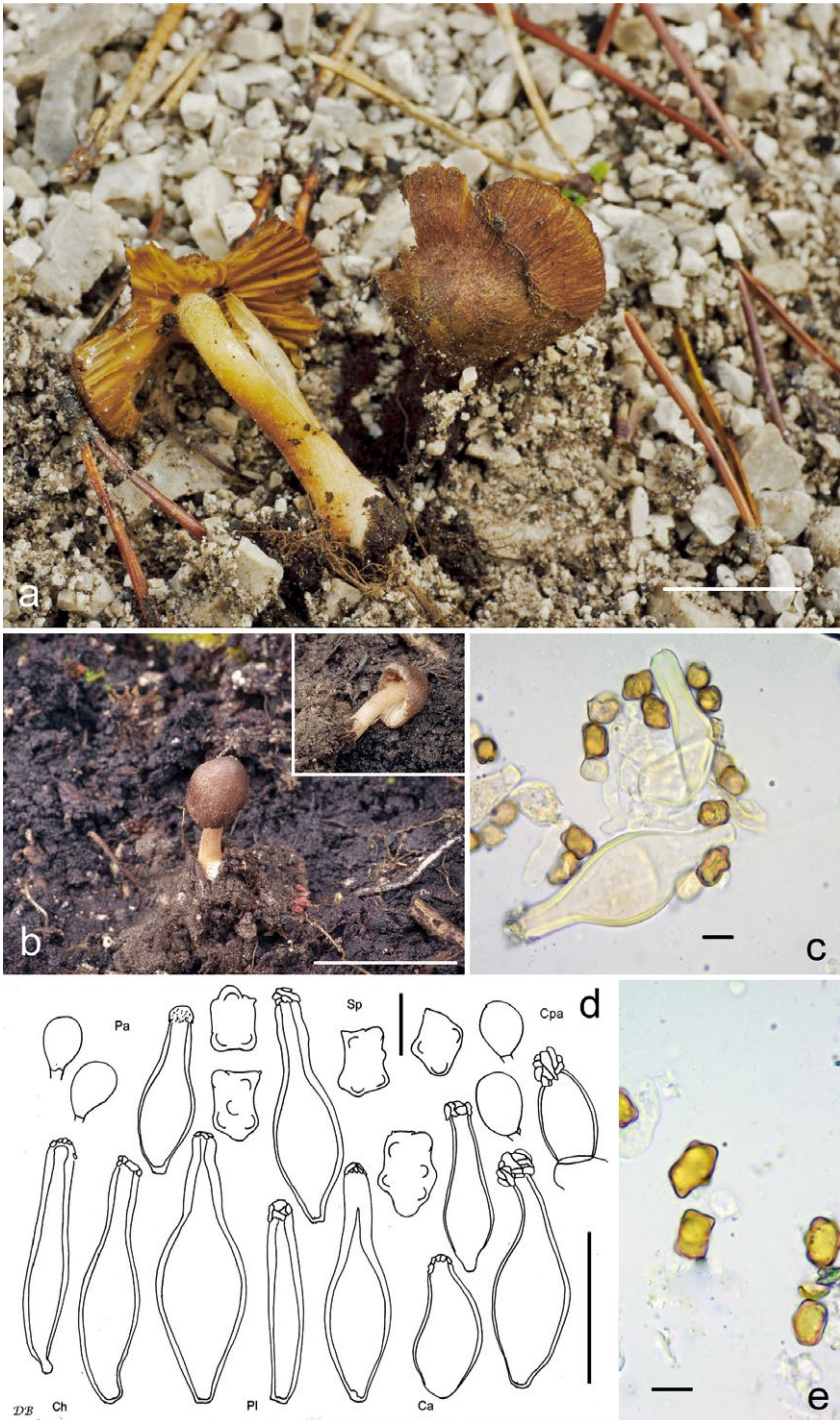
Etymologie: nach Kubera, dem vedisch-indischen Gott des Reichtums und der Berge, da die Art auf einem Berg gefunden wurde.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Berchtesgadener Land, Schönau am Königssee, Jenner-Pass, TK25 8444/1, ca. 1800 m ü. NN, *Pinus mugo*, *Alnus incana*, *Salix* spec., 12. Aug. 2011, leg. D. Bandini & B. Oertel (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901668; Iso-typtyp DB12-8-11-4). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003427.

Diagnosis: *Inocybe kuberae* has small basidiomata, dark brown pileus colour, smooth to rim(ul)ose pileus surface, rusty dark brown lamellae with age, an entirely pruinose stipe, large dark brown nodulose spores, measuring 9.2–14.8 μm (av. 11.8 μm) \times 7.0–11.7 μm (av. 8.9 μm), often ventricose (sub)lageniform hymenial cystidia, measuring 48–80 μm (av. 65 μm) \times 10–26 μm (av. 20 μm), and it grows on calcareous soil in subalpine altitude. This combination of characters distinguishes *I. kuberae* from, e.g., *I. oreina* or *I. calida*. ITS sequence data distinguish *I. kuberae* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 4–20 mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, oft mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst nach unten gebogen, dann eben; junge Fruchtkörper mit Resten einer graulichen Velipellis; Farbe dunkelbraun mit rötlichem Stich (Mu 7.5YR 4/4–4/6, 3/4); Oberfläche anfangs glatt, später fein rim(ul)os zum Rand hin; keine Cortina beobachtet. **Lamellen** recht entfernt stehend (ca. 15–25, $l = 1$ –3), dicklich, angewachsen, wenig bauchig, bräunlich bis rostig dunkelbraun; Schneide gezähntelt, concolor oder sogar dunkler. **Stiel** 10–25 \times 1–2 mm, zylindrisch oder gebogen, Basis gleich breit oder leicht verdickt, blass bräunlich; auf ganzer Länge bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, schmutzig weißlich im Stiel. **Geruch** unauffällig. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkelbraun mit rötlichem Stich (Mu 7.5YR 4/4–4/6, 3/4), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.



Tafel 14 – *Inocybe kuberae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-090166); b DB19-8-14-8; c Cheilozytostide (SMNS-STU-F-090166); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-090166); e Sporen (SMNS-STU-F-090166).

Sporen 9,2-11,8-14,8 µm (SD 1,1 µm) × 7,0-8,9-11,7 µm (SD 0,9 µm); Q = 1,1-1,3-1,7 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), dunkelbraun, höckerig, oft beinahe rechteckig, mit 7-12 unterschiedlich vorragenden obtusen bis subakuten Höckern. **Basidien** 24-41 × 8-14 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 48-65-80 µm (SD 10 µm) × 10-20-26 µm (SD 4 µm); Q = 2,0-3,3-7,3 (SD 1,0) (n = 30 von 2 Koll.), uneinheitlich in der Form, aber oft bauchig (sub)lageniform, auch (sub)utriform, (sub)fusiform oder subzylindrisch, selten subclavat, mit kurzem oder längerem Hals, oft Übergang von Bauch zu Hals deutlich ausgeprägt, in der Regel mit recht kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 (-3,0) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Größe und Form; vermischt mit zahlreichen, teilweise mit Guttulen gefüllten (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-15 µm breiten, mit braunem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, 50-80 × 10-25 µm, meist sublageniform mit kurzem oder längerem Hals, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen, farblosen, (sub)clavaten bis subglobosen, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren beiden eigenen Funden aus Deutschland. In GenBank finden sich lediglich einige EcM-Sequenzen ebenfalls aus Deutschland (z.B. KF000626, mit *Bistorta vivipara*) sowie aus Frankreich (JX990042 und JQ890277, mit *Alnus*). Es ist denkbar, dass die Art an *Alnus* gebunden ist, doch sind mehr Daten nötig, um diese Vermutung bestätigen zu können. Es handelt sich sicher um eine seltene Art.

Weitere untersuchte Kollektion:

Deutschland, Bayern, Berchtesgadener Land, Schönau am Königssee, Jenner-Pass, TK25 8444/1, ca. 1750 m ü. NN, *Pinus mugo*, *Alnus incana*, *Salix spec.*, 19. Aug. 2014, leg./det D. Bandini (DB19-8-14-8).

Wesentliche Charakteristika: • kleine Fruchtkörper; • dunkelbraune Hutfarbe; • glatte bis rim(ul)ose Hutoberfläche; • mit der Zeit bis rostig dunkelbraune Lamellen; • große, dunkelbraune Sporen, Sporengröße im Durchschnitt 11,8 × 8,9 µm; • oft bauchig (sub)lageniforme Hymenialzystiden; • Standort subalpin auf kalkhaltigem Boden.

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

- ***Inocybe calida*** Velen.: u.a. durch weißliche Velipellis, viel kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. VELENOVSKÝ (1920-22).
- ***Inocybe concinnula*** J. Favre: u.a. durch knollige Stielbasis, kleinere, rundliche, beinahe entomoloide Sporen und alpinen Standort – vgl. FAVRE (1955).

- ***Inocybe favrei*** Bon: u.a. durch größere Fruchtkörper, Stiel mit mehr oder weniger gerandeter Knolle, kleinere Sporen und alpinen Standort mit *Salix* – vgl. BON (1985).
- ***Inocybe immigrans*** Malloch: u.a. durch längliche, oft subzylindrische, d.h. glatte und weit größere Sporen, kürzere Hymenialzystiden und Standort meist in weißen Dünen mit *Salix* – vgl. MALLOCH (1982).
- ***Inocybe mundula*** (J. Favre) Stangl: u.a. durch größere und kompaktere Fruchtkörper, kleinere Sporen und alpinen/borealen Standort mit *Salix* – vgl. FAVRE (1955), HORAK (1987), EYSSARTIER & DELANNOY (2006).
- ***Inocybe oreina*** J. Favre: u.a. durch reichliche weißliche Velipellis, im Durchschnitt schmalere Sporen und kürzere und schmalere Hymenialzystiden sowie alpinen Standort mit *Salix* – vgl. FAVRE (1955).
- ***Inocybe perlucida*** Bandini & E. Ferrari: u.a. durch metuloide Caulozystiden nur oben am Stiel, hygrophane Hutoberfläche, breitere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2020a).
- ***Inocybe pseudoasterospora*** Kühner & Boursier: u.a. durch metuloide Caulozystiden nur oben am Stiel, im Durchschnitt kürzere Sporen, oft plump (sub)zylindrische oder sackförmige Hymenialzystiden und Standort in niedrigerer Höhe – vgl. KÜHNER & BOURSIER (1932), FERRARI (2006).
- ***Inocybe villosa*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh: u.a. durch meist zottig-wollige Hutoberfläche, blassere Hutfarbe, kleinere Sporen und schmalere, im Allgemeinen (sub)fusiforme Hymenialzystiden – BANDINI et al. (2019a).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. immigrans*, deren ITS eine Übereinstimmung von 96 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe calida*, *I. concinnula*, *I. favrei*, *I. immigrans*, *I. mundula*, *I. oreina*, *I. perlucida*, *I. pseudoasterospora*, *I. villosa*.

Inocybe lucis Bandini & U. Eberh., spec. nov.

Tafel 15

Mycobank-Nummer: MB 843452

Etymologie: nach Lateinisch „lux“, „Licht“, da die Art eine lichtvolle, strahlende Farbe hat.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, Breitenberg, TK25 8429/3, ca. 1800 m ü. NN, *Pinus mugo*, *Picea abies*, *Petasites* spec., 23. Sep. 2014, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901616; Isotyp DB23-9-16-14). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003441.

Diagnosis: *Inocybe lucis* has a bright orange-ochraceous foxy tinged pileus colour, smooth to finely innately fibrillose pileus surface with sometimes subsquamulose centre with age, a stipe which is pruinose on entire length but sparsely so in the lower half, rather short and narrow smooth spores, measuring $7.2\text{-}9.4\ \mu\text{m}$ (av. $8.4\ \mu\text{m}$) \times $3.9\text{-}5.1\ \mu\text{m}$ (av. $4.5\ \mu\text{m}$) and mostly (sub)fusiform to (sub)utriform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring $38\text{-}69\ \mu\text{m}$ (av. $57\ \mu\text{m}$) \times $10\text{-}17\ \mu\text{m}$ (av. $13\ \mu\text{m}$). This combination of characters distinguishes *I. lucis* from, e.g., *I. angulatosquamulosa* and *I. leochroma*. ITS sequence data distinguish *I. lucis* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 20-40 mm breit, anfangs (fast) glockig, später ausgebreitet, ohne Buckel, Rand zunächst stark eingebogen, später nach unten gebogen bis nach oben gebogen; keine Reste einer Velipellis beobachtet; Farbe warm und leuchtend orange-ockerlich mit fuchsiger Note (Mu 5YR 6/6-6/8, 5/8; 7.5YR 7/8, 6/8); Oberfläche anfangs glatt, später fein eingewachsen faserig zum Rand hin, und in der Mitte gelegentlich kleinflächig aufbrechend bis fein aufschuppend mit angedrückten Faserbündeln; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** recht gedrängt stehend (ca. 60-70, l = 1-3), ein wenig unregelmäßig, mit herablaufendem Zahn angewachsen, eben bis (wenig) bauchig, anfangs weißlich, später blass graulich-bräunlich; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 30-50 \times 4-10 mm, kompakt, zylindrisch oder gebogen, Basis gleich breit oder verdickt, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs weißlich, später mit rötlichem Stich; auf ganzer Länge bereift, aber spärlich in der unteren Hälfte. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** unauffällig, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut braun mit Kupfernote (Mu 7/5YR 4/4-4/6; 5YR 4/6), Lamellen und Stiel rötlich braun; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen $7,2\text{-}8,4\text{-}9,4\ \mu\text{m}$ (SD $0,5\ \mu\text{m}$) \times $3,9\text{-}4,5\text{-}5,1\ \mu\text{m}$ (SD $0,3\ \mu\text{m}$); Q = $1,5\text{-}1,9\text{-}2,1$ (SD $0,1$) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, im Allgemeinen ohne Hilardepression, Apex subakut bis subobtus, mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** $23\text{-}29 \times 7\text{-}9\ \mu\text{m}$, im Allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** $38\text{-}57\text{-}69\ \mu\text{m}$ (SD $7\ \mu\text{m}$) \times $10\text{-}17\text{-}13\ \mu\text{m}$ (SD $2\ \mu\text{m}$); Q = $3,5\text{-}4,5\text{-}6,4$ (SD $0,6$) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)fusiform oder (sub)utriform, manchmal sublageniform, ohne oder mit nur kurzem Hals, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu $2,0$ ($-3,0$) μm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber etwas variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen subzylindrischen bis (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus $5\text{-}13\ \mu\text{m}$ breiten, 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, $55\text{-}75 \times 8\text{-}15\ \mu\text{m}$, länglich (sub)lageniform bis (sub)zylindrisch mit leicht welligen Wänden, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit wenigen kleinen Kristallen,



Tafel 15 – *Inocybe lucis*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901616); b Holotyp (SMNS-STU-F-0901616); c Pleurozystide (SMNS-STU-F-0901616); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901616); e Sporen (DB13-9-21-20).

Wände bis zu 0,5 (-1,0) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit farblosen kettigen hyphoiden Elementen mit abschließendem (sub)clavaten Element. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen beiden Funden aus Deutschland. Beide Kollektionen stammen von feuchtem Quellbachgelände auf dem Breitenberg in Bayern, und beide waren mit *Picea abies* assoziiert. In den Datenbanken gibt es keine Sequenzen, die zu dieser Art gehören. Angesichts dessen und der Tatsache, dass es sich um eine optisch sehr auffällige Art handelt, ist davon auszugehen, dass *I. lucis* sehr selten ist.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, Breitenberg, TK25 8429/3, ca. 1680 m ü. NN, *Picea abies*, *Petasites* spec., 13. Sep. 2021, leg./det. D. Bandini (DB13-9-21-20).

Wesentliche Charakteristika: ● Hutfarbe leuchtend orange-ockerlich mit fuchsiger Note; ● glatte bis feinfaserige, in der Mitte zuweilen fein aufschuppende Hutoberfläche; ● Caulozystiden auf ganzer Stiellänge, aber spärlich in der unteren Hälfte; ● Sporen recht kurz und schmal, im Durchschnitt 8,4 × 4,5 µm; ● Standort auf feuchtem kalkhaltigem Boden mit Nadelbäumen in subalpiner Höhe.

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

- ***Inocybe angulatosquamulosa*** Stangl: u.a. durch weniger leuchtende, mehr gelbliche bis bräunliche Hutfarbe, oft mehr oder weniger gesprenkelte Hutoberfläche, kürzere Sporen und Standort mit Laubbäumen – vgl. STANGL (1984), BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe cervenianensis*** Ferisin, Bizio, Aiardi, Bersan & Dovana.: u.a. durch oft größere Fruchtkörper, weißliche Velipellis, braune bis dunkelbraune Hutfarbe, größere Sporen sowie einen klimatisch begünstigteren Standort mit Laubbäumen – vgl. DOVANA et al. (2021).
- ***Inocybe curcumina*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch trübere, gelblich-ockerliche Hutfarbe, rimose bis fibrillöse Hutoberfläche mit divergierenden Fasern und im Durchschnitt größere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe furfurea*** Kühner: u.a. durch in der Regel kleinere Fruchtkörper, grauliche Velipellis, Hutfarbe oft mit mehr oder weniger intensiver rötlicher Note, im Durchschnitt kürzere, aber breitere Sporen und Standort meist mit Laubbäumen – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe langei*** R. Heim: u.a. durch viel kleinere Sporen sowie Hymenialzystiden oft mit schlaufenförmig abgerundeter Basis – vgl. HEIM (1931).
- ***Inocybe leochroma*** Bandini, Vauras & B. Oertel: u.a. durch filzig-wollige Hutoberfläche bei älteren Fruchtkörpern, grobe, an Salzkörner erinnernde Pruina und im Durchschnitt kürzere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2019a).

- ***Inocybe mystica*** Stangl & Glowinski: u.a. durch kürzere Sporen und Hymenialzystiden – vgl. STANGL & GLOWINSKI (1980).
- ***Inocybe pelargonium*** Kühner: u.a. durch oft etwas klebrige Hutoberfläche, kürzere Sporen, kürzere Hymenialzystiden und Geruch nach Geranienblättern – vgl. KÜHNER (1955), KUYPER (1986), STANGL (1989), BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe pseudoscabelliformis*** Carteret & Reumaux: u.a. durch trübere, ockerliche bis nussbraune Hutfarbe, größere Sporen und Hymenialzystiden mit dickeren Wänden – vgl. CARTERET & REUMAUX (2017).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. angulatosquamulosa*, deren ITS eine Übereinstimmung von 97 % aufweist, sowie *I. leochroma* mit 96 % Übereinstimmung in der ITS.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe angulatosquamulosa*, *I. cervenianensis*, *I. curcumina*, *I. furfurea*, *I. langei*, *I. leochroma*, *I. mystica*, *I. pelargonium*, *I. pseudoscabelliformis*.

Inocybe oloris Bandini & B. Oertel, spec. nov.

Tafel 16

MycoBank-Nummer: MB 843453

Etymologie: nach Lateinisch „olor“, „Schwan“, aufgrund des anfangs weißlichen Hutes.

Holotyp: Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, Breitenberg, TK25 8429/3, ca. 1700 m ü. NN, *Pinus mugo*, *Picea abies*, 16. Sep. 2018, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901681; Isotyp DB16-9-18-1). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003437.

Diagnosis: *Inocybe oloris* has an abundant whitish velipellis, with age dingy whitish up to ivory yellowish hued pileus colour, oblong smooth spores, measuring 7.9-10.5 μm (av. 9.4 μm) \times 4.5-5.9 μm (av. 5.1 μm), mostly (sub)fusiform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 46-78 μm (av. 59 μm) \times 13-32 μm (av. 17 μm) and often very long and narrow (sub)fusiform to subcylindrical caulocystidia with undulate walls. It grows on basic soil in subalpine to alpine altitude. This combination of characters distinguishes *I. oloris* from, e.g., *I. geophylla* or *I. nivea*. ITS sequence data distinguish *I. oloris* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

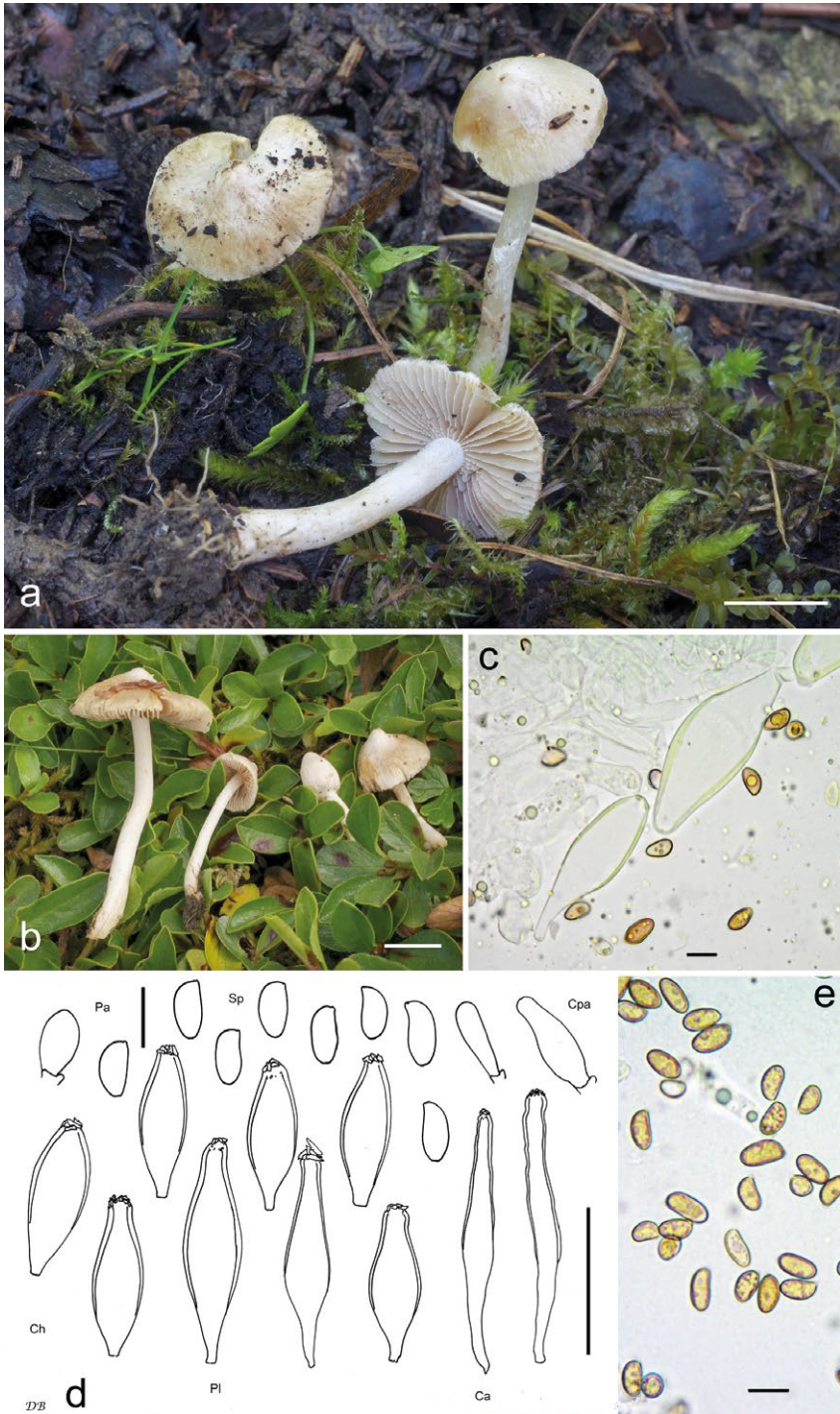
Hut 10-25 mm breit, anfangs eichelförmig, später (sub)konisch, breit konvex oder ausgebreitet, ohne Buckel oder mit mehr oder weniger ausgeprägtem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen, später nach unten gebogen bis eben; junge Fruchtkörper mit reichlichen Resten einer weißlichen Velipellis, die später noch auf dem Buckel zu sehen ist; Farbe zunächst weißlich aufgrund der Velipellis, später etwas

schmutzig weißlich, bis schmutzig blass strohfarben, auch (schmutzig) elfenbeinfarben mit gelblicher Note (Mu 10YR 8/3-8/6, 7/3-7/6 oder 6/3-6/6), Zentrum älterer Fruchtkörper immer noch weißlich aufgrund der Velipellis; Oberfläche erst glatt, später feinfilzig; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Cortina. **Lamellen** normal bis etwas entfernt stehend (ca. 30-45, l = 1-3), angewachsen bis breit angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs blass graulich-weißlich, später blass graulich mit gelblicher bis blass ockerlicher Note oder blass bräunlich; Schneide manchmal ungleichmäßig, gezähnt, weißlich. **Stiel** 20-50 × 1-3 mm, zylindrisch oder gebogen, Basis manchmal verdickt bis fast knollig, anfangs gänzlich weißlich überfasernt, später längsstreifig oder glatt, anfangs weißlich, später schmutzig weißlich bis blass strohfarben; nur oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** (sub)spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut blass graulich braun mit ockerlicher Note (Mu 10YR 5/4-5/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,9-9,4-10,5 µm (SD 0,6 µm) × 4,5-5,1-5,9 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,6-1,8-2,1 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, (sub)phaseoliform oder subzylindrisch, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 23-28 × 7-10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 12,3 µm. **Pleurozystiden** 46-59-78 µm (SD 8 µm) × 13-17-32 µm (SD 4 µm); Q = 2,2-3,6-4,9 (SD 0,6) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)fusiform, manchmal auch (sub)utriform, oft ohne oder mit nur kurzem Hals, selten mit längerem und etwas welligem Hals, in der Regel mit kurzem, manchmal mit längerem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (-2,5) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber etwas variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazytisten. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-8 (-10) µm breiten, gelblichen, nicht mit parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel 45-95 × 8-15 µm, oft sehr lang und schmal (sub)fusiform bis subzylindrisch mit welligen Wänden, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit kleinen Kristallen, Wände bis zu 1,0 (-1,5) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen farblosen länglichen (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazytisten. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt nur von unseren eigenen Kollektionen aus Deutschland und der Schweiz sowie von der Sequenz einer Kollektion aus Kirgistan in Genbank (MK351756, als „*I. geophylla*“) sowie einer Bodenproben-Sequenz aus alpiner Höhe in den europäischen Alpen (MT095813). Unsere eigenen Kollektionen stammen aus subalpiner bis alpiner Höhe, die Fruchtkörper wuchsen auf basischem Boden. Die Art fruktifiziert sowohl mit Laubgehölzen (*Salix*) als auch mit Nadelbäumen.



Tafel 16 – *Inocybe oloris*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901681); b DB4-8-12-2b; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901681); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901681); e Sporen (DB4-8-12-2b).

Weitere untersuchte Kollektion:

Schweiz, Bern, Frutigen-Niedersimmental, Wimmis, Niesen, TK25 1227/2, 2310 m ü. NN, auf basischem Boden mit *Salix retusa*, 4. Aug. 2012, leg. B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB4-8-12-2b).

Wesentliche Charakteristika: • reichliche weißliche Velipellis; • Hutfarbe anfangs weißlich wegen der Velipellis, später meist schmutzig weißlich bis schmutzig elfenbeinfarben mit gelblichem Hauch, Buckel meist weißlich aufgrund der Velipellis; • Sporen länglich, Größe im Durchschnitt $9,4 \times 5,1 \mu\text{m}$; • Hymenialzystiden meist (sub)fusiform und im Durchschnitt $> 55 \mu\text{m}$; • Caulozystiden oft sehr lang und schmal (sub)fusiform bis subzylindrisch mit welligen Wänden; • Standort auf basischem Boden in subalpiner bis alpiner Höhe.

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

- ***Inocybe bellidiana*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch oft leicht striegelig-zottige Hutoberfläche zum Rand hin bei älteren Fruchtkörpern, im Durchschnitt kleinere Sporen oft mit ausbuchtender dorsaler Seite, Hymenialzystiden mit oft klar abgegrenztem bis subkopfigem Hals sowie Standort in niedrigerer Höhe stets mit Laubbäumen – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe cygnea*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch größere Fruchtkörper, kürzere Sporen, kürzere Caulozystiden in Verbindung mit gegliederten und/oder sich gabelnden hyphoiden dünn- oder dickwandigen Elementen und Standort in niedrigerer Höhe – siehe oben.
- ***Inocybe elysii*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch auch anfangs blass gelbliche bis golden ockerliche Hutfarbe, kürzere Sporen, oft (sub)kopfige Caulozystiden sowie Standort auf saurerem Boden – siehe oben.
- ***Inocybe geophylla*** (Bull.) P. Kumm.: u.a. durch meist mehr oder weniger weißliche Hutfarbe, mit zunehmendem Alter weniger glatte Hutoberfläche, kleinere, nicht längliche Sporen und im Durchschnitt kürzere Hymenial- und Caulozystiden – vgl. BULLIARD (1788-92), KUMMER (1871), KUYPER (1986, als „*I. xantholeuca*“), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe huijsmanii*** Kuyper: u.a. durch oft blass orangefarbene bis blass grünliche Hutmitte, weniger glatte Hutoberfläche bei älteren Fruchtkörpern, meist (sub)utriforme Hymenialzystiden und Standort in niedrigerer Höhe stets bei Laubbäumen – vgl. KUYPER (1986), STANGL (1989), LUDWIG (2017), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe miranda*** Carteret & Reumaux: u.a. durch mehr oder weniger weißliche Hutfarbe, kürzere, nicht längliche Sporen und kürzere Hymenialzystiden sowie Standort in niedrigerer Höhe stets bei Laubbäumen – vgl. CARTERET & REUMAUX (2013), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe nebularis*** E. Ludw.: u.a. durch trüb ockerliche bis blass bräunliche Hutfarbe, Stiel mit rötlichem Stich nahe dem Apex und kleinere Sporen – vgl. LUDWIG (2017).

- ***Inocybe nivea*** E. Larss.: u.a. durch größere Sporen und kürzere Hymenial- und Caulozystiden – vgl. CROUS et al. (2021).
- ***Inocybe orionis*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch schlierig orangefarbene, orange-bräunliche oder graulich-bräunliche Hutmitte, kürzere Sporen und kürzere Hymenialzystiden sowie Standort in niedrigerer Höhe stets bei Laubbäumen – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe posterula*** (Britzelm.) Sacc.: u.a. durch meist mehr oder weniger weißliche Hutfarbe, anfangs meist helmförmigen Hut, kleinere Sporen und kleinere Hymenialzystiden – vgl. BRITZELMAYR (1883), SACCARDO (1887), KUYPER (1986), STANGL (1985, 1989).
- ***Inocybe sambucella*** G.F. Atk.: u.a. durch bei älteren Fruchtkörpern rissig aufbrechende Hutmitte, kürzere, nicht längliche Sporen und Standort auf saurerem Boden – vgl. ATKINSON (1918).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. nivea*, deren ITS allerdings nur eine Übereinstimmung von 93 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe bellidiana*, *I. geophylla*, *I. huijsmanii*, *I. miranda*, *I. nebularis*, *I. nivea*, *I. orionis*, *I. posterula*.

Inocybe soliana Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov.

Tafel 17

Mycobank-Nummer: MB 843454

Etymologie: nach Lateinisch „sol“, „Sonne“, da unter anderem die Lamellen bei jungen Fruchtkörpern sonnig gelb sind.

Holotyp: Österreich, Tirol, Reutte, ÖK25V 2215-West, 880 m ü. NN, Auwald mit *Picea abies*, *Alnus spec.*, *Pinus sylvestris*, *Fagus sylvatica*, 10. Aug. 2021, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901664; Isotyp DB10-8-21-6). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003425.

Diagnosis: *Inocybe soliana* has a dingy and dull ochraceous brownish, pale yellow-ochraceous to brownish pileus colour, finely tomentose to almost minutely lanose pileus surface, at first sunny yellow lamellae, entirely pruinose stipe, smooth oblong spores, measuring 9.3-12.9 µm (av. 10.9 µm) × 4.5-7.7 µm (av. 5.9 µm), often very long hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 54-120 µm (av. 76 µm) × 11-20 µm (av. 15 µm) and long and narrow deformed subfusiform caulocystidia. This combination of characters distinguishes *I. soliana* from, e.g., *I. pholiotinoides* or *I. ionochlora*. ITS sequence data distinguish *I. soliana* from these and all other species for which ITS data are available.

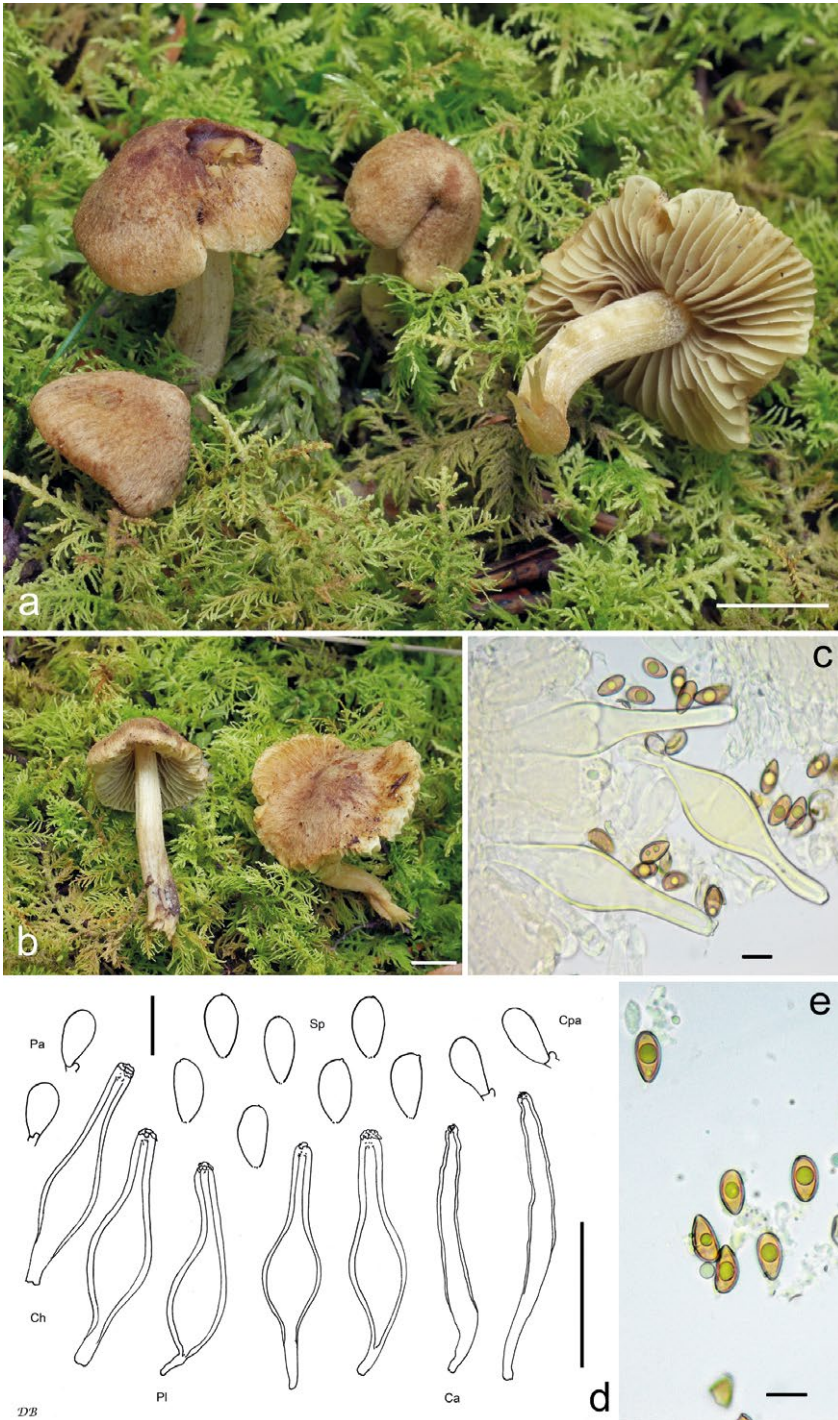
Beschreibung

Hut 5-30 mm breit, zunächst (sub)konisch oder fast glockig, später ausgebreitet, meist ohne, manchmal mit niedrigem breitem Buckel, Rand zunächst eingebogen, dann nach unten gebogen bis eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit dünnen und flüchtigen Resten einer blass graulichen bis blass gelblichen Velipellis; Farbe schmutzig und trüb ockerbräunlich, blass gelbockerlich bis bräunlich (Mu 10YR 7/4-7/8, 6/4-6/6, 5/6-5/8); Oberfläche feinfilzig bis filzig, manchmal beinahe feinvollig; keine Reste einer Cortina beobachtet. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 20-25, l = 1-3), recht dicklich, angewachsen bis recht breit angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs sonnig gelb, später gelblich-graulich bis dunkel ockerfarben; Schneide ungleichmäßig, gezähnt, weißlich bis concolor. **Stiel** 20-40 × 1-3 mm, zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, anfangs gelblich bis honiggelb, später blass schmutzig ockerlich mit oder ohne bräunliche Note; auf ganzer Länge bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, weißlich bis gänzlich leuchtend sonnig gelb im Stiel, später etwas dunkler bis blass ockerlich-bräunlich in der Stiellrinde. **Geruch** spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut dunkel ockerbräunlich, blass braun bis braun (Mu 10YR 5/3-5/8, 4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 9,3-10,9-12,9 µm (SD 0,8 µm) × 4,5-5,9-7,7 µm (SD 0,5 µm); Q = 1,5-1,9-2,3 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, länglich (sub)amygdaloid, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut, manchmal mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 24-28 × 7-10 µm, 4-sporig und 2-sporig. **Pleurozystiden** 54-76-120 µm (SD 14 µm) × 11-15-20 µm (SD 3 µm); Q = 3,3-5,0-7,9 (SD 0,9) (n = 45 von 3 Koll.), (sub)fusiform bis (sub)lageniform, zuweilen mit deutlich ausgeprägtem Übergang von Bauch zu Hals, oft mit langem Hals, mit kurzem oder längerem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 3,0 (-3,5) µm dick am Apex, aber oft gleichmäßig breit an Bauch und Apex, intensiv gelb-grün mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber etwas variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-14 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, 50-120 × 8-13 µm, oft lang und schmal deformiert subfusiform mit welligen Wänden, mit kurzem Fuß, Apex ohne oder mit Kristallen, Wände bis zu 1,5 (-2,0) µm dick am Apex, intensiv gelb-grün mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Funden aus Deutschland und Österreich. Es sind in den Datenbanken auch keine Sequenzen von Fruchtkörpern, EcM oder Bodenproben vorhanden. Es könnte sich also um eine seltene Art handeln, die



Tafel 17 – *Inocybe soliana*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901664); b DB10-8-21-18; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901685); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901664); e Sporen (SMNS-STU-F-0901685).

vermutlich mit Nadelbäumen assoziiert ist und auf frischem bis leicht feuchtem kalkhaltigen Boden in montaner bis subalpiner Höhe wächst.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Bayern, Rosenheim, Bad Endorf, Antwort, Antworter Berg, TK25 8139/2, 650 m ü. NN, *Picea abies*, 3. Sep. 2013, leg. M. Dondl; det. D. Bandini & B. Oertel (DB3-9-13-Dondl). – Bayern, Ostallgäu, Pfronten, TK25 8429/1, 900 m ü. NN, Auwald mit *Alnus incana*, *Picea abies*, *Corylus avellana*, 12. Aug. 2021, leg./det. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901685; Dupl. DB12-8-21-22).

Österreich, Tirol, Reutte, Hahnenkamm, ÖK25V 2214-Ost, 1800 m ü. NN, *Pinus mugo*, *Salix spec.*, *Picea abies*, 18. Sep. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB18-9-16-35). – Tirol, Reutte, ÖK25V 2215-West, 880 m ü. NN, Auwald mit *Picea abies*, *Alnus spec.*, *Pinus sylvestris*, *Fagus sylvatica*, 10. Aug. 2021, leg./det. D. Bandini (DB10-8-21-18).

Wesentliche Charakteristika: • Hutfarbe schmutzig und trüb ockerbräunlich, blass gelbockerlich bis bräunlich; • feinfilzige bis beinahe feinvollige Hutoberfläche; • Lamellen und manchmal auch der Stiel anfangs leuchtend gelb; • Caulozystiden auf ganzer Stiellänge; • Sporengröße im Durchschnitt $10,9 \times 5,9 \mu\text{m}$; • oft sehr lange Hymenialzystiden (bis $120 \mu\text{m}$); • charakteristische lange schmale, deformiert subfusiforme Caulozystiden mit einer Länge bis $120 \mu\text{m}$; • Standort auf kalkhaltigem frischen Boden in montaner bis subalpiner Höhe.

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

- ***Inocybe fissuratula*** E. Ludw.: u.a. durch goldockerbraune Hutfarbe, Hutoberfläche mit konzentrischen Fissuren, laut Protolog fehlende Velipellis, nicht deutlich gelbes Stielfleisch und im Durchschnitt kleinere Sporen – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe ionochlora*** Romagn.: u.a. durch oft starken Farbkontrast im Hut, am Apex violetten Stiel und im Durchschnitt kleinere Sporen – vgl. ROMAGNESI (1979), BANDINI et al. (2013).
- ***Inocybe muricellata*** Bres.: u.a. durch in der Regel mehr orange-rötliche Hutmitte, oft aufschuppende Hutoberfläche, rötlichen Stiel und kleinere Sporen – vgl. BRESADOLA (1905), KUYPER (1986), STANGL (1989).
- ***Inocybe pallidolutea*** Carteret & Reumaux: u.a. durch mehr gelbliche Hutfarbe mit rötlicher Note, squamulose Hutoberfläche, jung nicht gelbe Lamellen und im Durchschnitt viel kürzere Sporen – vgl. CARTERET & REUMAUX (2017).
- ***Inocybe pholiotinoides*** Romagn.: u.a. durch leuchtend gelb-ockerliche Hutfarbe mit mehr oder weniger intensiver orange- bis orange-kupferfarbener Note, in der Hutmitte aufbrechende Fasern, nicht leuchtend gelbes Stielfleisch, und im Durchschnitt kleinere Sporen – vgl. ROMAGNESI (1979).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. ionochlora*, deren ITS eine Übereinstimmung von allerdings nur 92 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe fissuratula*, *I. pallidolutea*, *I. pholiotinoides*.

Inocybe syringae Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov.

Tafel 18

Mycobank-Nummer: MB 843455

Etymologie: nach dem wissenschaftlichen Namen des Flieders (*Syringa*), da die Hutfarbe intensiv lila ist.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Langenzell, TK25 6618/2, 165 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Carpinus betulus*, 13. Okt. 2021, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901676; Isotyp DB13-10-21-2). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003435.

Diagnosis: *Inocybe syringae* has an intensely lilac pileus colour, sometimes with blueish but not with reddish-purplish tinge, smooth pileus surface, smooth spores, measuring 7.4-10.2 μm (av. 8.7 μm) \times 4.3-5.5 μm (av. 4.9 μm), on av. rather short and mostly (sub)utriform hymenial cystidia, measuring 38-61 μm (av. 47 μm) \times 11-18 μm (av. 14 μm) and often rather long and narrow caulocystidia with truncate base, and it grows on calcareous soil with frondose trees. This combination of characters distinguishes *I. syringae* from, e.g., *I. aphroditeana* or *I. tyrii*. ITS sequence data distinguish *I. syringae* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 10-30 mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, ohne oder mit nur niedrigem breitem Buckel, Rand zunächst eingebogen, dann nach unten gebogen bis eben; keine Velipellis beobachtet; Farbe intensiv lila in unterschiedlichen Schattierungen (Mu 2.5P 6/8-6/10, 5/6-5/10, 4/6-4/10, 3/8), mit weißlichem Hintergrund, manchmal mit Blauton, aber nicht mit rötlicher bis purpurfarbiger Note, zuweilen in der Hutmitte etwas dunkler oder aber blass gelblich-orangelich; Oberfläche lange Zeit glänzend seidig glatt, später teilweise zum Rand hin etwas abfasernd; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 40-50, l = 1-3), etwas ungleichmäßig, fast frei bis schmal angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich, dann weißlich mit graulicher Note, mit dem Alter bräunlich-graulich mit violetter Note; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 20-45 \times 2-3 mm, zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich dicht weißlich überfasernd, später etwas flockig bis längsstreifig, darunter lila in unterschiedlichen Schattierungen, zum Apex hin wegen der dichten Pruina oft fast weißlich; nur oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel, blass lilafarben in der Stielerinde. **Geruch** spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut blass violett mit blass bräunlicher Note (Mu 10R 6/3-6/6, 5/3-5/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,4-8,7-10,2 µm (SD 0,5 µm) × 4,3-4,9-5,5 µm (SD 0,2 µm); Q = 1,5-1,8-2,1 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, eher selten auch subelliptisch, oft mit ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)obtus. **Basidien** 23-31 × 7-10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,0 µm. **Pleurozystiden** 38-47-61 µm (SD 6 µm) × 11-14-18 µm (SD 2 µm); Q = 2,5-3,4-4,6 (SD 0,5) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)utriform, manchmal subfusiform, in der Regel mit kurzem Hals, manchmal mit deutlich ausgeprägtem Übergang von Bauch zu Hals, meist mit kurzem, zuweilen mit längerem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 (-1,5) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-11 µm breiten, mit blass bräunlich-violetter parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 30-80 × 9-15 µm, oft recht lang und schmal subzylindrisch mit trunkater Basis, manchmal mit mehr oder weniger welligen Wänden, Apex mit Kristallen oder ohne, Wände bis zu 0,5 (-1,0) µm dick am Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen farblosen, länglichen (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Aufsammlungen aus Deutschland sowie von einigen Bodenproben-Sequenzen aus Estland und Lettland. Die Art wächst auf kalkhaltigem Boden, an auch im Sommer schattigen und leicht feuchten Wegrändern mit Laubbäumen.

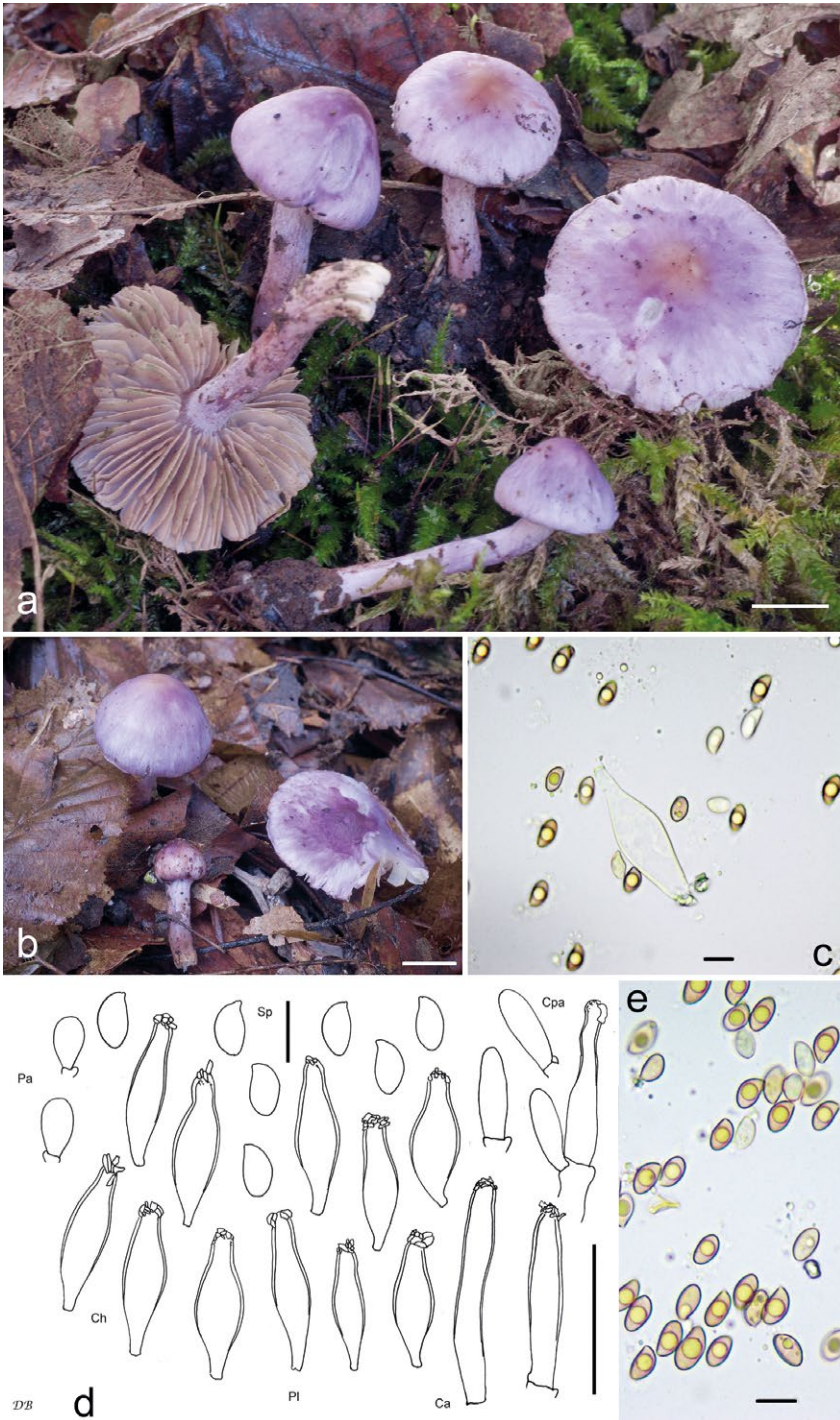
Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Lobbach, Nähe Golfplatz, TK25 6619/1, 210 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Quercus robur*, *Carpinus betulus*, 30. Sep. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB30-9-18-1). – Rhein-Neckar-Kreis, bei Wiesenbach, TK25 6619/1, 170 m ü. NN, *Carpinus betulus*, *Fagus sylvatica*, 8. Okt. 2019, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB8-10-19-1).

Wesentliche Charakteristika: • Hutfarbe gänzlich und intensiv lila, manchmal mit Blautönen, aber nicht mit rötlicher oder purpurfarbener Nuance; • Hutmitte nicht bräunlich oder braun oder deutlich gelblich oder orange-braun mit zunehmendem Alter; • keine Velipellis vorhanden; • Sporengröße im Durchschnitt 8,7 × 4,9 µm; • Hymenialzystiden im Durchschnitt recht kurz (< 50 µm); • Caulozystiden oft lang und subzylindrisch mit trunkater Basis; • Habitat mit Laubbäumen auf kalkhaltigem Boden.

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

• ***Inocybe aphroditeana*** Bandini & G. Bandini: u.a. durch Hutfarbe mit rötlicher Note, kleinere Sporen und kürzere, oft subkopfige Hymenialzystiden sowie oft subkopfige Caulozystiden ohne trunkate Basis – siehe oben.



Tafel 18 – *Inocybe syringae*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901676); b DB8-10-19-1; c Cheilozystide (Holotyp SMNS-STU-F-0901676); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901676); e Sporen (SMNS-STU-F-0901676).

- ***Inocybe ionolepis*** Cullington & E. Larss.: u.a. durch, zumindest wenn älter, blässere Hutfarbe und oft gelbliche bis ockerliche Hutmitte, im Durchschnitt längere Hymenialzystiden sowie (sub)fusiforme Caulozystiden nicht mit trinkater Basis – vgl. CROUS et al. (2020).
- ***Inocybe lilacina*** (Peck) Kauffman: u.a. durch purpurfarbige Töne in der Hutfarbe, zum Hutrand hin dunkelviolette Streifen, im Durchschnitt größere Sporen und kürzere nicht subzylindrische Caulozystiden – vgl. PECK (1874, als „*Agaricus geophyllus* var. *lilacinus*“), KAUFFMAN (1918), MATHENY & SWENIE (2018).
- ***Inocybe lilacinomaculata*** E. Ludw. & I.L. Franzén: u.a. durch blässere Hutfarbe, weißliche Velipellis, im Durchschnitt größere Sporen sowie Standort mit Nadelbäumen auf eher saurem Grund – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe pallidicremea*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch sehr viel blässere Hutfarbe, im Durchschnitt größere Sporen und Standort mit Nadelbäumen in größerer Höhe – vgl. GRUND & STUNTZ (1977), MATHENY & SWENIE (2018).
- ***Inocybe sublilacina*** Matheny & A. Voitk: u.a. durch blässere Hutfarbe, oft mehr oder weniger gelbliche Hutmitte, kürzere Caulozystiden ohne trinkate Basis und Standort mit Koniferen (oft mit Kiefer) – vgl. MATHENY & SWENIE (2018).
- ***Inocybe tyrii*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch Hutfarbe oft mit rötlichen bis purpurfarbigen Tönen, Hutmitte meist mit bräunlichem bis braunem Fleck, im Durchschnitt etwas größere Sporen und längere Hymenialzystiden und Caulozystiden nicht oft mit trinkater Basis – siehe unten.

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. aphroditeana* und *I. tyrii*, deren ITS eine Übereinstimmung von allerdings nur 92 %, bzw. 91 % (*I. tyrii*) aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe ionolepis*, *I. lilacina*, *I. lilacinomaculata*, *I. pallidicremea*, *I. sublilacina*.

Kommentar: siehe Diskussion.

Inocybe trollii Bandini & B. Oertel, spec. nov.

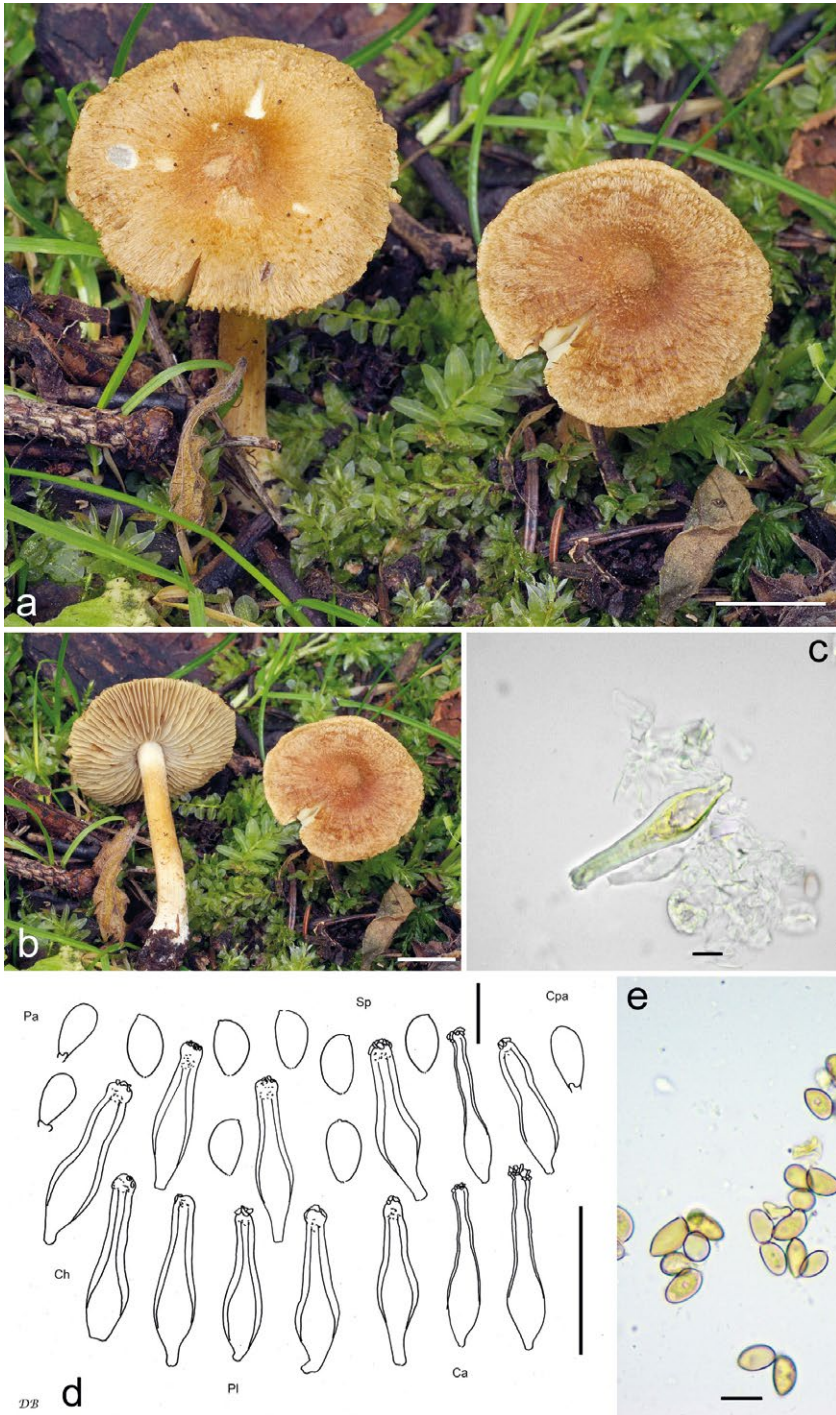
Tafel 19

MycoBank-Nummer: MB 843456

Etymologie: nach dem wissenschaftlichen Namen der Trollblume (*Trollius*), da die Art eine ebenso leuchtende Farbe hat.

Holotyp: Österreich, Tirol, Imst, Mötz, in der Nähe der Wallfahrtskirche Maria Locherboden, ÖK25V 2221-Ost, ca. 750 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Corylus avellana*, *Populus* spec., 12. Sep. 2019, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901674; Isotyp DB12-9-19-2). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003430.

Diagnosis: *Inocybe trollii* has a yellow-ochraceous orange-foxy tinged pileus colour, minutely lanose pileus surface, smooth spores, measuring 8.0-11.1 µm (av. 9.6 µm)



Tafel 19 – *Inocybe trollii*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901674); b SMNS-STU-F-0901674; c Cheilozystide (SMNS-STU-F-0901674); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901674); e Sporen (DB14-9-17-12).

× 5.0-6.6 µm (av. 5.6 µm), mostly (sub)utriform to (sub)lageniform, often (sub)capitate hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 44-60 µm (av. 53 µm) × 10-19 µm (av. 14 µm) and often (sub)capitate caulocystidia near the apex of the stipe, often with long undulate neck. This combination of characters distinguishes *I. trollii* from, e.g., *I. leochroma* or *I. langei*. ITS sequence data distinguish *I. trollii* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 15-30 mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, oft mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand zunächst nach unten gebogen, dann eben; junge Fruchtkörper mit dünnen und flüchtigen Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe leuchtend gelb-ockerlich mit orange-fuchsiger Note (Mu 10YR 7/6-7/8, 6/6-6/8; 7.5YR 5/6-5/8), etwas blasser zum Rand hin; Oberfläche feinwollig mit feinen Faserbündeln; junge Fruchtkörper mit Cortina. **Lamellen** normal stehend (ca. 35-50, l = 1-3), uneben, recht breit angewachsen, wenig bauchig, anfangs blass graulich, später graulich-bräunlich; Schneide gezähnt, weißlich. **Stiel** 30-45 × 2-4 mm, zylindrisch, stabil, an der Basis etwas verdickt, glatt, nur an der Basis weißlich überfasert, in der Mitte bräunlich, am Apex weißlich; mit grober Pruina nur oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** etwas fruchtig, ohne spermatische Komponente. **Farbe des Exsikkats** Hut braun mit graulicher Nuance (Mu 10YR 4/3-4/4), Lamellen und Stiel concolor; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,0-9,6-11,1 µm (SD 0,6 µm) × 5,0-5,6-6,6 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,6-1,7-1,9 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaliform, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)akut, selten schwach ausgezogen, mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 24-28 × 7-10 µm, im Allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,9 µm. **Pleurozystiden** 44-53-60 µm (SD 4 µm) × 11-14-19 µm (SD 2 µm); Q = 2,9-4,0-5,4 (SD 0,6) (n = 30 von 2 Koll.), meist (sub)utriform bis (sub)lageniform, oft mit deutlich ausgeprägtem Übergang von Bauch zu Hals, meist mit recht langem Hals oft mit leicht welligen Wänden, oft mehr oder weniger subkopfig, im Allgemeinen mit nur kurzem Fuß, manchmal mit trinkater oder abgerundeter Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 (-2,5) µm dick am Apex, gelb-grün mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-10 µm breiten, mit trüb ockerlichem bis bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 45-80 × 10-15 µm, meist (sub)utriform bis sublageniform, mit langem, welligem Hals, oft subkopfig, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 (1,5) µm dick am Apex, gelb-grün mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen farblosen, (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Funden aus Österreich, die von Wegrändern mit kalkhaltigem Boden stammen. In den Datenbanken finden sich lediglich einige Sequenzen von Bodenproben aus Estland.

Weitere untersuchte Kollektion:

Österreich, Tirol, Imst, Silz, ÖK25V 2221-Ost, 680 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Corylus avellana*, *Populus spec.*, 14. Sep. 2017, leg./det. D. Bandini (DB14-9-17-12).

Wesentliche Charakteristika: ● gelb-ockerliche Hutfarbe mit orange-fuchsiger Note; ● dünne und flüchtige weißliche Velipellis; ● feinwollige Hutoberfläche; ● leicht fruchtiger Geruch; ● meist (sub)utriforme bis (sub)lageniforme Hymenialzystiden; ● Hymenialzystiden oft mehr oder weniger subkopfig; ● Caulozystiden mit langem und welligem Hals und oft (sub)kopfig; ● Standort auf kalkhaltigem Boden.

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

- ***Inocybe angulatosquamulosa*** Stangl: u.a. durch weniger leuchtende, oft eher stumpf gelbliche bis bräunliche Hutfarbe, oft mehr oder weniger gesprenkelte Hutoberfläche sowie viel kleinere Sporen – vgl. STANGL (1984), BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe audens*** Bandini, Christan & Dondl.: u.a. durch weniger leuchtende, oft trüb ockerbräunliche Hutfarbe, glattere Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere, aber breitere Sporen und im Durchschnitt dickwandigere, meist halslose Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2021a).
- ***Inocybe curcumina*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch trübere, gelblich-ockerliche Hutfarbe, rimose bis fibrillöse Hutoberfläche mit divergierenden Fasern und kleinere Sporen – vgl. BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe langei*** R. Heim: u.a. durch viel kleinere Sporen sowie Hymenialzystiden oft mit schlaufenförmig abgerundeter Basis – vgl. HEIM (1931).
- ***Inocybe leochroma*** Bandini, Vauras & B. Oertel: u.a. durch gänzlich bereiften Stiel, kleinere Sporen und kürzere, nicht subkopfige Caulozystiden – vgl. BANDINI et al. (2019a).
- ***Inocybe mystica*** Stangl & Glowinski: u.a. durch viel kürzere Sporen und Hymenialzystiden – vgl. STANGL & GLOWINSKI (1980).
- ***Inocybe pseudoscabelliformis*** Carteret & Reumaux: u.a. durch meist trübere Hutfarbe, mit der Zeit teilweise bräunlich bis graulich dunkelbraun werdenden Stiel, spermatischen, nicht fruchtigen Geruch, im Durchschnitt kürzere Sporen und nicht (sub)kopfige Hymenialzystiden mit dickeren Wänden – vgl. CARTERET & REUMAUX (2017).
- ***Inocybe queletii*** Konrad: u.a. durch größere Fruchtkörper, reichliche weißliche Velipellis, trübere Hutfarbe, Hymenialzystiden ohne oder mit nur kurzem Hals und

mit dickeren Wänden, sowie Standort mit *Abies* – vgl. KONRAD (1929), KUYPER (1986), STANGL (1989).

- ***Inocybe urceolicystis*** Stangl & Vauras: u.a. durch trübere Hutfarbe, oft verdickte bis beinahe knollige Stielbasis, im Durchschnitt kleinere Sporen und nicht subkopfige Hymenialzystiden oft mit abgerundeter Basis – vgl. STANGL & VAURAS (1988).

DNA-Sequenz: Uns ist keine sequenzierte Art bekannt, die genetisch auch nur entfernt mit *I. trollii* verwandt ist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe angulatosquamulosa*, *I. audens*, *I. curcumina*, *I. leochroma*, *I. mystica*, *I. pseudoscabelliformis*, *I. urceolicystis*.

Inocybe tyrii Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov.

Tafel 20

MycoBank-Nummer: MB 843457

Etymologie: nach dem nordischen Gott Tyr, dem das Veilchen geweiht war, aufgrund der violetten Farbe der Hüte.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK25 6618/2, 175 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 18. Okt. 2015, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901679; Isotypen DB18-10-15-3, TUR-A 209625). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003434.

Diagnosis: *Inocybe tyrii* has a usually intensely violet-lilac reddish to purple tinged pileus colour often with whitish background and with a much darker mostly brown(ish) patch at the centre, silky smooth to minutely tomentose surface of pileus, with cracked centre with age, smooth spores, measuring 7.5-10.4 μm (av. 8.9 μm) \times 4.5-6.1 μm (av. 5.2 μm), mostly (sub)fusiform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 30-72 μm (av. 55 μm) \times 9-19 μm (av. 13 μm) and always some very long and slender caulocystidia with slightly undulate walls. This combination of characters distinguishes *I. tyrii* from, e.g., *I. aphroditeana* or *I. lilacina*. ITS sequence data distinguish *I. tyrii* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 15-40 mm breit, anfangs (fast) eichelförmig, dann (sub)konisch oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, meist mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, zuweilen aber auch ohne Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen, später nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; keine Reste einer Velipellis beobachtet; Farbe intensiv violett-lila in unterschiedlicher Schattierung mit rötlicher bis purpurfarbiger Nuance (Mu 2.5P 6/6-6/10, 5/6-5/10; 5P 6/6-6/10, 5/4-5/10, 4/6-4/10, 3/4-3/8), oft mit



Tafel 20 – *Inocybe tyrii*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901679); b DB6-10-18-26; c Cheilozyste (SMNS-STU-F-0901679); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901679); e Sporen (SMNS-STU-F-0901679).

weißlichem Hintergrund; im Zentrum in der Regel dunkler, meist wie ein bräunlicher bis brauner, rötlich-violett überhauchter Fleck, manche Fruchtkörper im Hutzentrum auch beinahe schwärzlich-purpur mit bräunlicher Note; Hüte in manchen Kollektionen mit zunehmendem Alter aber auch viel blasser bis beinahe beige mit violetter Note zum Rand hin und im Zentrum bräunlich bis braun; Oberfläche anfangs seidig schimmernd glatt, später bis feinfilzig, mit dem Alter zuweilen zum Rand hin abfasernd oder subrimulos, während die Hutmitte oft rissig wird; junge Fruchtkörper mit Resten einer Cortina. **Lamellen** normal stehend bis eher eng stehend (ca. 60-70, l = 1-3), angewachsen, eben bis wenig bauchig, anfangs weißlich oder graulich-weißlich, später schmutzig beige, blass ockerlich mit graulicher Note bis kaffeebräunlich; Schneide ungleichmäßig, stark gezähnelte, weißlich. **Stiel** 25-55 × 2-4 mm, zylindrisch oder gebogen, anfangs gänzlich dicht weißlich überfasert, später längsstreifig oder glatt, unter dem Tomentum violett-lila in unterschiedlichen Schattierungen; nur oben bereift. **Fleisch** violett in Hut und Stiel, in unterschiedlichen Schattierungen. **Geruch** stark spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats** Hut schmutzig silbrig beige, schmutzig weißlich bis blass graulich oder bräunlich (Mu 10YR 7/3-7/4, 6/3-6/4; 5YR 5/3-5/4), mit rötlich-violetter Nuance, Lamellen blass bräunlich und Stiel bräunlich oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen. **Sporen** 7,5-8,9-10,4 µm (SD 0,6 µm) × 4,5-5,2-6,1 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5-1,7-2,0 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid bis (sub)elliptisch, ohne oder mit nur wenig ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus. **Basidien** 23-31 × 7-9 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 30-55-72 µm (SD 8 µm) × 9-13-19 µm (SD 3 µm); Q = 3,1-4,3-6,0 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)fusiform, ohne oder mit nur kurzem Hals, meist mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 (-2,5) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-14 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 40-110 (120) × 10-15 µm, vermischt mit kürzeren (sub)fusiformen Zystiden stets auch sehr lange und schmale (sub)fusiforme Zystiden mit leicht welligen Wänden und kurzem Fuß vorhanden, Apex mit oder ohne kleine Kristalle, Wände bis zu 1,0 (-1,5) µm dick am Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen farblosen länglich subclavaten, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von eigenen Funden aus Deutschland, die auf schattigem, mehr oder weniger feuchtem Gelände wuchsen. Es ist zumindest bemerkenswert, dass mit einer Ausnahme stets *Carpinus betulus* einer der Begleitbäume war. In GenBank und UNITE finden sich einige Fruchtkörper-Sequenzen der Art aus Estland (z.B. UDB011507, als „*I. lilacina*“ oder UDB025132, als *I. spec.*), aus Norwegen

(UDB036637, als „*I. lilacina*“) und aus Schweden (u.a. AM882874, als „*I. lilacina*“) sowie etliche EcM-Sequenzen aus Deutschland (z.B. HF675561), Estland (z.B. UDB014578, mit *Tilia cordata*), dem Iran (u.a. UDB005563, mit *Quercus*) und Rumänien (KM576432, mit *Quercus*). Die Art ist also mit Laubbäumen assoziiert.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, Richtung Lobenfeld, TK25 6618/2, 125 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 9. Sep. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (STU SMNS-STU-F-0901686; Dupl. DB9-9-14-3). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach nahe Langenzell, TK25 6618/2, 150 m ü. NN, *Carpinus betulus*, 16. Okt. 2019, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB16-10-19-1). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Langenzell, TK25 6618/2, 170 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 13 Okt. 2021, leg./det. D. Bandini (STU SMNS-STU-F-0901667; Dupl. DB13-10-21-1). – Nordrhein-Westfalen, Märkischer Kreis, Plettenberg, TK25 4813/1, 270 m ü. NN, *Salix spec.*, *Alnus glutinosa*, *Carpinus betulus*, 6. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB6-10-18-22). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Salix spec.*, *Alnus glutinosa*, *Carpinus betulus*, 6. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB6-10-18-24). – Ibidem, in einiger Entfernung, *Salix spec.*, *Alnus glutinosa*, *Carpinus betulus*, 6. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB6-10-18-26). – Hochsauerland, Alme, Quellenweg, TK25 4517/2, *Fagus sylvatica*, 6. Oct. 2019, leg. K. Wehr & T. Zielewski; det. D. Bandini & B. Oertel (DB6-10-19-2-Wehr).

Wesentliche Charakteristika: ● Hutfarbe in der Regel intensiv violett-lila mit rötlicher bis purpurfarbiger Nuance, oft mit weißlichem Hintergrund, in manchen Kollektionen aber mit zunehmendem Alter auch viel blasser zum Rand hin; ● Hutmitte meist bräunlich bis braun (oder auch dunkler) mit rötlich-violetterm Stich; ● Hutoberfläche seidig glatt bis feinfilzig, mit zunehmendem Alter manchmal zum Rand hin subrimulos oder abfasernd, während die Hutmitte rissig wird; ● Sporengroße im Durchschnitt 8,9 × 4,5 µm; ● Hymenialzystiden meist (sub)fusiform; ● Caulozystiden stets vermischt mit sehr langen (bis mehr als 110 µm) und schmalen (sub)fusiformen Zystiden mit welligen Wänden; ● Standort mit Laubbäumen auf kalkhaltigem Boden.

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

- *Inocybe aphroditeana* Bandini & G. Bandini: u.a. durch in der Regel nicht bräunliche bis braune rötlich-violett-stichige Hutmitte, nicht mit dem Alter rissige Hutmitte, im Durchschnitt kleinere Sporen und kürzere, oft subkopfige Hymenialzystiden – siehe oben.
- *Inocybe ionolepis* Cullington & E. Larss.: u.a. durch, zumindest wenn älter, blässere Hutfarbe und oft gelbliche bis ockerliche Hutmitte, im Durchschnitt kleinere Sporen und fehlende lange und schmale Caulozystiden mit welligen Wänden – vgl. CROUS et al. (2020).

- ***Inocybe lilacina*** (Peck) Kauffman: u.a. durch zum Hutrand hin dunkelviolette Streifen, nicht bräunliche bis braune Hutmitte, nicht mit dem Alter rissige Hutmitte und kürzere Caulozystiden – vgl. PECK (1874, als „*Agaricus geophyllus* var. *lilacinus*“), KAUFFMAN (1918), MATHENY & SWENIE (2018).
- ***Inocybe lilacinomaculata*** E. Ludw. & I.L. Franzén: u.a. durch blässere Hutfarbe, weißliche Velipellis und oft (sub)zylindrische und kürzere Caulozystiden – vgl. LUDWIG (2017).
- ***Inocybe pallidicremea*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch viel blässere Hutfarbe, nicht bräunliche bis braune Hutmitte, nicht im Alter rissige Hutmitte, und kürzere Caulozystiden – vgl. GRUND & STUNTZ (1977), MATHENY & SWENIE (2018).
- ***Inocybe sublilacina*** Matheny & A. Voitk: u.a. durch blässere Hutfarbe, oft mehr oder weniger gelbliche Hutmitte, kürzere Caulozystiden und Standort mit Koniferen (oft mit Kiefer) – vgl. MATHENY & SWENIE (2018).
- ***Inocybe syringae*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch intensiv lilafarbigen Hut, manchmal mit Blaustich, aber ohne rötliche bis purpurfarbige Töne, Hutmitte ohne bräunlichen bis braunen Fleck, im Durchschnitt etwas kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden und Caulozystiden oft mit trunkater Basis – siehe oben.

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. syringae* und *I. aphroditeana*, deren ITS eine Übereinstimmung von allerdings nur 92 % bzw. 91 % (*I. aphroditeana*) aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe ionolepis*, *I. lilacina*, *I. lilacinomaculata*, *I. pallidicremea*, *I. sublilacina*.

Inocybe zethi Bandini & Arnolds, spec. nov.

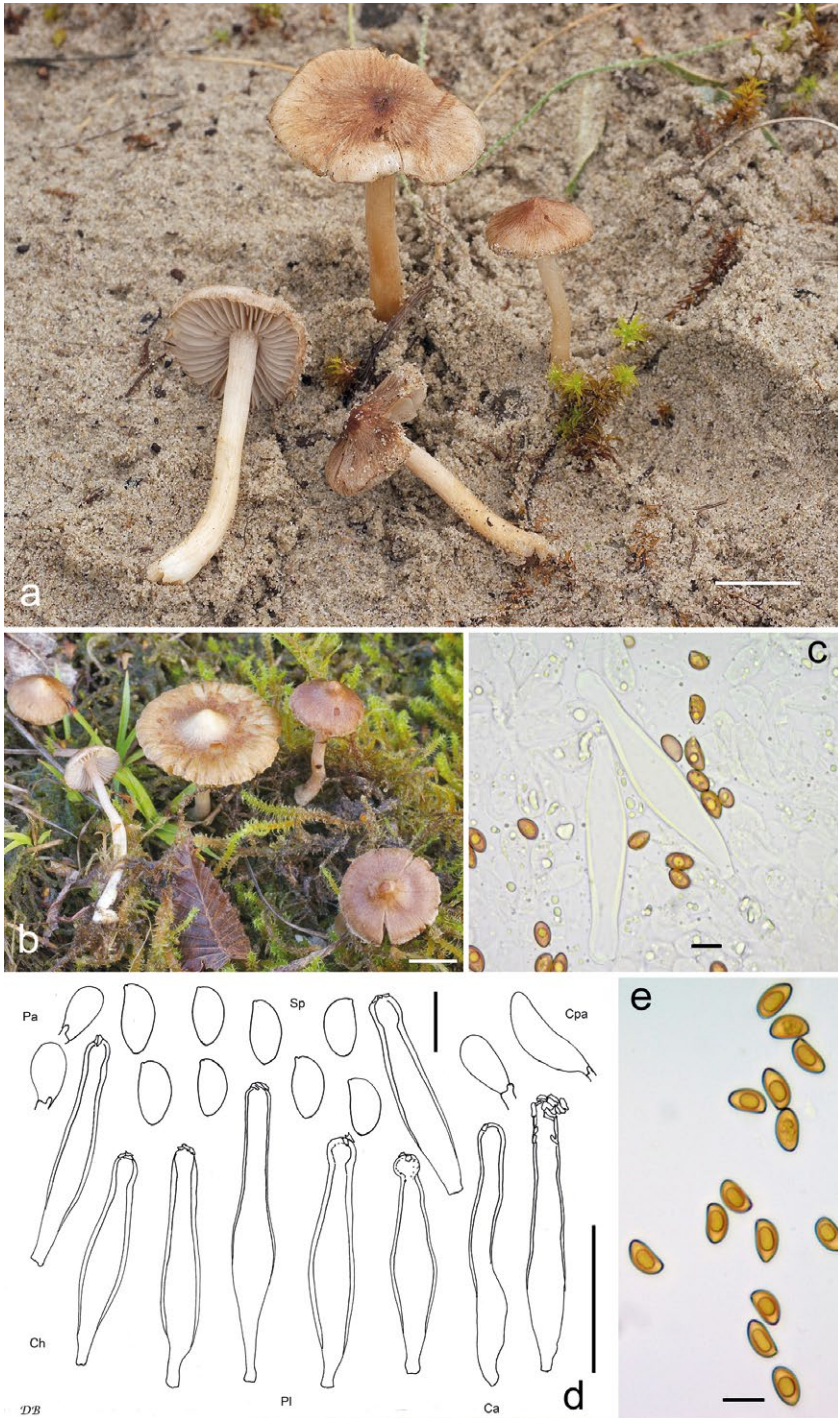
Tafel 21

MycoBank-Nummer: MB 843458

Etymologie: nach Zethus, dem Zwillingssohn von Zeus, da die Art leicht mit *I. griseovelata* verwechselt werden kann.

Holotyp: Niederlande, Friesland, Ameland, Hollum, 5 m ü. NN, sandiger Boden bei *Pinus sylvestris*, *Populus* spec., 15. Okt. 2014, leg. D. Bandini (Holotyp STU SMNS-STU-F-0901456; Isotyp DB15-10-14-12). ITS-LSU GenBank Akz. Nr. ON003440.

Diagnosis: *Inocybe zethi* usually has a prominent acute umbo, pale brown to reddish tinged brown pileus colour, smooth to at most minutely felty pileus surface, smooth spores, measuring 8.8-11.6 µm (av. 9.9 µm) × 5.0-6.2 µm (av. 5.6 µm), long, often subcapitate hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 54-98 µm (av. 78 µm) × 11-20 µm (av. 15 µm) and long and narrow caulocystidia often with undulate walls. This combination of characters distinguishes *I. zethi* from, e.g., *I. griseovelata* or



Tafel 21 – *Inocybe zethi*: a Holotyp (SMNS-STU-F-0901456); b DB2-10-19-7; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901456); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901456); e Sporen (SMNS-STU-F-0901456).

I. rimosobispora. ITS sequence data distinguish *I. zethi* from these and all other species for which ITS data are available.

Beschreibung

Hut 15-30 mm breit, anfangs konisch, dann konisch-konvex oder breit konvex bis ausgebreitet, in der Regel mit ausgeprägtem spitzem Buckel, Rand zunächst schwach eingebogen, später nach unten gebogen oder eben; junge Fruchtkörper mit wenigen oder reichlichen Resten einer weißlichen Velipellis; Farbe blass braun, nussbraun bis braun mit rötlicher Note (Mu 7.5YR 5/6-5/8, 4/4-4/6; 10YR 4/4-4/6), zum Rand hin manchmal etwas blasser; Oberfläche glatt bis kleinfilzig, mit nicht divergierenden Fasern; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Cortina. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 20-40, l = 1-3), dicklich, mit herablaufendem Zahn angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, später weißlich mit graulicher Note, dann graulich; Schneide manchmal etwas schartig, gezähnelte, weißlich. **Stiel** 30-50 × 2-3 mm, zylindrisch oder gebogen und/oder sich zur Basis hin verdickend, anfangs gänzlich dünn weißlich überfaserig, später längsstreifig oder glatt, anfangs beige bis blass bräunlich, an der Spitze rötlich, später bräunlich, zumindest in der unteren Hälfte; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, weißlich im Stiel, manchmal mit schwach roslichem Stich oder zart rötlich oben am Stiel. **Geruch** subspermatisch. **Farbe des Exsikkats** Hut blassbraun (Mu 10YR 5/4-5/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller; kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,8-9,9-11,6 µm (SD 0,6 µm) × 5,0-5,6-5,2 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5-1,8-2,0 (SD 0,1) (n = 80 von 2 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, meist mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex (sub)akut, subobtus. **Basidien** 22-28 × 7-9 µm, im Allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 54-78-98 µm (SD 11 µm) × 11-15-20 µm (SD 3 µm); Q = 2,8-5,3-6,6 (SD 0,7) (n = 30 von 2 Koll.), meist lang, zuweilen sehr lang und (sub)fusiform, oft mit recht langem, manchmal leicht welligem Hals, oft etwas subkopfig, in der Regel mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 2,0 (-2,5) µm dick am Apex, beinahe farblos bis sehr blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozytiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Parazytiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-12 (-13) µm breiten, mit blass bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozytiden** nur oben am Stiel, 50-95 × 8-15 µm, lang und schmal (sub)fusiform, (sub)lageniform oder (sub)zylindrisch, meist mit langem, leicht welligem Hals und kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis zu 1,0 (-2,0) µm dick am Apex, beinahe farblos bis sehr blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen Cauloparazytiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von unseren eigenen Kollektionen aus den Niederlanden sowie aus den Datenbanken von der Sequenz einer Kollektion aus Ungarn (MW354988, mit

Tilia), einer EcM-Sequenz aus Kanada (JX630876, mit *Salix arctica*) sowie Sequenzen von Bodenproben aus Estland.

Weitere untersuchte Kollektion:

Niederlande, Drente, Holthe, 14 m ü. NN, *Salix repens*, *Betula pubescens*, 2. Okt. 2019, leg. E. Arnolds, D. Bandini & R. Chrispijn; det. D. Bandini (DB2-10-19-7).

Wesentliche Charakteristika: ● Hut mit ausgeprägtem spitzen Buckel; ● Hutfarbe blass braun bis braun mit rötlicher Note; ● glatte bis höchstens feinfilzige Hutoberfläche; ● Sporenlänge im Durchschnitt $\pm 10 \mu\text{m}$; ● oft mehr oder weniger subkopfige Hymenialzystiden, mit einer Länge von bis $> 100 \mu\text{m}$; ● lange und schmale Caulozystiden oft mit welligen Wänden.

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

- ***Inocybe beatifica*** Bandini & B. Oertel.: u.a. durch Hut ohne spitzen Buckel, ganz bereiften Stiel ohne rötlichen Ton an der Spitze und im Durchschnitt kürzere, nicht subkopfige Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2021a).
- ***Inocybe castorina*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weniger glatte Hutoberfläche, nicht rötliche Stielspitze, und kürzere, nicht subkopfige Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2020b).
- ***Inocybe costinitii*** Bizio, Ferisin & Dovana: u.a. durch eine dicke Lage von Velipellis, im Durchschnitt kürzere, höchstens kurzhalsige und nicht subkopfige Hymenialzystiden und mediterranen Standort – vgl. BIZIO et al. (2016), BANDINI (2021b).
- ***Inocybe griseovelata*** Kühner: u.a. durch Hut ohne oder mit nur niedrigem breitem Buckel, im Allgemeinen mit zunehmendem Alter weniger glatte Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und in der Regel nicht subkopfige und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe grusiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch Hut ohne oder mit nur recht niedrigem breitem Buckel, mit zunehmendem Alter stark rimose Hutoberfläche und kürzere, nicht subkopfige Hymenialzystiden – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe rimosobispora*** Bizio, Esteve-Rav. & Contu: u.a. durch meist 2-sporige Basidien, größere Sporen und kürzere, nicht subkopfige Hymenialzystiden – vgl. BIZIO et al. (2005).
- ***Inocybe rivierana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch fein warzige, aufschuppende Hutoberfläche, breitere Sporen und im Durchschnitt kürzere Hymenialzystiden oft mit welligen Wänden – vgl. BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe tenuicystidiata*** E. Horak & Stangl: u.a. durch zum Rand hin mit zunehmendem Alter oft stark ausblassende Hutfarbe, kleinere Sporen und Hymenialzystiden sehr oft mit welligen Wänden – vgl. HORAK & STANGL (1980), STANGL (1989, als „*I. obscuroidia*“), FERRARI (2006); LUDWIG (2017, als „*I. obscuroidia*“), BANDINI et al. (2021b).

- ***Inocybe tigrina*** R. Heim.: u.a. durch fehlende Velipellis, Hut ohne spitzen Buckel, weniger glatte Hutoberfläche, kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. HEIM (1931), BANDINI et al. (2021b).
- ***Inocybe virgatula*** Kühner: u.a. durch grauliche Velipellis, mit zunehmendem Alter rimose Hutoberfläche, und kürzere, oft bauchige und nicht subkopfige Hymenialzystiden – vgl. KÜHNER (1955), BANDINI et al. (2021b).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. rimosobispora*, deren ITS eine Übereinstimmung von allerdings nur 92 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *Inocybe beatifica*, *I. castorina*, *I. costinitii*, *I. griseovelata*, *I. grusiana*, *I. rimosobispora*, *I. rivierana*, *I. tenuicystidiata*, *I. tigrina*, *I. virgatula*.

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 (siehe BANDINI et al. 2020a, 2021a) haben wir uns dazu entschlossen, ITS- und partielle LSU-Sequenzen der Holotypen der neuen Arten zu veröffentlichen, obwohl wir auf hier auf eine formale Analyse der Daten verzichten.

Die BLAST-Untersuchungen zeigen, dass 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.

Zwei der oben neu beschriebenen Arten gehören zur Gattung *Mallocybe*, eine zur Gattung *Inosperma*, drei zur Gattung *Pseudosperma* und fünfzehn zur Gattung *Inocybe*. Etliche der hier neu beschriebenen Arten lassen sich gut in das immer noch gebräuchliche Sektionsschema in den Schlüsseln von BON (1997a, 1997b, 1998) einordnen, obwohl zahlreiche neue Erkenntnisse und Arten der letzten Jahrzehnte eine Überarbeitung des Bonschen Systems notwendig machen (vgl. BANDINI et al. 2019a), zumal es noch an Wissen fehlt, um der neuen Gattungsgliederung eine fundierte infragenerische Klassifikation folgen zu lassen. Es finden sich nicht immer in derselben Sektion gelistete Nachbararten auch phylogenetisch im selben Clade des Baums (vgl. BANDINI et al. 2019a), daher werden im Folgenden nicht alle Arten einer Sektion zugeordnet.

Mallocybe nuptialis und *M. plebeia* sind nach Bon (1997a) der *Inocybe* Sektion *Depauperatae* J.E. Lange eingeordnet, die der heutigen Gattung *Mallocybe* entspricht. *Inocybe* Untersektion *Dulcamarae* ss. Bon, zu der beide Arten gehören würden, müsste anhand der neuen Erkenntnisse (s.o.) eine neue Typus-Art und einen neuen Namen erhalten. *Inosperma apollonium* ist eine Art, die morphologisch sehr an *Is. cookei* erinnert, und damit, bevor die Gattung *Inosperma* abgetrennt wurde (MATHENY et al. 2020), *Inocybe* Sektion *Rimosae* (Fr.) Sacc. und dort der Untersektion

„*Bulbosinae*“ (BON 1997a) zuzurechnen gewesen wäre. Nun allerdings gehört sie zu einem DNA-analytisch klar umrissenen Clade der Gattung *Inosperma*, der aus mehreren Arten wie z.B. *Is. cookei*, *Is. maculatum* und *Is. quietiodor* besteht. *Pseudosperma fascinosum*, *P. mediterraneum*, *P. spectrale* und *P. ushae* würden, zumal die letztere Art große Ähnlichkeit mit *P. squamatum* aufweist, *Inocybe* Sektion *Rimosae* und hier der Untersektion *Rimosinae* (Fr.) Bon zuzuordnen sein, in der Arten gelistet sind, deren Stiele unten nicht knollig verdickt sind (BON 1997a).

Die oben beschriebenen Arten der Gattung *Inocybe* lassen sich zunächst in vierzehn Arten mit glatten Sporen und eine mit höckerigen Sporen unterteilen. Von den glattsporigen Arten haben zehn einen Stiel, der nur oben mit metuloiden Caulozystiden besetzt ist. Vier Arten haben einen Stiel, der gänzlich bereift ist. Von den am Stiel gänzlich bereiften Arten gehören *I. agroterae* und *I. lucis* zu den Arten, wo die Pruina unterhalb der Stielhälfte nur spärlich vorhanden ist. Sechs Arten gehören zur „*I. geophylla*-Gruppe“, d.h. nach BON (1997b) zur Sektion *Tardae* Bon (Arten, deren Caulozystiden mindestens auf ein Viertel der Stiellänge hinabreichen) und dort zur Subsektion *Geophyllinae* Bon. Hierunter fallen laut Definition von BON (1997b) Arten mit weißlicher, violetter, manchmal gelblicher, orangefarbener bis rötlicher Farbe. Drei der neuen Arten (*I. cygnea*, *I. elysii* und *I. oloris*) haben eher weißliche, drei Arten (*I. aphroditeana*, *I. syringae* und *I. tyrii*) violett-lilafarbige Hüte. In der Praxis sind beide Gruppen jedoch nicht immer leicht zu unterscheiden. Sie sind oft miteinander vergesellschaftet, wachsen also durcheinander, und außerdem blassen bei einigen violetten Arten, wie etwa bei *I. lilacinomaculata*, die Hüte zuweilen so stark aus, dass sie fast weißlich wirken und dann kaum noch von weißen Arten des *I. geophylla*-Komplexes zu unterscheiden sind.

Bis zur Erscheinung des Buches von LUDWIG (2017) und eines Artikels von MATHENY & SWENIE (2018) wurden Risspilz-Kollektionen mit lila-violetten Hüten zumeist entweder als *I. geophylla* var. *lilacina* (Peck) Gillet oder als *I. geophylla* var. *violacea* (Pat.) Sacc. bezeichnet, wobei die var. *lilacina* als eines der wesentlichen Merkmale eine gelbliche oder gelbbräunliche Hutmitte haben sollte (vgl. KUYPER 1986, STANGL 1989). Der Holotyp von *Inocybe lilacina* (Peck) Kauffman wurde nun von MATHENY & SWENIE (2018) untersucht, die Art als gute Art befanden, und die Hutmitte wird dort als gleichfarbig zum Rest des Hutes beschrieben. Hingegen haben die beiden neu beschriebenen Arten, *I. lilacinomaculata* (LUDWIG 2017) und *I. sublilacina* (MATHENY & SWENIE 2018) häufig eine gelbliche Hutmitte. Auch bei den im vorliegenden Artikel beschriebenen Arten *I. aphroditeana* und *I. tyrii* weicht die Farbe der Hutmitte oft von der violetten Außenfarbe ab (siehe oben und die folgende Tabelle). Allerdings ist dieses Merkmal je nach Alter der Fruchtkörper und/oder der Witterung starken Schwankungen unterworfen, weshalb zum einen stets nur Kollektionen mit Fruchtkörpern aller Größen in gutem Zustand gesammelt werden sollten und zum anderen stets sämtliche Unterscheidungsmerkmale überprüft werden müssen. Dies gilt auch für die weißen Arten der *I. geophylla*-Gruppe, die ebenfalls sehr schwer voneinander zu unterscheiden sind. Wesentlich für eine korrekte Bestimmung ist neben Form und Länge der

Caulozystiden, auch die Bodenbeschaffenheit des Standorts (kalkhaltiger oder saurer Boden) sowie die Begleitbäume (Nadelbaum oder Laubbaum). Beispielsweise haben wir *I. sublilacina* bisher nur auf mehr oder weniger kalkhaltigem sandigem Boden bei Kiefer gefunden.

Die folgende Tabelle fasst – bei jetzigem Wissenstand – wesentliche Merkmale der im Artikel erwähnten, in Europa vorkommenden Arten mit mehr oder weniger lilavioletten Hüten zusammen. Wir haben von allen diesen Arten eigene Kollektionen aus Deutschland und angrenzenden Ländern – bis auf *I. lilacina*, die bis jetzt in Europa nur durch eine einzige Bodenprobensequenz aus Estland nachgewiesen ist. Die Merkmalsliste basiert bei allen Arten – bis auf *I. lilacina* – im Wesentlichen auf Untersuchungen eigener Kollektionen. Weitere Funde werden unter Umständen Korrekturen der folgenden Angaben erforderlich machen. Auch bei dieser Gruppe sind die Untersuchungen noch nicht abgeschlossen.

| Artname | Wesentliche Merkmale |
|----------------------------|--|
| <i>I. aphroditeana</i> | Hutfarbe intensiv violett-lila oft mit rötlicher Note, wenn älter mit weißlichem Hintergrund; Hutoberfläche glatt bis höchstens fein subrimulos zum Rand hin; keine Velipellis; Sporen recht kurz und schmal, im Durchschnitt $8,0 \times 4,4 \mu\text{m}$; Pleurozystiden meist (sub)utriform, oft subkopfig, im Durchschnitt recht kurz, $44 \times 14 \mu\text{m}$; Caulozystiden meist recht kurz (sub)utriform und oft subkopfig, vermischt mit langen und schmalen Zystiden; Standort auf kalkhaltigem Boden, vermutlich stets mit Laubbäumen. |
| <i>I. ionolepis</i> | Hutfarbe anfangs mehr oder weniger intensiv violett oft mit Rotstich, mit weißlichem Hintergrund, im Alter nur blass violett oder manchmal fast weißlich; Hutmitte oft gelblich bis ockerlich; Hutoberfläche meist glatt; anfangs mit dünner Lage weißlicher Velipellis; Sporengröße im Durchschnitt $8,5 \times 4,7 \mu\text{m}$; Pleurozystiden meist (sub)fusiform, Größe im Durchschnitt $53 \times 12 \mu\text{m}$; Caulozystiden meist (sub)fusiform; Standort auf basischem/kalkhaltigem Boden mit Laubbäumen. |
| <i>I. lilacina</i> | Hutfarbe intensiv dunkel purpurviolett mit purpurfarbigen oder dunkelvioletten Streifen zum Rand hin, vor weißlichem Hintergrund; Sporengröße im Durchschnitt $9,0 \times 5,2 \mu\text{m}$; Hymenialzystiden fusiform, Größe $45\text{-}60 \times 14\text{-}18 \mu\text{m}$; Caulozystiden ähnlich wie Cheilozystiden; Standort mit Laub- und Nadelbäumen (Angaben laut Protolog bei MATHENY & SWENIE 2018). |
| <i>I. lilacinomaculata</i> | Hutfarbe meist blass violett bis blass lila mit weißlichem Hintergrund, oft mit gelblicher, zuweilen orangefarben überhauchter Hutmitte, erst glatt dann nach außen zu oft charakteristisch streifig fibrillos; weißliche Velipellis; Sporengröße im Durchschnitt $9,0 \times 5,2 \mu\text{m}$; Pleurozystiden (sub)fusiform, (sub)utriform oder (sub)lageniform, Größe im Durchschnitt $54 \times 15 \mu\text{m}$; Caulozystiden lang und oft fast subzylindrisch; Standort auf eher saurem Boden, meist mit Nadelbäumen. |

| | |
|-------------------------|--|
| <i>I. pallidicremea</i> | Hutfarbe meist blass strohfarben, blass ockerlich oder schmutzig beige oft mit mehr oder weniger intensivem violetten Hauch, vor allem in der Hutmitte; Hutoberfläche glatt bis fein eingewachsen faserig; weißliche Velipellis; Sporengröße im Durchschnitt 9,0 × 5,2 µm; Pleurozystiden (sub)fusiform oder (sub)utriform, Größe im Durchschnitt 53 × 15 µm; Caulozystiden sehr variabel in Form und Größe; Standort auf basischem/kalkhaltigem Boden mit Nadelbäumen in montaner, (sub)alpiner oder (sub)borealer Region. |
| <i>I. sublilacina</i> | Hutfarbe meist eher blass violett-lila oft mit gelblicher Hutmitte, mit weißlichem Hintergrund; Hutoberfläche glatt bis fein eingewachsen faserig; flüchtige weißliche Velipellis; Sporengröße im Durchschnitt 9,2 × 5,4 µm; Pleurozystiden meist (sub)fusiform oder (sub)utriform, Größe im Durchschnitt 57 × 16 µm; Caulozystiden meist utriform bis (sub)lageniform; Standort oft auf kalkhaltigem sandigen Boden bei Kiefer. |
| <i>I. syringae</i> | Hutfarbe intensiv lila, manchmal mit Blautön, aber nicht mit rötlicher oder purpurfarbener Nuance, zuweilen mit gelblich-orangelicher Hutmitte, mit weißlichem Hintergrund; Hutoberfläche seidig glatt, im Alter zum Rand hin teilweise abfasernd; keine Velipellis; Sporengröße im Durchschnitt 8,7 × 4,9 µm; Pleurozystiden meist (sub)utriform, im Durchschnitt recht kurz, 47 × 14 µm; Caulozystiden oft lang und subzylindrisch mit trinkater Basis; Habitat mit Laubbäumen auf kalkhaltigem Boden. |
| <i>I. tyrii</i> | Hutfarbe in der Regel intensiv violett-lila mit rötlicher bis purpurfarbiger Nuance, oft mit weißlichem Hintergrund, in manchen Kollektionen mit zunehmendem Alter auch viel blasser zum Rand hin; Hutmitte meist bräunlich bis braun (oder auch dunkler) mit rötlich-violetttem Stich; Hutoberfläche seidig glatt bis feinfilzig, mit zunehmendem Alter manchmal zum Rand hin subrimulos oder abfasernd, während die Hutmitte rissig wird; keine Velipellis; Sporengröße im Durchschnitt 8,9 × 4,5 µm; Pleurozystiden meist (sub)fusiform, Größe im Durchschnitt 55 × 13 µm; Caulozystiden stets vermischt mit sehr langen (bis mehr als 110 µm) und schmalen (sub)fusiformen Zystiden mit welligen Wänden; Standort auf kalkhaltigem Boden mit Laubbäumen. |

Inocybe devina gehört zur Sektion *Tardae* und dort zur Untersektion *Gausapatinae* Bon, deren Hutoberfläche laut Definition (BON 1997b) meliert oder getigert und nicht fibrillos oder rimos ist. *Inocybe zethi* ist morphologisch *I. griseovelata* sehr ähnlich und würde damit bei Bon in die Sektion *Inocybe* (Arten ohne Caulozystiden oder solchen nur ganz oben am Stiel) und dort in die Untersektion *Mesosporinae* Bon gehören. *Inocybe coriacea* wäre ebenfalls bei der Sektion *Tardae* und dort bei der Untersektion *Tardinae* Bon einzuordnen, die Arten mit fibrillosen bis aufschuppender Hutoberfläche und rötlichen bis gelblich-orangelichen Farben zumindest im Stiel oder den Lamellen beinhaltet (BON 1997b). Die im Fleisch rötende *I. agrotariae* würde zur Gruppe um *I. furfurea* gehören, und wäre damit ebenfalls bei den *Tardae* einzuordnen. *Inocybe trollii* und *I. lucis* lassen sich nicht ohne weiteres in das Bonsche Schema einordnen.

Inocybe soliana und *I. freyae* sind der Sektion *Splendentes* R. Heim ex Singer (Arten mit ganz bereiftem Stiel) zuzuordnen. Laut BON (1997b) würde *I. soliana*, die zur Gruppe der Arten um *I. pholiotinoides* gehört, in der Untersektion *Phaeoleucinae* Bon (Arten ohne knollige Stielbasis und mit weißlichem, gleichfarbigem, bzw. zumindest nicht rosalichem Stiel) anzusiedeln sein. Doch sind wir hier anderer Ansicht, da *I. phaeoleuca* morphologisch außer dem gänzlich bereiften Stiel nichts mit den Arten um *I. pholiotinoides* gemein hat. Hier müsste eine eigene Gruppe geschaffen werden, und gleiches gilt für *I. freyae*, die gleichfalls morphologisch nicht zur Gruppe um *I. phaeoleuca* gehört (zu dieser Gruppe vgl. BANDINI et al. 2019b).

Die einzige höckersporige Art, *I. kuberae*, hat einen gänzlich bereiften Stiel. Sie ist der Sektion *Marginatae* Kühner, aber keiner Untersektion bei Bon zuzuordnen.

Während etwa die Arten der *I. geophylla*-Gruppe nicht selten sein dürften, bis jetzt aber vermutlich unter dem Namen *I. geophylla*, bzw. *I. geophylla* var. *lilacina* oder *I. geophylla* var. *violacea* geführt wurden, sind die meisten anderen der oben beschriebenen Arten wohl nicht häufig, oder sogar selten bis sehr selten. Zu den seltenen bis sehr seltenen Arten gehören *I. agroterae*, *I. freyae*, *I. kuberae* und *I. lucis* sowie *M. nuptialis* und *P. fascinosum*. Ob *Is. apollonium*, *P. ushae* und *I. soliana* wirklich selten sind, lässt sich bis jetzt nicht sagen, da sie jeweils einer bekannten Art, *Is. cookei*, *P. squamatum* bzw. *I. pholiotinoides* ähneln. Daher ist bislang möglicherweise kaum Bedarf für Sequenzierungen gesehen worden, die die neuen Arten aufgezeigt hätten. Allein für *Is. apollonium* gibt es eine größere Anzahl von Sequenzen aus Bodenproben, wenn auch fast alle aus Estland. *Inocybe coriacea* ist aufgrund des seltenen Habitats, Binnendünen mit kalkhaltigem Sand, und nach den fehlenden Einträgen in den Gendatenbanken zu schließen, vermutlich eine seltene Art.

Was bei vielen der oben beschriebenen Arten mithin deutlich wurde, ist, dass künftig generell feinere Kriterien bei der morphologischen Unterscheidung der Arten der Familie *Inocybaceae* angewandt werden müssen als dies vielfach bisher der Fall war.

Danksagung

Wir bedanken uns für die Ausleihe, Vermittlung oder Überlassung von Typus-Belegen bei den Kuratoren Petra Ballings (BR), Michelle Price und Philippe Clerc (G), Angela Bond (K), Markus Scholler (KR), Nicolien Sol (L), Dagmar Triebel (M), Raffaella Trabucco (MCVE), Diana Hurlbut (NYS), Ondřej Koukol (PRC), Jan Holec (PRM), Holger Thüs (STU), Kadri Pärtel (TAAM), Maria Deflorian und Marco Floriani (TR), Jukka Vauras (TUR-A) sowie David Giblin (WTU).

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), Giuliano Ferisin (Cervignano del Friuli, Italien), Patrick Reumaux (Paris, Frankreich) und für die Übermittlung der Daten und Mikrozeichnungen des Holotyps von *I. pholiotinoides* außerdem 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 Eef Arnolds (Holthe, Niederlande), Ivan Cucchi (Obfelden, Schweiz), Bálint Dima (Budapest, Ungarn), Matthias Dondl (München), Jochen Girwert (Erfurt), Helmut Grünert (München), Lutz Quecke (Dinslaken), Pablo Schäfer (Mannheim), Karl Wehr (Krefeld) und Tanja Zielewski (Bückeburg). Giovanni Bandini danken wir herzlich für vielfältige Hilfe und Unterstützung.

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

Die molekularen Arbeiten wurden am Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart im vorgenommen. Wir bedanken uns sehr für die Unterstützung des Museums und des Förderkreises des Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart.

Schließlich möchten wir uns von ganzem Herzen bei den Herausgebern der *Mycologia Bavarica*, Christoph Hahn, Helmut Grünert und Josef Christan dafür bedanken, dass sie uns so bereitwillig den Raum für diesen (und die vorherigen) langen Artikel eingeräumt haben.

Literatur

- ALTSCHUL SF, GISH W, MILLER W, MYERS EW, LIPMAN DJ (1990) – Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology* **215**: 403-410.
- ARIYAWANSA HA, HYDE KD, JAYASIRI SC et al. (2015) – Fungal diversity notes 111–252 – taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. *Fungal Diversity* **75**: 27-274.
- ATKINSON GF (1918) – Some new Species of *Inocybe*. *American Journal of Botany* **5**: 210-218.
- BANDINI D (2014) – Zusammenfassung der *Inocybe*-Funde während der siebten Bayerischen Mykologischen Tagung. *Mycologia Bavarica* **15**: 33-36.
- BANDINI D, CHRISTAN J, EBERHARDT U, PLOCH S, TAHIR A, OERTEL B, THINES M (2017) – *Inocybe sphagnophila* sp. nov., eine neue Art der höckersporigen Untersektion *Napipedinae* der Gattung *Inocybe* (*Agaricales*). *Mycologia Bavarica* **18**: 11-34.
- BANDINI D, HAMPE F, OERTEL B (2013) – Eine kleine seltene *Inocybe*: *Inocybe ionochlora* Romagnesi. *Zeitschrift für Mykologie* **79(1)**: 79-98.
- BANDINI D, OERTEL B (2020) – Three new species of the genus *Pseudosperma* (*Inocybaceae*). *Czech Mycology* **72(2)**: 221-250.
- BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U (2021a) – Noch mehr Risspilze (2): Dreizehn neue Arten der Familie Inocybaceae. *Mycologia Bavarica* **21**: 27-98.
- BANDINI D, OERTEL B, EBERHARDT U (2021b) – A fresh outlook on the smooth-spored species of *Inocybe*: type studies and 18 new species. *Mycological Progress* **20**: 1019-1114. <https://doi.org/10.1007/s11557-021-01712-w>.
- BANDINI D, OERTEL B, 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(1)**: 41-59.
- BIZIO E, ESTEVE-RAVENTÓS F, Contu M (2005) – *Inocybe rimosobispora* spec. nov. (Cortinariales, Cortinariaceae), a new bisporic species of the section *Splendentes* from the cork-oak woods of Gallura (Sardinia, Italy). *Micologia e Vegetazione Mediterranea*. **20(1)**: 3-12.
- BIZIO E, FERISIN G, DOVANA F (2016) – *Inocybe costinii*. A new species from the Istrian coast. *Micologia e Vegetazione Mediterranea* **31(2)**: 95-102.
- BON M (1976) – Novitates. *Documents Mycologiques*. **6(24)**: 41-46.
- BON M (1979) – *Inocybes* rares, critiques ou nouveaux dans le Nord de la France. *Beihefte zur Sydowia* **8**: 76-97.
- BON M (1984) – Macromycètes de la zone maritime picarde (8ème supplément). Les *Inocybes* sabulicoles. *Documents Mycologiques* **14(53)**: 9-40.
- BON M (1985) – Quelques nouveaux taxons de la flore mycologique alpine. *Bulletin Trimestriel de la Fédération Mycologique Dauphiné-Savoie* **25(97)**: 23-30.
- 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. (1ère partie). *Documents Mycologiques* **27(105)**: 1-51.
- BON M (1997b) – Clé monographique du genre *Inocybe* (Fr.) Fr. (2ème partie). *Documents Mycologiques* **27(108)**: 1-77.
- BON M (1998) – Clé monographique du genre *Inocybe* (Fr.) Fr. (3ème partie). *Documents Mycologiques* **28(111)**: 1-45.
- BON M, VAN HALUWYN C (1982) – Macromycètes des terrils de charbonnages du nord de la France – 3. *Documents Mycologiques* **12(46)**: 33-52.
- BREITENBACH J, KRÄNZLIN F (2000) – Pilze der Schweiz, Vol. **5**. *Mykologia*, Luzern.
- BRESADOLA G (1892) – *Fungi Tridentini*. **2(8-10)**: 1-46.
- BRESADOLA G (1905) – *Hymenomycetes novi vel minus cogniti*. *Annales Mycologici* **3(2)**: 159-164.
- BRITZELMAYR M (1883) – *Dermini und Melanospori aus Südbayern*. *Hymenomyceten aus Südbayern*. 3. *Berichte des Naturhistorischen Vereins Augsburg* **27**: 147-196.
- BRUGALETTA E, CONSIGLIO G, MARCHETTI M (2017) – *Inocybe siciliana*, una nuova specie del Sottogenere *Mallocybe*, *Rivista di Micologia* **60(3)**: 195-209.
- BRUYLANTS J (1970) [1969] – *Inocybe vulpinella* nov. sp. *Bulletin de la Société mycologique de France* **85**: 341-345.
- BULLIARD P (1788-1792) – *Histoire des Champignons de la France*. Paris.
- BULLIARD P (1789) – *Histoire des Champignons de la France*, Vol. **9**, Leblanc Imprimeur, Paris.
- CARTERET X, REUMAUX P (2013) – Miettes sur les *Inocybes* (7ème série). Variations sur le thème d'*Inocybe geophylla* et d'*Inocybe phaeodisca*. *Cahiers de la Fédération mycologique et botanique Dauphiné-Savoie* **2**: 1-59.

- CARTERET X, REUMAUX P (2017) – Miettes sur les Inocybes (8ème série). Inocybes jaunes ou jaunâtres. Bulletin de la Société Mycologique de France **131(1-2)**: 1-96.
- CERVINI M, BIZIO E, ALVARADO P (2020) – Quattro nuove specie italiane del Genere *Pseudosperma* (Inocybaceae) con odore di miele. Rivista di Micologia **63(1)**: 3-36.
- COOKE MC (1886) – New British fungi. Grevillea **15(74)**: 39-43.
- CRIPPS CL, LARSSON E, HORAK E (2010) – Subgenus *Mallocybe* (*Inocybe*) in the Mountain alpine zone with molecular reference to European arctic-alpine material. North American Fungi **5(5)**: 97-126.
- CROUS PW, COWAN DA, MAGGS-KÖLLING G et al. (2020) – Fungal Planet description sheets: 1112-1181. Persoonia **45**: 251-409.
- CROUS PW, OSIECK ER, JURJEVIĆ Ž et al. (2021) – Fungal Planet description sheets: 1284-1382. Persoonia **47**: 178-374.
- DOVANA F, BIZIO E, GARBELOTTO M, FERISIN G (2021) – *Inocybe cervenianensis* (Agaricales, Inocybaceae), a new species in the *I. flavoalbida* clade from Italy. Phytotaxa **484(2)**: 227-236
- 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, MACAU N, FERVILLE A (2013) – *Inocybe neorufula* sp. nov., un nouveau nom pour *I. rufula* au sens de Malençon. Bulletin de la Société mycologique de France **127(3/4)**: 189-200.
- ESTEVE-RAVENTÓS F, GARCÍA BLANCO A, SANZ CARAZO M, DEL VAL JB (2003) – *Inocybe aurantiobrunnea* and *I. pseudoorbata*, two new mediterranean species found in the Iberian Peninsula. Österreichische Zeitschrift für Pilzkunde **12**: 89-100.
- EYSSARTIER G, DELANNOY A (2006) – Notes sur quelques espèces arctiques et alpines. Fungi Non Delineati **32**, Edizioni Candusso, Alassio.
- 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, Edizioni Candusso, Alassio.
- FRIES E (1821) – Systema Mycologicum 1, Lundae.
- GMINDER A (2010) – Ständerpilze: Blätterpilze III. (Die Großpilze Baden-Württembergs, Vol. 5), Ulmer, Stuttgart.
- GRUND DW, STUNTZ DE (1977) – Nova Scotian Inocybes, IV. Mycologia **69**: 392-408.
- GRUND DW, STUNTZ DE (1981) – Nova Scotian Inocybes, VI. Mycologia **73**: 655-674.
- HEIM R (1931) – Le genre *Inocybe*, Encyclopédie Mycologique 1, 2. Aufl., Lechevalier, Paris.
- HOLMGREN PK, HOLMGREN NH, BARNETT LC (1990) – Index Herbariorum, 8. Aufl., Botanic Garden, New York.

- HORAK E (1987) – *Astrosporina* in the alpine zone of the Swiss National Park (SNP) and adjacent regions, in LAURSEN GA et al. (eds.). Arctic and Alpine Mycology **2**, Environmental Science Research **34**, Plenum, New York: 205-235.
- HORAK E, STANGL J (1980) – Notizen zur Taxonomie und Verbreitung von *Inocybe leptocystis*. Sydowia **33**: 145–151.
- JACOBSSON S, LARSSON E (2012) – *Inocybe* (Fr.) Fr. In: KNUDSEN H, VESTERHOLT J (eds.) 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.
- KONRAD PA (1929) – Notes critiques sur quelques Champignons du Jura. 4. Bulletin de la Société Mycologique de France **45**: 35-77.
- KÜHNER R (1955) – *Inocybe* léiosporés cystidiés, espèces nouvelles ou critiques. Bulletin de la Société des naturalistes d'Oyonnax **9**, 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.
- KÜHNER R, BOURSIER J (1932) – Notes sur le genre *Inocybe*: Les *Inocybes* goniosporées. Bulletin de la Société Mycologique de France **48(2)**: 118-161.
- KÜHNER R, ROMAGNESI H (1953) – Flore Analytique des Champignons Supérieurs. Masson, Paris.
- KUMMER P (1871) – Der Führer in die Pilzkunde. Anleitung zum methodischen, leichten und sichern Bestimmen der in Deutschland vorkommenden Pilze. Verlag von E. Luppe's Buchhandlung, 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, VAURAS J, CRIPPS CL (2014) – *Inocybe leiocephala*, a species with an intercontinental distribution range – disentangling the l. *leiocephala* – *subbrunnea* – *catalaunica* morphological species complex. Karstenia **54**: 15-39.
- Larsson E, Vauras J, Cripps CL (2018) – *Inocybe praetervisa* group – A clade of four closely related species with partly different geographical distribution ranges in Europe. Mycoscience **59**: 277-287.
- LEISNER T, KALAMEES K (1987) – *Esti narmasnutid*, Valgus, Tallinn.
- LIU L-N, RAZAQ A, ATRI NS et al. (2018) – Fungal Systematics and Evolution: FUSE 4. Sydowia **70**: 211-286.

- LUDWIG E (2017) – Pilzkompendium, Bd. 4, Fungicon-Verlag, Berlin.
- LUND N (1845) – Conspectus hymenomycetum circa Holmiam crescentium: Quem Supplementum Epicriseos Eliae Fries, P.T. Malling, Christiania.
- MALENÇON G, BERTAULT R (1970) – Flore des champignons supérieurs du Maroc. Vol. 1, Faculté des Sciences, Rabat.
- MALLOCH DW (1982) – An undescribed species of *Inocybe* from mine wastes in Ontario. Canadian Journal of Botany **60**(1): 40-45.
- 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, 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, SWENIE, RA (2018) – The *Inocybe geophylla* group in North America: a revision of the lilac species surrounding *I. lilacina*. Mycologia **110**(3): 618-634.
- MATHENY PB, WOLFENBARGER A (2010) – Type studies of *Agaricales* (unpubliziert).
- 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.
- OERTEL B, BANDINI D, VAURAS J (2014) – Zwei aus Finnland beschriebene Risspilze in Deutschland nachgewiesen: *Inocybe urceolicystis* Stangl & Vauras und *Inocybe ericetorum* Vauras & Kokkonen Zeitschrift für Mykologie **80**(1): 43-79.
- 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 (1874) – Report of the botanist. Annual Report on the New York State Museum of Natural History **26**: 36–91.
- PECK CH (1911) – Report of the state botanist. Bulletin of the New York State Museum **150**: 5-100.
- QUADRACCIA L, LUNGHINI D (1990) – Contributo alla conoscenza dei macromiceti della tenuta Presidenziale di Castelporziano (Micoflora del Lazio II). Quaderni dell' Accademia Nazionale dei Lincei **264**: 49-120.
- ROMAGNESI H (1958) – Compléments à la Flore Analytique. IX) *Inocybe obsoleta* Romagn. Bulletin trimestriel de la Société Mycologique de France **74**(2): 145-148.
- ROMAGNESI H (1979) – Rare or new species of macromycetes 3. *Inocybe*. Beihefte zur Sydowia **8**: 349-365.
- RYBERG M, LARSSON E, JACOBSSON S (2010) – An evolutionary perspective on morphological and ecological characters in the mushroom forming family Inocybaceae (Agaricomycotina, Fungi). Molecular Phylogenetics and Evolution **55**: 431-442 & Suppl Table 1.
- SACCARDO PA (1887) – Sylloge fungorum, Vol V – Typis seminarii, Patavii.
- SHTSHUKIN G (1985) – New taxons of *Inocybe*. Folia Cryptogamica Estonica **23**: 1-4.
- SINGER R (1947) – Champignons de la Catalogne. Espèces observées en 1934. Collectanea Botanica **1**(3): 199-246.

- STANGL J (1984) – *Inocybe angulato-squamulosa* nov. spec., *Inocybe langei* Heim und *Inocybe insignissima* Romagnesi – drei seltene Rißpilzarten. Beiträge zur Kenntnis der Pilze Mitteleuropas **1**: 95-102.
- STANGL J (1985) – *Inocybe xanthodisca* Kühner 1955 ist *Inocybe posterula* (Britz. 1883) Saccardo 1887. Zeitschrift für Mykologie **51(2)**: 251-255.
- 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, VAURAS J (1988) [1987] – Über das Genus *Inocybe* in Finnland. Die neuen Arten *I. mytiliodora* und *I. urceolicystis*. Karstenia **27(1)**: 15-21.
- STANGL J, VESELSKÝ J (1979a) – *Inocybe kuthanii* sp. nov. Eine neue Art in Sektion *Rimosae*, Stirps *Cookei* Heim gehörend. (Beiträge zur Kenntnis seltenerer Inocyben. Nr. 15). Česká Mykologie **33(3)**: 134-137.
- STANGL J, VESELSKÝ J (1979b) – *Inocybe metodii* sp. nov. (Beiträge zur Kenntnis seltenerer Inocyben Nr. 16). Česká Mykologie **33(4)**: 220-224.
- VAURAS J, LARSSON E (2012) – *Inocybe myriadophylla*, a new species from Finland and Sweden. Karstenia **51(2)**: 31-36.
- VAURAS J, LARSSON E (2016) – *Inocybe baltica* and *I. suecica*, two new smooth-spored species from the Baltic Sea region. Karstenia **56**: 13-26.
- VELENOVSKÝ J (1920-1922) – České Houby, Díl 1-5, České Botanické Společnosti, Praze.
- VIZZINI A, MAGGIORA MC, TOLAINI F, ERCOLE E (2013) – A new cryptic species in the genus *Tubariomyces* (Inocybaceae, Agaricales). Mycological Progress **12**: 375-381.

***Coltricia cinnamomea* (Jacq.) Murrill in den niederbayerischen Innleiten**

RENATE SCHÖBER¹

SCHÖBER R (2022) – *Coltricia cinnamomea* (Jacq.) Murrill in the hillsides north of the Inn River in Lower Bavaria. *Mycologia Bavarica* **22**: 139-152.

Key words: Basidiomycota, Agaricomycotina, Agaricomycetes, Hymenochaetales, Hymenochaetales, *Coltricia*, *Coltricia cinnamomea*, *Coltricia perennis*

Summary: Two finds of *Coltricia cinnamomea* (Basidiomycota, Hymenochaetales) collected in the hillsides north of the Inn River in the Lower Bavarian district of Rottal-Inn are presented and discussed. The ecological conditions at both sites are described and the macroscopic and microscopic differences between *C. cinnamomea* and *C. perennis* explained. Over the course of several weeks during the sporulation period, significantly different spore sizes could be observed.

Zusammenfassung: Zwei Kollektionen von *Coltricia cinnamomea* aus den niederbayerischen Innleiten werden vorgestellt und diskutiert. Auffällig ist die Verteilung der Sporengrößen, die sich beim wiederholten Aufsuchen der Fundstellen ergibt. Außerdem ähneln sich die Fundstellen. Daher wird auf die Bandbreite der Sporen sowie die Auffindesituation besonders eingegangen. Makroskopische wie mikroskopische Unterschiede zwischen *Coltricia cinnamomea* und *Coltricia perennis* werden aufgezeigt.

Einleitung

Anfang August Pilze zu suchen ist oft von großem Optimismus geprägt. Man weiß, dass kaum Pilze mit Hut und Stiel wachsen und schaut trotzdem, was es so gibt. Allerdings bietet sich die Gelegenheit, bislang vernachlässigte oder gänzlich unbekannte Wälder anzusehen und ihr Potenzial für künftige Exkursionen einzuschätzen. So zog es mich im Sommer 2021 in die Innleiten östlich von Simbach am Inn, genauer nach Ering, St. Anna. Die Kombination aus flirrender Hitze und steilen Leiten ergibt per se eine schweißtreibende Aktion. Der Südhang unmittelbar zum Fluss hin ist nicht nur zu heiß, sondern auch viel zu trocken. Also wird ein Seitental aufgesucht, von dem aus sich Wege aufwärts ziehen. An einem Nordhang geht es rechter Hand manchmal fast senkrecht nach oben und linker Hand direkt in ein tief und steil eingeschnittenes Bachtal.

Nach einem kurzen Anstieg gibt es dann doch Pilze. Sie schimmern wunderschön seidig in unterschiedlichen rotbraunen Farbtönen. Nahe einer Buche sind es zuerst nur einzelne, aber dann stehen sie in kleinen Gruppen im Moos. Besonders vorwitzige wachsen aus der fast senkrechten Böschung neben dem Weg hervor. Makroskopisch sind sie schnell der Gattung *Coltricia* Gray, den Dauerporlingen, zugeordnet und erinnern mich an deren bekannteste Art, *Coltricia perennis* (L.) Murrill. Aber der

Anschrift der Autorin: ¹Pfarrkirchner Str. 9, D-84359 Simbach a. Inn, schoeber@t-online.de



Abb. 1 – *Coltricia cinnamomea* am Standort, Kollektion 1.

Foto: R. SCHÖBER



Abb. 2 – *Coltricia cinnamomea* am Standort, Kollektion 3.

Foto: R. SCHÖBER

Seidenglanz, die Farbenpracht und die kleine und zierliche Gestalt passten so gar nicht zu den Dauerporlingen, die ich bis dahin gesehen hatte.

Die zu Hause vorrätige Porlings-Literatur gab nicht viel her, außer dass es sich nicht um *Coltricia perennis* handeln konnte. Im Internet stieß ich dann auf JAHN (1986a). Mit Hilfe dieses Artikels bestimmte ich die Pilze als *Coltricia cinnamomea* (Jacq.) Murrill. Ich hatte die Hutdeckschicht angesehen sowie die Sporen gemessen und den Q-Wert ausgerechnet. Die Sporenmaße waren am unteren Ende der von JAHN (1986a) angegebenen Bandbreite. Allerdings stammten meine Maße nicht von einem Sporenabwurf sondern aus einem Schnittpräparat.

Zehn Tage später war ich von Simbach aus gesehen nicht Inn-abwärts sondern Inn-aufwärts unterwegs. Die Leite im Hitznauer Tal bei Kirchdorf am Inn liegt ca. 14 km vom Fundort der ersten Pilze entfernt. Wieder wuchsen kleine, seidig glänzende Pilze auf schütterem Moos an der steilen Böschung neben dem Weg. Da ich diesmal schon vor Ort den sehr konkreten Verdacht hatte, *Coltricia cinnamomea* gefunden zu haben, ging ich etwas planvoller vor als bei der Erstbegegnung und stellte ein ordentliches Sporenabwurfpräparat her. Der Vergleich mit dem Fund aus Ering ergab wieder Sporenmaße am unteren Ende der von JAHN (1986a) angegebenen Bandbreite, der Q-Wert war genau der gleiche. Auch das mikroskopische Bild der Hutdeckschicht war identisch: Die Makroskopie passte und die Mikroskopie bestätigte das makroskopische Ergebnis: *Coltricia cinnamomea*.

Der Zufall wollte es, dass Anfang September 2021, während des Treffens der Arbeitsgemeinschaft Österreichischer Pilzberater (ARGE) im niederösterreichischen Langschlag, Österreich, *Coltricia perennis* gefunden wurde und sich somit die Gelegenheit ergab, auch die häufigere Schwesterart mikroskopisch zu untersuchen. Anfang Oktober 2021 erhielt ich zudem von Gotthard und Gudrun Grimbs (Fürstenstein) frisches Vergleichsmaterial. Sowohl im Sporenbild als auch in der Hutdeckschicht unterschieden sich die Pilze deutlich von *Coltricia cinnamomea*.

Im Verlauf der Tagung erzählte ich anderen Teilnehmern von meinen *Coltricia cinnamomea*-Funden. Irmgard Krisai-Greilhuber (Wien) zeigte Interesse, den Pilz auch selbst zu mikroskopieren. Also fuhr ich Anfang September noch einmal nach St. Anna, um zu schauen, ob die Pilze noch vorhanden waren. Es gab nur mehr wenige junge Fruchtkörper, einige ältere waren schon schwarz geworden, andere waren sehr weich. Im August hatte ich vielleicht 20 Fruchtkörper beobachtet – inzwischen waren wohl insgesamt ca. 40 bis 50 Fruchtkörper dort gewachsen.

Wieder daheim, fertigte ich ein Sporenpräparat an. Die Fruchtkörper waren offensichtlich ausgereift. Die Sporen waren jedoch gleichsam „gewachsen“: Die Maße lagen diesmal mittig in der von JAHN (1986a) angegebenen Bandbreite. Der Q-Wert stimmte wieder genau, die Hutdeckschicht zeigte verklebte Hyphenbündel. Neugierig schaute ich noch ins Hitznauer Tal. Auch hier waren Fruchtkörper nachgewachsen, allerdings nur sehr wenige. Dafür entdeckte ich einige Exemplare sogar auf der anderen Seite des Wegs, wieder in der steilen Böschung, und auch noch einige

Höhenmeter weiter oben. Da jedoch das Vorkommen insgesamt viel kleiner war, nahm ich diesmal keine weiteren Fruchtkörper mit nach Hause, sondern beschränkte mich auf die makroskopische Bestimmung vor Ort.

Material und Methoden

Untersuchtes Material

Coltricia cinnamomea: Deutschland, Bayern, Reg. Bez. Niederbayern, Ldkr. Rottal-Inn, Kollektion 1: Gemeinde Ering, St. Anna, Seitental zum Seitental des Inntals, Weg nach Osten, 48°18'54.74" N 13°8'54.76" E, ca. 400 m, 10.08.2021, leg. Renate Schöber, det. Renate Schöber, Beleg 2021RSBa027 im Fungarium Renate Schöber.

Kollektion 2: Gemeinde Kirchdorf a. Inn, Hitzenauer Tal, Seitental zum Seitental des Inntals, Weg nach Südwesten, 48°16'7.92" N 12°58'41.33" E, ca. 420 bis 440 m, 20.08.2021 und 10.09.2021, leg. Renate Schöber, det. Renate Schöber, conf. Thomas Glaser aufgrund meines Fundberichts und der Fotos, Beleg 2021RSBa035 im Fungarium Renate Schöber.

Kollektion 3: Fundort wie Kollektion 1, Funddatum 08.09.2021, leg. Renate Schöber, det. Renate Schöber, conf. Irmgard Krisai-Greilhuber, Beleg 2021RSBa050 im Fungarium Renate Schöber sowie im Herbarium der Universität Wien (WU).

Coltricia perennis: Kollektion 4: Österreich, Niederösterreich, Bez. Zwettl, Langschlag, Kainrathschlag – Kaffenbach MTB 7455/1, 780 m, 01.09.2021, leg. Anna Gallè et al., det. Anna Gallè et al. (Anna Gallè, Armin Grimm, Elisabeth Kelz, Günter Kukovic, Jürgen Neuhold, Josef Petek), Beleg 2021RSBa046 im Fungarium Renate Schöber.

Kollektion 5: Österreich, Niederösterreich, Bez. Zwettl, Langschlag, Nähe Bisonranch, MTB: 7455/1, ca. 800 m, 03.09.2021, leg. Herbert Pötzt et al., det. Herbert Pötzt et al. (Leopold Amlacher, Christl Klien, Peter Kresitschnig, Herbert Pötzt), Beleg 2021RSBa047 im Fungarium Renate Schöber.

Kollektion 6: Deutschland, Bayern, Reg. Bez. Niederbayern, Ldkr. Passau, Fürstenstein, Burgstall, MTB 7245/441, ca. 500 m, 02.10.2021, leg. Gotthard und Gudrun Grimbs, det. Gotthard und Gudrun Grimbs, Beleg 2021RSBa067 im Fungarium Renate Schöber.

Methoden

Makrofotos wurden gemacht mit Handy I-phone X (Übersicht, Landschaft), Lumix DC-G91 (Makroaufnahmen draußen) und einer Canon EOS RP (Makroaufnahmen innen).

Mikroskopiert wurde mit einem Mikroskop Kern OBL 137, Mikrofotos wurden erstellt mit Toupcam 20MP, Vergrößerungen wurden mit Hilfe einer Stereolupe Kern OZL 466 gemacht, Makro-Fotografie an der Stereolupe mit Toupcam 6,3MP.

Alle Bilder stammen von Renate Schöber.

Die Messungen zu *Coltricia cinnamomea* erfolgten anhand von Frischmaterial sowie anhand von Exsikkaten in Leitungswasser. Es wurden 19 Sporen (n = 19) aus

frischem Schnittpräparat (Kollektion 1 Ering), 21 Sporen aus Abwurf (Kollektion 2 Hitzenauser Tal) sowie 21 Sporen aus Abwurfpräparat (Kollektion 3 Ering) und zusätzlich jeweils 22 Sporen aus Schnittpräparat von zwei Exsikkaten (Kollektion 3 Ering) zufällig ausgewählt und mit Hilfe der Software ToupView am Bildschirm vermessen. Aus der Kollektion 3, Ering wurden an einem Exsikkat fünf Basidien zufällig ausgewählt und vermessen, samt jeweils einer Sterigme.

Die Huthauthyphen und auch die Hyphenbüschel aus der Huthaut wurden zufällig ausgewählt und vermessen. Die Messungen an den Hyphen erfolgten an frischem Schnittpräparat von Kollektion 2, Hitzenauser Tal, mit acht Messungen und von Kollektion 3, Ering, mit fünf Messungen, insgesamt 13 Messungen. Die Messungen an den Hyphenbüscheln erfolgten ebenfalls an frischem Schnittpräparat von Kollektion 2, Hitzenauser Tal, mit 15 Messungen und von Kollektion 3, Ering, mit drei Messungen, insgesamt 18 Messungen.

Die Hyphen der Dissepimente (Röhrenzwischenwände) wurden an Exsikkaten aus Kollektion 3, Ering, zufällig ausgewählt und vermessen. Zusätzlich wurde aus Mikrobildern von frischem Schnittpräparat eine Messung an Material aus Kollektion 1, Ering, und zwei Messungen aus Kollektion 3, Ering, vorgenommen. Insgesamt habe ich 24 Messungen zufällig ausgewählt.

Die Messungen zu *Coltricia perennis* wurden an zufällig ausgewählten Hyphen der Dissepimente in Leitungswasser am Exsikkat von Kollektion 6, Fürstenstein, vorgenommen. Es wurden 28 Hyphen der Dissepimente vermessen.

Die Ergebnisse wurden unverändert, insbesondere ungerundet, übernommen.

Ergebnisse

Coltricia cinnamomea (Jacq.) Murrill, Bulletin of the Torrey Botanical Club 31(6): 343 (1904) Abb. 1-3, Tafel 1-2

Allgemeines: Wuchsform gesellig, manche büschelig wachsend, wenige miteinander verwachsen; beim Fund Anfang August 2021 überwiegend junge bis sehr junge Fruchtkörper, keine davon weich oder schwarz geworden, bei der Nachschau im September 2021 nur mehr wenige junge Fruchtkörper, alte weich gewordene, bzw. schon schwarz gewordene vorhanden, überwiegend ältere bis alte Fruchtkörper. Im März 2022 fanden sich nur mehr sehr dunkle bis schwarze Fruchtkörper. Es handelt sich somit um einjährige Fruchtkörper.

Fruchtkörper zentral bis leicht exzentrisch gestielt, mit Hut, Hymenophor mit Poren. **Hut** bis 3,5 cm breit, sehr dünn; oberseits konzentrisch gezont, mit verschiedenen Brauntönen: zimt, dunkelbraun, rotbraun, mit Abstufungen zwischen diesen Tönen; auffallend der Glanz im Licht; in der Mitte dunkler und vertieft; Hutoberseite mit radialer Streifung aus verklebten Hyphenbündeln, auch schon bei jungen Fruchtkörpern; in der Hutmitte stehen insbesondere bei älteren Fruchtkörpern Hyphenbündel auf; der



Tafel 1a-f – a) *C. cinnamomea* glänzende Hutoberflächen mit gut erkennbarer konzentrischer Zonung und radialer Streifung sowie teils gefransten Huträndern, Kollektion 1, b) Hymenophor, Kollektion 1, c) Stiel gebändert, Kollektion 3, d) Trama, im Stiel gebändert, Kollektion 3, e) mit eingewachsenem Gras, Kollektion 2, f) Esikkate, direkter Vergleich *C. perennis* (links) – *Coltricia cinnamomea* (rechts)
Fotos: R. SCHÖBER

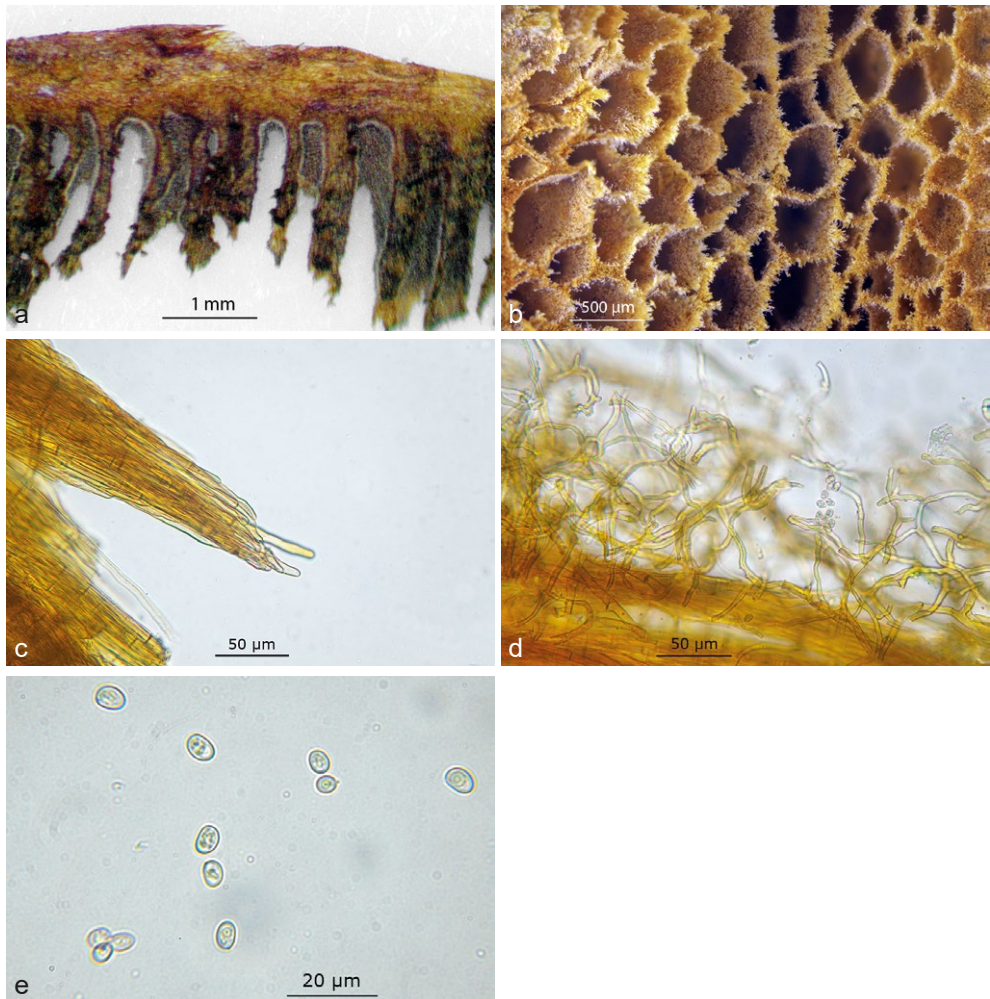
Hutrand ist insbesondere bei jungen Fruchtkörpern heller, fast cremefarben und glatt, dies verliert sich bei älteren Pilzen, der helle Hutrand geht verloren, und der Rand wird dunkel und nach unten gebogen, ist nicht mehr glatt sondern unregelmäßig, in vielen Fällen gezackt, teils wohl durch Fraß, aber auch durch Witterungseinflüsse und auch durch Wachstums-/Alterungsprozesse; Hyphenbündel im Alter teilweise über den Hutrand stehend (vgl. Tafel 1a). Auch im Exsikkat ist die seidig glänzende Hutoberfläche noch zu sehen, die Fruchtkörper erscheinen jetzt rotbraun bis dunkelrotbraun, die Zonierung ist nur mehr teilweise zu erkennen, der Hutrand ist im Exsikkat je nach Alter überwiegend eingebogen bis eingerollt. **Hymenophor:** junge Poren am Hutrand am kleinsten, dann vom Rand zum Stiel hin größer werdend, bei ausgereiftem Hymenophor bis ca. 1-4 Poren je mm, Röhren bis fast 2 mm lang, Poren eckig, jung gelblich weiß, dann von der Mitte her dunkler werdend zu rotbraun bis dunkelbraun im Alter, lange ein heller Ring vom Rand her mit kleineren Poren und weniger tiefen Poren; teilweise leicht herablaufend (vgl. Tafel 1b); die Röhrenwände heller, darunter ein rotbrauner Streifen, darunter heller braune Trama (vgl. Tafel 2a); die Röhrenmündungen sind ausgefranst durch überstehende Dissepimente (vgl. Tafel 2b). **Stiel:** bis 2,5 cm lang, braun bis schwarz, samtig, konisch, apikal breiter, zur Basis hin schmaler, dann basal leicht verdickt, apikal älter/alt zusammengedrückt und teilweise unregelmäßig, apikal dunkler gebändert, rotbraun/braunsamtig, jünger teils mit messingfarbigem Schimmer, die Basis bildet zusammen mit der sie umgebenden Erde ein kleines Knöllchen, diese Erde kann nur schwer gelöst werden (vgl. Tafel 1c). **Trama:** zäh, ein Schnitt ist schwer zu führen; sie ist gelbbraun/rotbraun/braun, in verschiedenen Brauntönen, im Stiel apikal teilweise gebändert (vgl. Tafel 1d). Sonstiges: Grashalme werden vom Hut in Porlingsmanier umwachsen, verursachen dann aber Wachstumsanomalien bzw. Schlitze im Hut (vgl. Tafel 1e).

Die **Sporen** sind breit ellipsoid, Apikulus seitlich und klein, undeutlich zu sehen (vgl. Tafel 2e). Die Maße sind bei allen untersuchten Fruchtkörper unterschiedlich:

Tabelle 1 – Sporenmaße.

| Datum | Ort | Art | Länge (µm) | Breite (µm) | Q-Wert | Anzahl n |
|------------|-----------|----------|-----------------------|-----------------------|-------------------------|----------|
| 10.08.2021 | Ering | Schnitt | 5,5- <u>6,27</u> -7,5 | 4,0- <u>4,53</u> -5,1 | 1,19- <u>1,39</u> -1,57 | 19 |
| 20.08.2021 | Kirchdorf | Abwurf | 5,8- <u>6,83</u> -8,1 | 4,3- <u>4,93</u> -5,5 | 1,25- <u>1,39</u> -1,49 | 21 |
| 08.09.2021 | Ering | Abwurf | 7,1- <u>7,80</u> -9,1 | 5,1- <u>5,6</u> -6,7 | 1,26- <u>1,39</u> -1,58 | 21 |
| 08.09.2021 | Ering | Exsikkat | 6,6- <u>7,39</u> -8,4 | 4,9- <u>5,44</u> -6,3 | 1,25- <u>1,36</u> -1,44 | 22 |
| 08.09.2021 | Ering | Exsikkat | 6,0- <u>7,55</u> -8,3 | 4,8- <u>5,37</u> -6,0 | 1,25- <u>1,40</u> -1,53 | 22 |

Die beobachteten **Basidien** sind zwei- bis viersporig, clavat, zylindrisch, teils mit ange deutetem Köpfchen, 23,5-26,3 × 5,6-7,3 µm (n = 5), die Sterigmen sind 5,6-8,4 µm lang (n = 5). Die **Hutdeckschicht** ist bei allen untersuchten Pilzen eine Cutis bestehend aus rotbraunen, hyalinen Hyphen, die als verklebte Hyphenbündel abstehen.



Tafel 2a-e – *C. cinnamomea* a) Huttrama mit rotbraunem Streifen entlang des Hymenophors, Kollektion 3, b) ausgefranstes Hymenophor, Exsikkat, Farben verfälscht, Kollektion 3, c) Hutdeckschicht mit verklebtem Hyphenbündel, Kollektion 2, d) *C. perennis*, Hutdeckschicht mit hirschgeweihartig verzweigten Hyphenenden, Kollektion 6, e) *C. cinnamomea* Sporen, Kollektion 2. Foto: R. SCHÖBER

Die Hyphenbreite beträgt 5,2-7,4-9,5 µm (n = 13), die einzelnen Hyphen sind mehr oder weniger gleichmäßig breit und gerade. Die Hyphenbündel sind 26,6-44,6-71,8 µm breit, wenn sie erkennbar von der Hutoberfläche gelöst sind (n = 18); sie verjüngen sich zur Spitze hin bis nur mehr wenige bis eine Hyphe das Ende bilden (vgl. Tafel 2c). Die Hyphen der **Röhrenzwischenwände** sind 3,7-5,0-7,1 µm breit (n = 24). Einzelne Hyphen sind teils unterschiedlich breit, die Wände sind nicht bis nur wenig verdickt. Die Hyphen sind teils stark wellig gebogen. Sie sind hyalin, gelbbraun bis rotbraun, die Endhyphen sind teils farblos. Das Hyphensystem zeigt keine Schnallen. Stark skelettisierte Hyphen bzw. Skeletthyphen habe ich nicht beobachtet, daraus folgt, das Hyphensystem ist monomitisch (vgl. BERNICCIA 2005: 184-187).

Diskussion

Die Gattung *Coltricia* zählt zur Familie der Hymenochaetaceae innerhalb der Ordnung der Hymenochaetales. Genetisch fallen sie in die Subclade *Coltricia* (LARSSON et al. 2006). Entsprechend den Gattungsmerkmalen nach BERNICCIA (2005) handelt es sich um einjährige Porlinge mit Hut und Stiel, wobei der Stiel zentral bis exzentrisch sein kann; Hutoberfläche, Stiel und Trama zeigen verschiedene Rotbraun-/Brauntöne, die mit KOH schwarz färben.

Die Gattung *Coltricia* ist in Europa mit aktuell fünf Arten sehr übersichtlich (vgl. BERNICCIA 2005, RIVOIRE 2020: 309-317). *Coltricia* ist aber kosmopolitisch verbreitet (BALTAZAR et al. 2010). So werden z. B. in MYCOBANK (2022) insgesamt 105 Artnamen in der Gattung *Coltricia* geführt.

Auch *Coltricia cinnamomea* ist weltweit verbreitet (vgl. BALTAZAR et al. 2010, COKER 1946, LEONARD 2017, RYVARDEN & GILBERTSON 1993: 210-218) und wird teils als sehr häufig angegeben (z. B. COKER 1946 für Nordamerika). Zumindest in Südamerika treten je nach Region verschiedene Ausprägungen von *Coltricia cinnamomea* auf (vgl. BALTAZAR et al. 2010). Zum Abgleich der Variabilität fehlen jedoch auf weltweiter Ebene genetische Studien an *Coltricia cinnamomea*. Daher wird im Folgenden nur auf die Interpretation von *Coltricia cinnamomea* im europäischen Kontext eingegangen:

In Europa gibt es neben der am häufigsten zu findenden Art, *Coltricia perennis*, noch *Coltricia cinnamomea*, *Coltricia confluens* P.-K. Keizer, *Coltricia montagnei* (Fr.) Murrill sowie *Coltricia focicola* (Berk. & M.A. Curtis) Murrill. Laut Schlüssel von RIVOIRE (2020) zeigt *Coltricia montagnei* unregelmäßige Poren, die irpicoid bis lamellig sein können, außerdem sind die Sporen und im Mittel auch der Q-Wert ($\bar{Q} = 1,6$) größer. Regelmäßige Poren und einen Q-Wert im Mittel von über 1,5 besitzen *Coltricia perennis* ($\bar{Q} = 1,7$), *Coltricia confluens* ($\bar{Q} = 1,8$) sowie *Coltricia focicola* ($\bar{Q} = 1,8$). Die Hutdeckschicht bei *Coltricia perennis* sowie bei *Coltricia confluens* zeigt verzweigte Huthauthyphen, ähnlich einem Hirschgeweih (JAHN 1986a, RIVOIRE 2020). Nur *Coltricia cinnamomea* sowie *Coltricia focicola* zeigen hier einfache, nicht verzweigte Hyphen. *Coltricia focicola* (Sporen $7,5-10,8 (-11,9) \times 4,1-6,1 (-6,6) \mu\text{m}$) hat nun noch die größeren Sporen mit dem größeren Quotienten ($\bar{Q} = 1,8$), außerdem wächst sie bevorzugt auf Brandstellen (RIVOIRE 2020). Die Kombination aus nicht verzweigten Huthaut-Hyphen, die zu Bündeln verklebt sind, und den breitelliptischen Sporen mit einem Q-Wert von unter 1,5 findet sich nur in *Coltricia cinnamomea*.

Makroskopisch ist *Coltricia cinnamomea* als kleiner, zierlicher Pilz mit glänzender Hutoberfläche gekennzeichnet, der rein makroskopisch oft nicht leicht von *Coltricia perennis* zu unterscheiden ist. Der Blick durchs Mikroskop ist für die Bestimmung unerlässlich (JAHN 1986b, NIEMELÄ & KOTIRANTA 1983). NIEMELÄ & KOTIRANTA (1983) trennen die beiden Arten anhand der Sporenform und –breite sowie durch bei *Coltricia cinnamomea* breitere und dünnwandigere Hyphen, während sich JAHN (1986b) vor allem auf die Sporen und den Aufbau der Huthaut für die Trennung stützt. Wie

von NIEMELÄ & KOTIRANTA (1983) beschrieben, gibt es in der Breite der Hyphen zwischen *Coltricia cinnamomea* und *Coltricia perennis* Unterschiede. Ich habe beispielhaft die Breite der Hyphen der Röhrenzwischenwände untersucht. Lag die Breite der Hyphen der Dissepimente bei *Coltricia cinnamomea* zwischen 3,7-5,0-7,1 µm (n = 24), so lag die Breite der Hyphen der Dissepimente bei einem Fruchtkörper von *Coltricia perennis* zwischen 3,1-3,8-4,8 µm (n = 28). Die Hyphen der Dissepimente von *Coltricia perennis* waren also schmaler. Zudem waren bei *Coltricia perennis* die Wände der Hyphen eher dicker, teils auch dickwandig (vgl. NIEMELÄ & KOTIRANTA 1983). Die Hyphen der Dissepimente waren sowohl bei *Coltricia cinnamomea* als auch bei *Coltricia perennis* teils wellig gebogen.

Die Sporengröße wird je Literaturquelle unterschiedlich angegeben. Tab. 2 und 3 fassen diese nach ausgewählten Beispielen aus der Literatur jeweils zusammen.

Tabelle 2: Sporenmaße von *Coltricia cinnamomea* nach ausgewählten Beispielen aus der Literatur

| | Länge (µm) | Breite (µm) | Q-Wert | Anzahl n |
|---------------------------------|-----------------------------|-----------------------------|----------------------|--------------|
| NIEMELÄ & KOTIRANTA (1983) | (6-) 7,0-8,0 (-8,3) | (4,8-) 5,5-6,0 (-6,3) | keine Angabe | keine Angabe |
| JAHN (1986a) | 6-8 | 4,5-6 | <1,5 | 20 |
| RYMANN & HOLMASEN (1992: 195) | 6-10 | 4,5-7 | keine Angabe | keine Angabe |
| RYVARDEN & GILBERTSON (1993) | 6,5-8 | 5-6 | keine Angabe | keine Angabe |
| KRIEGLSTEINER (2000: 428-431) | keine Angabe | 4,5-7 | keine Angabe | keine Angabe |
| BERNICCIA (2005) | 7-8,5 (-9,5) | 5-6 (-6,5) | keine Angabe | keine Angabe |
| RYVARDEN & MELO (2017: 131-136) | 6,5-8 | 5-6 | keine Angabe | keine Angabe |
| RIVOIRE (2020) | 6,0- <u>7,0</u> -8,0 (-8,1) | 4,7- <u>5,3</u> -5,9 (-6,1) | 1,2- <u>1,3</u> -1,5 | 40 |

Tabelle 3: Sporenmaße von *Coltricia perennis* nach ausgewählten Beispielen aus der Literatur.

| | Länge (µm) | Breite (µm) | Q-Wert | Anzahl n |
|------------------------------|-----------------------|-----------------------|--------------------|--------------|
| NIEMELÄ & KOTIRANTA (1983) | (7,0-) 8,0-8,5 (-8,9) | (3,8-) 4,0-4,6 (-5,0) | Keine Angabe | Keine Angabe |
| JAHN (1986a) | 6-9 | 3,5-4,5 (-5) | >1,5 meist 1,7-1,8 | 20 |
| RYMANN & HOLMASEN (1992) | 6-9 | 3,5-4,5 | keine Angabe | keine Angabe |
| RYVARDEN & GILBERTSON (1993) | 6-9 (-10) | 3,5-5 (-5,5) | keine Angabe | keine Angabe |

| | | | | |
|------------------------|---------------------------|---------------------------|---------------------------|--------------|
| KRIEGLSTEINER (2000) | keine Angabe | 3,5-4,5 | keine Angabe | keine Angabe |
| BERNICCIA (2005) | 5,5-8,5 | 3,5-4,5 (-5) | keine Angabe | keine Angabe |
| RYVARDEN & MELO (2017) | 6-9 (-10) | 3,5-5 (-5,5) | keine Angabe | keine Angabe |
| RIVOIRE (2020) | (6,3-) 6,4-7,6-8,8 (-9,4) | (3,7-) 4,0-4,6-5,3 (-5,7) | (1,2-) 1,3-1,7-2,0 (-2,1) | 160/4 |

Die Sporenform wird zusammenfassend in der ausgewählten Literatur für *Coltricia cinnamomea* als ellipsoid bis (überwiegend) breit ellipsoid angegeben, für *Coltricia perennis* hingegen als ellipsoid bis (überwiegend) längs-/zylindrisch ellipsoid.

Auffällig ist, dass die fünf untersuchten niederbayerischen Fruchtkörper durchaus unterschiedliche Bandbreiten in der Länge und Breite der Sporen aufweisen. Die niedrigsten Werte zeigt der zuerst untersuchte Fund aus einem Schnittpräparat. Die 10 Tage später nach abgeworfenen Sporen ermittelten Werte waren bei annähernd gleichen Q-Werten schon etwas größer. Die höchsten Werte stammten dann von jenem Fruchtkörper, der weitere 20 Tage später untersucht wurde; er passte dann je nach verwendeter Bestimmungsliteratur gut in die Bandbreite, auch hier ist der Q-Wert wieder beim Durchschnittswert der beiden vorher untersuchten. Es scheint, dass die Sporen mit zunehmender Reife der Pilze wachsen, aber ihren Q-Wert beibehalten. Die beiden Exsikkate (Kollektion 3) passen mit ihren Werten gut zu den Werten des ersten frisch untersuchten Fruchtkörpers dieser Kollektion. Ursprüngliche Zweifel meinerseits resultierten aus den relativ kleinen Sporen der ersten beiden Funde im August. Die Werte der beiden Kollektionen waren beide am unteren Ende der lt. JAHN (1986a) üblichen Bandbreite. Allerdings führt schon JAHN (1986a) aus, dass die Sporengröße variieren kann. Dies kann ich nur bestätigen. Die ca. einen Monat nach dem ersten Fund aufgesammelten Fruchtkörper zeigten größere Sporen, haben ihr wesentliches Merkmal, den Länge-/Breiten-Quotienten (Q-Wert), aber beibehalten.

JAHN (1986a) schreibt zusätzlich von „Winzlingen“ von ca. 1 cm Hutdurchmesser beider Arten, die dann auch kleinere Sporen besitzen, deren Q-Wert jedoch konstant bleibt.

Hätte ich mich allein auf die Sporengröße (insbesondere die Sporenbreite) verlassen, so wäre ich je nach der mir vorliegenden Literatur ggf. zu keiner oder zu einer Fehlbestimmung gelangt, ähnlich auch JAHN (1986b).

Der Sporenquotient liegt über den von mir untersuchten Kollektionen im Durchschnitt bei 1,39 und damit genau im Bereich, den JAHN (1986a) für *Coltricia cinnamomea* angibt. Es gab bei insgesamt 105 vermessenen Sporen fünf Sporen mit einem Quotienten größer/gleich 1,50 (bis 1,58), die Q-Werte dieser fünf Sporen sind aber bei einer gemessenen Anzahl von etwa 20 Sporen je Fruchtkörper untergeordnet. Sie spielen bei der Berechnung des Q-Wert-Durchschnitts keine große Rolle über alle gemessenen Sporen, aber auch nicht je untersuchtem Fruchtkörper. Ich habe mich hier an der Empfehlung von JAHN (1986a) orientiert.

Nuss (1975: 51-65) stellte für verschiedene Porlinge fest, dass sich die Sporen bei einzelnen Arten im Laufe der Wachstumsperiode des Porlings verändern, insbesondere wachsen und damit andere Größen zeigen können. Dieses Ergebnis habe ich auch bei *Coltricia cinnamomea* feststellen können, zwar nicht für einen einzelnen definierten Fruchtkörper, wohl aber im Vergleich der zu unterschiedlichen Zeitpunkten gesammelten Kollektionen.

Alle untersuchten Fruchtkörper der einzelnen Kollektionen von *Coltricia cinnamomea* zeigen eine Hutdeckschicht aus Bündeln paralleler, unverzweigter Hyphen (vgl. Tafel 2c). Beim Verwechslungskandidaten *Coltricia perennis* besteht die oberste Schicht der Hutoberfläche aus hirschgeweihartig verzweigten Hyphen, die aber keine Bündel aus parallel verlaufenden Hyphen bilden (vgl. Tafel 2d).

Makroskopische Unterschiede in der Hutoberfläche sind bei den mir vorliegenden Kollektionen auch im Exsikkat erkennbar: Die Hutoberfläche von *Coltricia cinnamomea* glänzt und ist eher rotbraun bis dunkelrotbraun, die Hutoberfläche von *Coltricia perennis* ist eher stumpf (nicht glänzend) und tendiert zu ocker bis ockerrotbraun, auch dunkel (vgl. Tafel 1f).

Ökologie

Die hier vorgestellten Kollektionen wuchsen an beiden Fundorten an einer Böschung, teils an leichten Vorsprüngen oder Einbuchtungen, teils aber auch direkt an der fast senkrechten Wand (vgl. Abb. 3). Die Fundorte liegen zwischen ca. 400 und 440 m Höhe im Übergangsgebiet zwischen saurem und basischem Untergrund; der Boden ist lehmig, sandig, teils auch kiesig. Weiter unten befindet sich Süßwasser-/Brackwasser-Molasse aus dem Inntal. Weiter oben im Hinterland von Ering findet sich stellenweise saurer Quarzrestschotter. In diesem Übergangsgebiet sind die Erdschichten durch Hangrutsche vermischt, sodass man nicht immer genau weiß, auf welchem Untergrund man gerade steht. Beide Male sind es gestörte Bereiche mit Moosen in unmittelbarer Umgebung, die vorherrschenden Begleitbäume sind Buche (*Fagus*), Fichte (*Picea*) und Kiefer (*Pinus*). Die Gattung *Coltricia* gilt als ektotroph (vgl. TEDERSOO & SMITH 2013).

Bei einer gemeinsamen Exkursion am 18.03.2022 in Ering, St. Anna, fand Rosi Denk-Gottschaller im unmittelbaren Wachstumsgebiet von *Coltricia cinnamomea* auf Lebermoosen *Mniaecia jungermanniae* (Fr.) Boud. (leg./det. Rosi Denk-Gottschaller). Da *Mniaecia jungermanniae* auf sauren Böden zu finden ist (BENKERT & OTTE 2006, HARDTKE 1994, WOIKE 2003), werte ich diesen Fund als Indiz dafür, dass die Fundstelle in Ering, St. Anna, dem sauren Bereich zuzuordnen ist.

Laut Irmgard Krisai-Greilhuber (mdl. Mitt.) stammen österreichische Kollektionen von *Coltricia cinnamomea* ebenfalls von sandigen Böden, sowohl im pannonischen Klima Ost-/Südost-Österreichs als auch im alpinen Raum (dort wohl auch auf sandigen Böden). Das meist besiedelte Habitat sind in Österreich Eichen-Wälder im Osten Österreichs (vgl. ÖMG 2022).



Abb. 3 – Fundort, Wachstum der Pilze an der hier fast senkrechten Böschung neben dem Weg, Kollektion 3
Foto: R. SCHÖBER

In Bayern gibt es von *Coltricia cinnamomea* It. Datenbank der DGfM erst drei Nachweise, je einer im Berchtesgadener Land, im Nationalpark Bayerischer Wald sowie im Raum Coburg, deutschlandweit insgesamt 49 Nachweise (DGfM 2022). Das Vorkommen von *Coltricia cinnamomea* in den niederbayerischen Innleiten zeigt einmal mehr, dass „seltene“ Pilze oft nur an wenigen Fundorten gefunden werden, dort aber durchaus in größerer Stückzahl gedeihen können. Die Innleite mit dem angrenzenden Hinterland scheint der hier beschriebenen Art jedenfalls zuzusagen.

Danksagung

Mein Dank gilt Irmgard Krisai-Greilhuber und Christoph Hahn. Irmgard Krisai-Greilhuber hat die Pilze selbst mikroskopiert und nachbestimmt, außerdem hat sie Auskunft bezüglich der Funde in Österreich gegeben. Christoph Hahn danke ich für den fachlichen Austausch und seine Hinweise. Des Weiteren bedanke ich mich bei Thomas Glaser, der aus der Ferne meinen ersten Fundbericht beurteilt und auf dieser Grundlage meine Bestimmung bestätigt hat. Außerdem bedanke ich mich bei Till R. Lohmeyer und Ludwig Haas für ihre Hilfe bei der Literaturbeschaffung. Zusätzlich bedanke ich mich bei Till R. Lohmeyer für seine Hinweise und sein Lektorat. Der Arbeitsgemeinschaft Österreichischer Pilzberater danke ich dafür, dass ich die bei der Jahrestagung gefundenen Pilze untersuchen und auch mitnehmen konnte. Gottward und Gudrun Grimbs danke ich für ihr Vergleichsmaterial von *Coltricia perennis*. Ich danke Rosi Denk-Gottschaller, der ich auf einer gemeinsamen Exkursion das Fundgebiet von *Coltricia cinnamomea* zeigte und die sofort die dort wachsende *Mniaecia jungermannia* fand und vor Ort auch bestimmte. Mein Dank gilt auch Albert Ulbig für seine Erklärungen zur Geologie der hiesigen Innleiten und des Hinterlandes.

Literatur

- BALTAZAR J, RYVARDEN L, GIBERTONI T (2010) – The genus *Coltricia* in Brazil: New records and two new species. *Mycologia* **102**: 1253-1262.
- BENKERT D, OTTE V (2006) – *Mniaecia jungermanniae* und *Podophacidium xanthomelum*, zwei seltene Arten der Leotiales (Ascomycetes) in Brandenburg. *Verhandlungen des Botanischen Vereins Berlin Brandenburg* **139**: 187-193.
- BERNICCIAA (2005) – Polyporaceae s.l., *Fungi Europaei*, Edizioni Candusso, Alassio **10**: 808 S.
- COKER W (1946) – The United States species of *Coltricia*. *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society* **62/1**: 95-107.
- DGFM (2022) – Verbreitung *Coltricia cinnamomea* (Jacq.) Murrill 1904. <https://www.pilze-deutschland.de/organismen/coltricia-cinnamomea-jacq-murrill-1904> (zuletzt aufgerufen 10.04.2022).
- HARDTKE H (1994) – Zum Vorkommen von *Mniaecia jungermanniae* (Nes ex Fr.) Boud. in Sachsen. *Zeitschrift für Mykologie* **60**: 199-202.
- JAHN H (1986a) – Zur Trennung von *Coltricia cinnamomea* und *C. perennis*. *Westfälische Pilzbriefe* **10-11**: 382-384.
- JAHN H (1986b) – On the differences between *Coltricia cinnamomea* and *Coltricia perennis*. *Windahlia* **16**: 21-25.
- KRIEGLSTEINER G (Hrsg.) (2000) – Die Großpilze Baden-Württembergs, Band 1: Allgemeiner Teil, Ständerpilze: Gallert-, Rinden-, Stachel- und Porenpilze. Stuttgart: Eugen Ulmer, 629 S.
- LARSSON K, PARMASTO E, FISCHER M, LANGER E, NAKASONE K, REDHEAD S (2006) – Hymenochaetales: A molecular phylogeny for the hymenochaetoid clade. *Mycologia* **98**: 926-936.
- LEONARD P (2017) – *Coltricia cinnamomea*. Queensland Fungal Record. <https://qldfungi.org.au/wp-content/uploads/FoQs/C-Misc/Coltricia-cinnamomea.pdf>.
- NIEMELÄ T, KOTIRANTA H (1983) – Polypore survey of Finland – The genera *Coltricia*, *Inonotopsis*, *Inonotus* and *Onnia*. *Karstenia* **23**: 15-25.
- MYCOBANK (2022) <https://www.mycobank.org/page/Simple%20names%20search> (zuletzt aufgerufen 28.04.2022)
- Nuss I (1975) – Zur Ökologie der Porlinge. Vaduz: A.R. Gantner Verlag, 258 S.
- ÖMG (2022) – Verbreitung *Coltricia cinnamomea* (Jacq.) Murrill 1904. <https://pilzdaten-austria.eu/#tax/114651> (zuletzt aufgerufen 10.04.2022).
- RIVOIRE B (2020) – Polypores de France et d'Europe, Orléans. *Mycopolydev*, 874 S.
- RYMAN S, HOLMASEN I (1992) – Pilze, über 1.500 Pilzarten ausführlich beschrieben und in natürlicher Umgebung fotografiert. Braunschweig: Thalacker, 718 S.
- RYVARDEN L, GILBERTSON RL (1993) – European Polypores. *Synopsis Fungorum* **6**: 1-387.
- RYVARDEN L, MELO I (2017) – Poroid fungi of Europe. (2. Aufl.). Oslo: Fungiflora, 430 S.
- TEDERSOO L, SMITH M (2013) – Lineages of ectomycorrhizal fungi revisited: Foraging strategies and novel lineages revealed by sequences from belowground. *Fungal Biology Reviews* **27**: 83-99.
- WOIKE S (2003) – Beitrag zum Vorkommen des Schlauchpilzes *Mniaecia jungermanniae* im Bergischen Land (NRW). *Jahresberichte des Naturwissenschaftlichen Vereins in Wuppertal* **56**: 161-168.

Die Weiße Holzkoralle (*Lentaria subcaulescens*) – ein Erstnachweis in Bayern

ELFRIEDE KELLNHOFER¹ & JOSEF CHRISTAN²

KELLNHOFER E, CHRISTAN J (2022) – A first discovery of *Lentaria subcaulescens* in Bavaria (Upper Palatinate Forest). Mycol. Bav. **22**: 153-162.

Key words: Basidiomycota, Agaricomycetes, Gomphales, Lentariaceae, *Lentaria*, *Lentaria subcaulescens*.

Summary: *Lentaria subcaulescens*, a very rare species, was found over several years on the same substrate in the Upper Palatinate Forest. It is described in detail and documented with pictures and drawings.

Zusammenfassung: *Lentaria subcaulescens*, eine sehr seltene Art, wurde über mehrere Jahre von 2019-2021 am gleichen Substrat im Oberpfälzer Wald gefunden. Sie wird ausführlich beschrieben und mit Bildern und Zeichnungen dokumentiert.

Einleitung

In den Jahren 2019 bis 2021 wurden im inneren Oberpfälzer Wald auf final vermorschter Buche, vornehmlich im Mulmbereich, einzelne bis büschelig wachsende, kleine, filigrane Fruchtkörper einer weißen Koralle gefunden (z. T. untermischt mit weißen und bräunlichen Myxomyceten). Deren Äste bzw. Astenden zeigten in keinem der Beobachtungsjahre eine Lilafärbung, verfärbten sich im Alter jedoch rasch hell bräunlich.

Erste Betrachtungen ließen die Fruchtkörper der zarten, weißen Koralle eindeutig in die Gattung *Lentaria* Corner, in den Bereich um *Lentaria afflata* (Lagger) Corner oder *L. subcaulescens* (Rebent.) Rauschert stellen. *Multiclavula delicata* (Fr.) R. H. Petersen, vormalis *Lentaria delicata* (Fr.) Corner scheidet unter anderem aufgrund ihrer pteruloiden Äste aus, ebenso der Komplex um die weißen Arten von *Ramariopsis kunzei* (Fr.) Corner mit ihren rauen, fein warzig-stacheligen Sporen. Zudem wachsen sie im Humus auf blankem Boden oder sehr feinen Pflanzenresten. Weniger wahrscheinlich ist eine Verwechslung mit einer an Holz übergelagerter *Clavulina coralloides* (L. : Fr.) J. Schröt., mit deutlich größeren kugeligen Sporen sowie 2-sporigen Basidien.

An Hand eingehender Studien von Literatur und Veröffentlichungen im Internet kommen wir zu dem Schluss, die oben genannten Funde als *L. subcaulescens* zu benennen.

Nach *Lentaria albovinacea* Pilát (LOHMEYER et al. 1993) und *Lentaria byssiseda* (Pers. : Fr.) Corner (WEISEL & MARQUA 2015) ist *L. subcaulescens* die dritte in Bayern nachgewiesene Art der Gattung *Lentaria* Corner.

Anschriften der Autoren: ¹Schafberg 8, 93437 Furth im Wald, ekellnhofe@gmx.de;

²Wiesbachhornstraße 8, 81825 München, E-Mail: josef-maria.christan@posteo.de

Material und Methoden

Die makroskopischen Aufnahmen wurden mit einer Canon EOS 6D und einem Canon Objektiv ET-73 Macro 100 mm aufgenommen.

Mikroskopische Untersuchungen an Frischmaterial sowie Herbarmaterial wurden mit handelsüblichen Mikroskopen (Zeiss Axio Lab A1) und kalibrierten Messokularen vorgenommen. Als Präparierlösung wurden Ammoniak 10 %, KOH 3-5 %, Leitungswasser oder GSM nach H. Clémençon (Glycerol – Sodium hydroxide – Ethylene glycol monomethyl ether) und Melzers Reagens angewendet, die Parameter wurden in GSM ermittelt.

Die Sporenparameter lesen an einem Beispiel sich wie folgt: [(5) n = 120] 8-12 × (4-) 4,5-6 µm, Lm = 10,2 µm, Bm = 5,3 µm; 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 ± subjektiver Wert, der von den gemessenen Sporen abgeleitet wird. Diese Parameter der Sporengrößen wurden über das Messokular gemessen und bei den Beschreibungen auf 0,5 µm gerundet. Die Angaben zu den Mittelwerten der Längen (Lm), Breiten (Bm) und des Quotienten (Qm) wurden mit Excel berechnet. In dieser Arbeit definieren wir dickwandig ab einer Wandstärke von 1 µm und verdickt ab ca. 0,5 µm, wobei Zwischenwerte v auf- bzw. abgerundet werden.

Beschreibung

Lentaria subcaulescens (Rebent.) Rauschert 1987, Feddes Repertorium 98 (11-12): 659 Abb. 1-8

≡ *Clavaria subcaulescens* Rebentisch 1804, Prodrromus Flora Neomarchicae: 378

≡ *Clavaria coriaria* Pers. 1822, Mycologia Europaea 1: 171

= *Clavaria epichnoa* Fr. 1874, Hymenomyces europaei: 760

≡ *Lentaria epichnoa* (Fr.) Corner 1950, Annals of Botany Memoirs 1: 441

≡ *Ramaria epichnoa* (Fr.) F. Neuwirth 1949, Česká Mykologie 3 (1-2): 19

Fruchtkörper 1-2 cm hoch, einzeln bis büschelig (5-6 cm breit) und elastisch, wachsartig, fast durchscheinend, geweihförmig bis kandelaberartig verzweigt. **Äste** schlank, glatt, rundlich, blassweiß, aus einem Strunck wachsend; **Astenden** abgerundet bis spitz verzweigt, im Alter bei Trockenheit und Frost karamellfarben bräunend; **Strunk** glatt, gelegentlich mit Basalfilz. **Geruch** unbedeutend; **Geschmack** nicht getestet. **Sporenpulver** weiß.

Sporen (n = 46) (4,8-) 5-7 × (2,5-) 2,8-4 µm, Lm = 5,9 µm, Bm = 3,2 µm, Qm = 1,8; ellipsoid, subzylindrisch, glatt, hyalin, schwach amyloid; **Basidien** 15-22 × 5,5-7 µm, 4-Sterigmen, mit Schnallen; **Hymenium** ist neben den Basidien mit keuligen, sterilen Zellen (Basidiolen?) versehen (18-30 × 3-4 µm), die nicht über den Horizont der



Abb. 1-5 – *L. subcaulescens*, Standortaufnahmen - und Detailaufnahmen. 1) 28.09.2019, 2) 17.10.2020, 3) 28.09.2019, 4) 01.10.2019, 5) 27.10.2021. Fotos: E. KELLNHOFER



Abb. 6 – Habitat mit liegendem Buchenstamm (Fundort)

Foto: E. KELLNHOFER

Basidien hinausgehen, jung bräunlich homogen gefüllt, älter farblos bis hyalin z.T. mit bräunlichem Inhalt am Apex; **Hyphen** bis 20 µm im Durchmesser, monomitisch, glatt, dünnwandig, in der Tiefe der Trama mit bis 0,5 µm dicken Wänden, farblos, z.T. etwas hell gelbbräunlich, homogen gefüllt oder seltener mit körneligem Inhalt; mit Schnallen.

Wuchsform: Saprotroph an mächtigem, liegendem Buchenstamm (*Fagus*) im finalen Vermorschungsstadium sowie vor allem in dessen Mulmbereich (Abb. 6). In der näheren Umgebung waren weder Fichte, Kiefer oder Tanne vorhanden. Begleitpilze in der Fundzeit waren zahlreiche Großpilze, auffallend dabei der Schwarzschneidige Dachpilz (*Pluteus umbrosus* (Pers.) P. Kumm.), eingeordnet als seltene Art (RL2 Bayern, KARASCH & HAHN 2010) naturnaher Wälder (BLASCHKE et al. 2009) sowie mehrere nicht näher bestimmte Myxomyceten.

Die Fundumstände sind ein Indiz dafür, dass bereits kleinflächige, unbewirtschaftete Areale ausreichen können, Lebensraum für seltene, gefährdete Pilze zu bieten.

Funddaten: Deutschland, Bayern, Landkreis Cham, Gemeinde Furth im Wald; Ost- bis Südosthang. Forstlicher Wuchsbezirk: Innerer Oberpfälzer Wald. Buchenwald ohne eingestreute Fichte, Kiefer oder Tanne; TK25 6642/432; 12°47'25,45" E 49°19'4,96" N; ca. 800 m ü. NN; Mischkollektion mit Datumsangaben vom selben Fundort (Abb. 6). Untersuchte Funde vom 12.11.2020 und 17.10.2020; leg. E. Kellnhöfer, det. E. Kellnhöfer & J. Christan, Privatherbar JC 2724.

Habitat: Der potenziell natürlichen Waldvegetation nahe kommender Bergland-Hainsimsen-Buchenwald (Luzulo-Fagetum, s.a. SAUTER 2003) mit hohem Alt- und Totholzanteil (insbesondere Buche), mit teilweise kleinflächig Block- und

Hangschuttwaldcharakter. Fels-Lehm-Mosaik aus nährstoffreicheren Gesteinen (Gneisverwitterung).

Kleinprivatwaldbesitz in steilem, schwer zugänglichem Gelände, deshalb wohl über längere Zeit nicht oder nur unregelmäßig bewirtschaftet.

Schutzstatus: LSG Oberer Bayerischer Wald; § 30 BNatSchG / Art. 23 Bay-NatSchG: offensichtlich kein gesetzlich geschütztes Biotop.

Die Rote Liste Deutschland (DÄMMRICH et al. 2016) führt *L. subcaulescens* unter dem Namen *L. epichnoa* (Fr.) Corner und stuft sie als „D“ (Datenlage unklar) ein.

Diskussion

Die Gattung *Lentaria* wurde von CORNER (1950) erstmals beschrieben und später von ihm (CORNER 1970) überarbeitet. Mit seinem Schlüssel (CORNER 1970: 229) gelangen wir über „1. Hyphen mit dünnen oder kaum verdickten Wänden;...“ zur Untergattung *Lentariopsis* Corner mit vier Arten. Wobei die Schlüsselfrage „1. Hyphen werden im Allgemeinen dickwandig;...“ bzw. „1. Hyphen mit dünnen oder kaum verdickten Wänden;...“ die Frage aufwerfen kann, ab wann Hyphen als dickwandig bzw. kaum verdickt zu bezeichnen sind. Hierzu siehe auch unter Material und Methoden.

Ein gutes Unterscheidungsmerkmal sind jedoch die Sporenlängen zwischen den Arten der Untergattung *Lentaria* (über 7 µm) und Untergattung *Lentariopsis* (bis 7 µm). Wobei die beiden ersten Arten im Schlüssel, *L. vitellina* (Pat.) Corner (= *Lachnocladium vitellinum* Pat.) und *L. mucida* (Pers.) Corner (= *Multiclavula mucida* (Pers.) R.H. Petersen) in andere Gattungen untergebracht wurden. Auch weitere, später neu beschriebenen Arten innerhalb der Gattung *Lentaria* haben deutlich größere Sporen und sind z.T. in verschiedene Gattungen transferiert worden.

So bleiben die Arten der Untergattung *Lentariopsis* mit *Lentaria afflata* (Lagger) Corner, *Lentaria corticola* (Quel.) Corner, *L. epichnoa* und *L. albovinacea* Pilat. Von diesen vier Arten ist *L. corticola* direkt makroskopisch erkennbar, da sie Verzweigungen höchstens an den oberen Astspitzen, nicht aber an den Ästen selbst aufweist (vgl. CORNER 1970: fig. 16). Sehr ähnlich jedoch sind die drei verbleibenden Arten, wobei *L. afflata* keinerlei Schnallen bilden soll (CORNER 1970) und *L. albovinacea* neben weißen, grauen bis braunen auch weinrot bis violette Äste hat. Interessanterweise sind die violetten Färbungen der Äste von *L. albovinacea* sehr lichtempfindlich, d. h. im Dunkeln bzw. zugedeckt nimmt die purpur bis violette Färbung deutlich zu, während sie am Licht ausblasst und als Exsikkat nicht mehr sichtbar ist (s.a. LOHMEYER et al. 1993: 203). Dies resultiert auch aus eigenen Erfahrungen des Coautors, der an zwei Funden von *L. albovinacea* diese Farbreaktion deutlich studieren konnte, die sehr ähnlich mit der Farbreaktion von *Ramaria subbotrytis* (Coker) Corner sensu auct. europ. ist (CHRISTAN 2008). Auch bei *R. subbotrytis* ist die leuchtend korallrote Farbe licht- bzw. UV-empfindlich, sodass die Farben am Tageslicht über lachsrosa, blassrosa bis hin zu rein Gelb ausblasen und zugedeckt – wie auch JAHN (1986) berichtet – wieder ihre lachsrosa bis korallroten Farben annimmt.

Bei JÜLICH (1984:79) ist auffallend, dass der Schlüssel genau umgekehrt beginnt, hier sind unter „1. Hyphen dickwandig werdend...“, die Arten *L. afflata*, *L. corticola*, *L. epichnoa* und *L. albovinacea* ausgeschlüsselt. Dies ist im Widerspruch zu dem Konzept von CORNER (1950, 1970). Hier wird dem Originalkonzept (CORNER 1950) gefolgt.

RAUSCHERT (1988: 53) kombiniert auf Grund damals neuer Nomenklaturregeln (VAN RIJCKEVORSEL 2014 – s. a. RAUSCHERT 1983, 1987: 659) *L. epichnoa* zu *L. subcaulescens* um (Abb. 7). HANSEN & KNUDSEN (1997: 266) greifen die Neukombination auf und benennen die Art als *Lentaria subcaulescens* (Rebent.) Rauschert.

Lentaria subcaulescens (REBENT. : FR.) RAUSCHERT, comb. nov.

Basionym: *Clavaria subcaulescens* REBENT., Prodr. Fl. Neomarch.: 378. 1804 : FR., Syst. Mycol. Index: 76. 1832. — Synonyme: *Lentaria epichnoa* (FR.) CORNER, Monogr. Clavaria: 441. 1950. — *Clavaria epichnoa* FR., Epicr.: 573. 1838. — *Clavaria coriaria* PERS., Mycol. Eur. 1: 171. 1822, nom. illeg. [renominatio nominis *C. subcaulescens*].

Die Umbenennung ist eine Folge der Sydney-Beschlüsse.

Abb. 7 – Neue Namenskombination *Lentaria subcaulescens* RAUSCHERT (1988: 53)

Der Name *L. subcaulescens* wird in der neueren Literatur weitgehend übernommen, manchmal jedoch ist der alte Name *L. epichnoa* in Fundlisten wie zum Beispiel bei ADAMČÍK et al. (2016) und anderen zu lesen. Manche Autoren fügen neben dem Namen *L. subcaulescens* auch *L. epichnoa* hinzu. So berichten DIMOU et al. (2008) in ihrer Fundliste von *L. epichnoa* mit dem Zusatz am Schluss, dass der korrekte Name *L. subcaulescens* sei. Anders bei SHIRYAEV (2020) sowie FRANCHI & MARCHETTI (2021). Sie fügen als Hinweis zu *L. subcaulescens* in Klammer (inkl. *L. epichnoa*) bzw. (= *L. epichnoa*) hinzu.

Eine weitere, interessante Betrachtung ist, dass schon PILAT (1958: 184) die Frage stellte, ob *L. afflata* und *L. subcaulescens* (sub nom. *L. epichnoa*) identisch sein könnten. Das einzig gewichtige Unterscheidungsmerkmal ist – abgesehen von den schwach amyloiden Sporen bei *L. subcaulescens* – das Fehlen (bei *L. afflata*) oder Vorhandensein von Schnallen. Die Suche nach Schnallen bei den Clavariaceae ist manchmal nicht leicht, so kann bei einem schnellen Betrachten der Belege eine Schnallenbildung auch übersehen werden. Aus eigenen Erfahrungen bedarf es manchmal etwas Zeit und mehrere Schnitte, bis Schnallen gefunden werden. Ein vermeintlicher Fund von *L. afflata* aus dem Bayerischen Wald (BÄSSLER et al. 2018: 378 Abb. 6) stellte sich bei einer späteren Nachuntersuchung als *L. albovinacea* heraus. Aufgrund des Aufbewahrens in einer lichtdichten Transportbox hatte sich das violette Pigment wieder regeneriert und es konnten doch Schnallen gefunden werden (KARASCH, schrift. Mitt.).

Aufgrund der großen Ähnlichkeit und schwierigen Bestimmbarkeit vertreten beispielsweise LAESSOE & PETERSEN (2019: 1133) ein breiteres Artkonzept, lassen dabei aber offen, welche anderen beschriebenen Taxa sie hier mit einschließen. FRØSLEV et al. (2011) handeln dem folgend für die Checklist der Pilze Dänemarks und synonymisieren auch *L. albovinacea* und *L. afflata* mit *L. subcaulescens*. Folgt man diesem

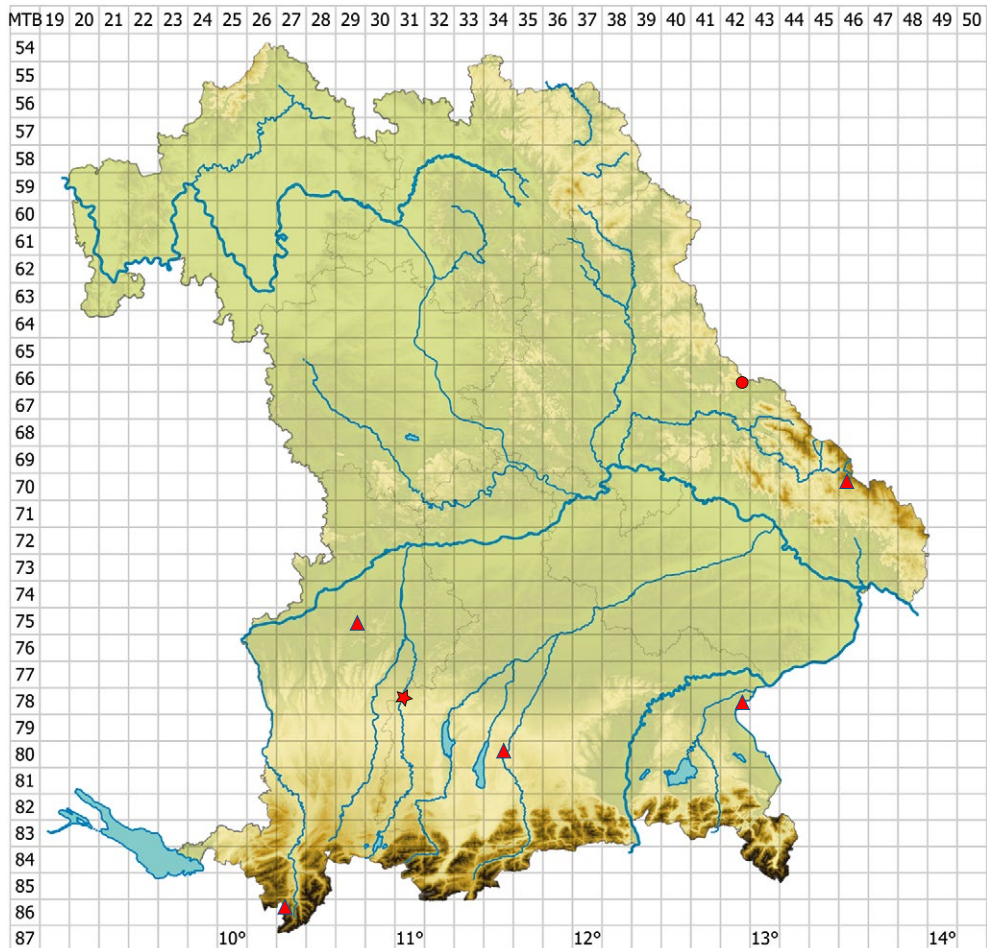


Abb. 8 – Verbreitungskarte Bayern mit ▲ *L. albovinacea*, ★ *L. byssiseda* und ● *L. subcaulescens*.
Karte: A. HUSSONG

breiten Konzept, so wäre der von BÄSSLER et al. (2018) vorgestellte Fund aus dem Bayerischen Wald doch mit den Funden im Oberpfälzer Wald konspezifisch.

Da sich *Lentaria subcaulescens* aufgrund von Schnallenbildungen und der Amyloidie der Sporen von *L. afflata* unterscheidet, folgen wir hier nicht diesem breiten Artkonzept. Die Trennung von *L. subcaulescens* von *L. albovinacea* kann allerdings in Frage gestellt werden, zumal beide schwach amyloide Sporen haben und sich morphologisch lediglich in der Verfärbung der Äste unterscheiden: Äste mit Purpur- oder Violett pigmenten bei *L. albovinacea* (LOHMEYER et al. 1993 – wie oben schon beschrieben und anhand eigener Funde bestätigt), höchstens rotbräunlich in den Astenden bei *L. subcaulescens* (vgl. Abb. 5). Die Hyphendicke, eine zweite Unterscheidung bei CORNER (1970), ist fraglich, so soll die Hyphendicke bei *L. subcaulescens* nur bis 12 µm breit und bei *L. albovinacea* bis 25 µm breit werden. Dies ist

fraglich, da bei den Untersuchungen der hier dargestellten Funde ein relativ junger Fruchtkörper eine Hyphenbreite bis 8 µm hatte, ein zweiter, ausgewachsener aber bis 20 µm. Die Hyphendicke hängt also offensichtlich vom Alter der untersuchten Fruchtkörper ab und kann deutlich variieren.

Da *Lentaria albovinacea* und *L. subcaulescens* jeweils an Laub- und Nadelholz vorkommen [vgl. ARMADA (2017), CORNER (1970), HEILMANN-CLAUSEN (2005), SHIRYAEV (2009)], ist eine Unterscheidung anhand des besiedelten Substrats auch nicht möglich.

Solange die Artgrenzen im *Lentaria afflata*-Komplex nicht molekulargenetisch überprüft werden, halten wir am engen Konzept nach CORNER (1970) fest, da eine morphologische Unterscheidung der drei hier behandelten Arten nach eigener Erfahrung immer möglich war.

Verbreitung

In Bayern ist *L. subcaulescens* neu, bei Pilze-Deutschland (DGFM 2022a) sind lediglich drei Funde notiert, diese Fundmeldungen stammen aus Sachsen-Anhalt und Schleswig-Holstein. Unseres Wissens sind in Bayern neben *L. subcaulescens* noch *L. albovinacea* mit fünf Nachweisen und *L. byssiseda* mit einem Nachweis aus der Gattung *Lentaria* vertreten (Abb. 8).

Betrachten wir die Hauptverbreitung in und über Europa hinaus, so ist auffallend, dass die meisten Nachweise bislang aus kühleren montanen Gebieten wie Skandinavien, Sibirien (SHIRYAEV 2020) und den Alpen (ARMADA 2017; GBIF 2022) stammen. Es sind aber auch Funde aus Südeuropa, so z. B. aus dem montanen Zentralgriechenland, bekannt (DIMOU et al. 2008).

Da nur wenige Studien zur Gattung *Lentaria* in Europa vorliegen, ist die Verbreitung der heimischen Arten sicher noch nicht umfassend bekannt.

Danksagung

Wir bedanken uns sehr herzlich für die Übersetzung ins Englische bei Frau Dr. Angelika Nelson (Arnschwang) sowie für die sachkundige, ausführliche Habitatbeschreibung bei Herrn Jürgen Köbler, Förster, Bayerische Forstverwaltung Furth im Wald. Ein Dank geht auch an Stefan Fischer (Zeititz) für seine Literaturbeschaffung. Konstanze Bensch von Mycobank danken wir für ihre nomenklatorische Zusammenarbeit. Zu guter letzt Danken wir Christoph Hahn (Dettenschwang) für seine ausführlichen Korrekturen und wertvollen Hinweisen zu diesem Artikel.

Literatur

ADAMČÍK S, AUDE E, BÄSSLER C, CHRISTENSEN M, VAN DORT K, FRITZ Ö, GLEJDURA S, HEILMANN-CLAUSEN J, HOLEC J, JANČOVIČOVÁ S, KUNCA V, LACKOVIČOVÁ A, LÜTH M, ÓDOR P (2016) – Fungi and lichens recorded during the Cryptogam Symposium on Natural Beech Forests, Slovakia 2011. *Czech Mycology* **68(1)**: 1-40.

- ARMADA F (2017) – Inventaire mycologique dans la Réserve intégrale du Lauvitel (Parc national des Écrins). Bull. mycol. bot. Dauphiné-Savoie **225**: 22-24.
- BÄSSLER C, KARASCH P, LEIBL F (2018) – The forgotten kingdom im Naturschutz. Biologie unserer Zeit **6(48)**.
- BLASCHKE M, HELFER W, OSTROW H, HAHN C, LOY H, BUSSLER H, KRIEGLSTEINER L (2009) – Naturnähezeiger – Holz bewohnende Pilze als Indikatoren für Strukturqualität im Wald. Natur und Landschaft **84(12)**: 560-566.
- CORNER E J H (1950) – Monograph of *Clavaria* and allied Genera. Annals of Botany Memoirs **1**: 1-696.
- Corner E J H (1970) – Supplement to a monograph of *Clavaria* and allied genera. Beiheft Nova Hedwigia **33**: 1-299.
- Christan J (2008) – Die Gattung *Ramaria* in Deutschland. Monografie zur Gattung *Ramaria* in Deutschland, mit Bestimmungsschlüssel zu den europäischen Arten. 352 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. Band 8: Pilze (Teil 1) – Großpilze. Münster (Landwirtschaftsverlag). Naturschutz und Biologische Vielfalt **70(8)**: 31-433.
- DGFM (2022a) – *Lentaria subcaulescens* (Rebent.) Rauschert 1987. <https://www.pilze-deutschland.de/organismen/lentaria-subcaulescens-rebent-rauschert-1987-1> (zuletzt aufgerufen am 22.3.2022).
- DGFM (2022b) – *Lentaria albovinacea* Pilát 1958. <https://www.pilze-deutschland.de/organismen/lentaria-albovinacea-pilat-1958> (zuletzt aufgerufen am 22.3.2022).
- DIMOU DM, ZERVAKIS GI, POLEMIS E (2008) – Mycodiversity studies in selected ecosystems of Greece: IV. Macrofungi from *Abies cephalonica* forests and other intermixed tree species (Oxya Mt., central Greece). Mycotaxon **104**: 39–42.
- FRANCHI P & MARCHETTI M (2021) – I Funghi Clavarioidi in Italia. Vol. **1**: 1-664.
- FRØSLEV TG, HEILMANN-CLAUSEN J, LANGE C, LÆSSØE T, PETERSEN JH, SØCHTING U, JEPPESEN TS, VESTERHOLT J (2021) – Checklist of Danish Fungi. Version 1.8. Danish Mycological Society. Checklist dataset <https://doi.org/10.15468/cy3if7> aufgerufen über GBIF.org am 10.3.2022.
- GBIF 2022 – *Lentaria subcaulescens* (Rebent.) Rauschert. <https://www.gbif.org/species/3315114> (zuletzt aufgerufen am 22.4.2022).
- HEILMANN-CLAUSEN J (2005) – Diversity of saproxylic fungi on decaying beech wood in protected forests in the county of Halland. Information från länsstyrelsen Halland Habitat Vision: 1-64.
- JAHN, H. (1986) – Der “Satanspilzhang” bei Glesse (Ottenstein), Süd-Niedersachsen. Zur Pilzvegetation des Seggen-Hangbuchenwaldes (Carci-Fagetum) im Weserbergland und außerhalb. Westfälische Pilzbriefe **10-11(8b)**: 289-351.
- JÜLICH W (1984) – Die Nichtblätterpilze, Gallertpilze und Bauchpilze. Kleine Kryptogamenflora Band **II b/1**: 626 S. Gustav Fischer Verlag. Stuttgart.
- KARASCH P, HAHN C (2010) – Rote Liste gefährdeter Großpilze Bayerns. Bayerisches Landesamt für Umwelt. 108 S.

- LÆSSØE T, PETERSEN JH (2019) – Fungi of Temperate Europe. Vol. 2: 820-1715.
- LOHMEYER TR, CHRISTAN J, GRUBER O (1993) – *Clitocybe puberula* Kuyper, *Lentaria albovinacea* Pilát und andere Pilze auf Sägemehlablagerungen bei Burghausen/Oberbayern. Zeitschrift für Mykologie **59(2)**: 103-214.
- PILAT A (1958) – Übersicht der europäischen Clavariaceen unter besonderer Berücksichtigung der tschechoslowakischen Arten. Acta Musei Nationalis Pragae **16(3-4)**: 129-255.
- RAUSCHERT S (1983) – Die neuen Nomenklaturregeln von Sydney 1981 und ihre Anwendung in der Mykologie. Boletus (**7**): 21-38.
- RAUSCHERT S (1987) – Nomenklatorische Studien bei Höheren Pilzen. IV. Nichtblätterpilze (Aphyllophorales) mit Ausschluß der Porlinge. Feddes Repertorium **98(11-12)**: 657-664.
- RAUSCHERT S (1988) – Neue Namenskombinationen bei Höheren Pilzen. Haussknechtia **4**: 51-55.
- SAUTER R (2003) – Waldgesellschaften in Bayern: Vegetationskundliche und forstgeschichtliche Darstellung der natürlichen und naturnahen Waldgesellschaften. Wiley. 224 S.
- SHIRYAEV AG (2009) – Diversity and distribution of clavarioid fungi in Estonia. Folia Cryptog. Estonica, Fasc. **45**: 65-80.
- SHIRYAEV AG (2020) – Climate continentality increases the beta diversity of macrofungal communities. Botanica Pacifica **9(2)**: 73–81.
- van RIJCKEVORSEL P (2014) – International Code of Botanical Nomenclature (Sydney Code, 1983) – web edition. <https://www.iapt-taxon.org/historic/1983.htm> (zuletzt aufgerufen am 7.4.2022).
- WEISEL B, MARQUA J (2015) – First Bavarian record of *Lentaria byssiseda*, Mycol. Bav. **16**: 85-95.

Peziza montirivicola – Erstnachweis für Bayern und Deutschland

MATTHIAS DONDL¹, BERND FELLMANN²

DONDL M, FELLMANN B (2022) – *Peziza montirivicola* – first record in Bavaria and Germany. Mycol. Bav. **22**: 163-169.

Key words: Ascomycota, Pezizales, Pezizaceae, *Peziza*, *Peziza montirivicola*, Bavaria, Germany.

Summary: A collection of *Peziza montirivicola* from the Bavarian foothills of the Alps is presented and discussed. Molecular data (ITS) confirm its conspecificity with the holotype of *Peziza montirivicola*.

Zusammenfassung: Eine Kollektion von *Peziza montirivicola* aus dem bayerischen Voralpenland wird vorgestellt und diskutiert. Molekulare Daten (ITS) untermauern ihre Übereinstimmung mit dem Holotypus von *Peziza montirivicola*.

Einleitung

Bei einer Exkursion im Gebiet des Taubenbergs nahe der Ortschaft Warngau im Landkreis Miesbach fand der Erstautor im Juni 2021 ziemlich große gestielte braune Becherlinge, die mitten in einem Bach auf im Wasser liegendem morschem Holz gediehen. Trotz seines nicht allzu innigen Verhältnisses zu Ascomyceten fotografierte er die Kollektion und nahm sie mit. Eigene Bestimmungsversuche schlugen erwartungsgemäß fehl. Nach der Präsentation des Fundes im Pilzforum.eu nahmen sich der Zweitautor und Peter Püwert der Sache an. Letzterer stellte die Dokumentation im Forum AscoFrance ein, woraufhin die Becherlinge als *Peziza montirivicola* angesprochen wurden.

Ein Vergleich mit der Erstbeschreibung von *Peziza montirivicola* (PERIĆ & GREBENC 2015) erbrachte in der Tat eine sehr weitgehende ökologische und morphologische Übereinstimmung. Da die Art erst 2015 beschrieben und bislang in Deutschland nicht nachgewiesen wurde, schien es ratsam, die Bestimmung sequenzanalytisch zu untermauern, was durch das spanische Labor ALVALAB geschah.

Material und Methoden

Untersuchtes Material

Peziza montirivicola: TK 8136-3-4-4; 11° 44' 26,65" E, 47° 48' 41,77" N; Deutschland, Bayern, Oberbayern, Landkreis Miesbach, Gemeinde Warngau, Steingraben, direkt im Steinbach; Mischwald (Fichte, Tanne, Buche, Schwarzerle) über pleistozäner bis

Anschrift der Autoren: ¹Lipowskystraße 12a, D-81373 München, matthias.dondl@pilzermuenchen.de, ²Alfred Döblin Str. 9, D-81737 München, alberos@freenet.de

holozäner Talfüllung; auf im Wasser liegendem finalmorschem Stammstück (höchstwahrscheinlich Tanne, evtl. auch Schwarzerle); gesellig bis büschelig (über 20 Fk); 765 m ü. NN; 12.06.2021; Beleg im Privatfungar von Matthias Dondl, MD *Peziza montirivicola*-1, Genbank-Akzessions-Nr. ON059599 (ITS); vgl. DONDL (2021).

Methoden

Die morphologischen Beschreibungen beruhen zum Großteil auf Frischmaterial. Die Makrofotos wurden mit einer Olympus E-M1 Mark III Digitalkamera aufgenommen. Die mikroskopischen Untersuchungen ebenso wie die Sporenmessungen wurden in Leitungswasser durchgeführt. Die Ascusreaktion wurde mit Lugol getestet. Zur Überprüfung einer möglichen Sporenornamentation wurde mit Baumwollblau angefärbt. Die Mikrofotos wurden mit einer Moticam 3, die mikroskopischen Messungen mit dem Programm Motic Images Plus 3.0 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. Das Gesamtsporenmaß ist ein \pm subjektiver Wert, der von den gemessenen Sporen abgeleitet wird.

Die beiden Schnittbilder in Wasser und 3 % KOH wurden mit einer Canon PowerShot 520 durch das Okular eines Optech Labormikroskop Typ B 4 vom Zweitautor gefertigt.

Die Angabe der Koordinaten und Höhe über NN in den Funddaten erfolgte näherungsweise mithilfe des Koordinatenermittlers auf www.orchids.de (HAYNOLD 2022).

Ergebnisse

Peziza montirivicola Perić, *Ascomycete.org* 7(6): 347-356 (2015) **Tafel 1-3**

Makroskopische Beschreibung

Apothecien deutlich gestielt becherförmig, Becher bis 4,4 cm breit, mit sterilem Randbereich. Fleisch fragil, bei Verletzung kein Milchsaft austretend. Apothecienrand gekerbt. **Hymenium** glatt, ziemlich düster olivbraun. **Außenseite** unregelmäßig grobkörnig granuliert, Granulierung zum Rand hin dichter und sich von der Außenseite durch die deutlich dunkler braune Färbung abhebend. **Stiel** deutlich ausgeprägt, 0,5-1 cm lang, zylindrisch bis konisch, bisw. gefurcht, gleichfarbig; Stielbasis mit myceliertem Substrat tief im Holz verankert.

Mikroskopische Beschreibung

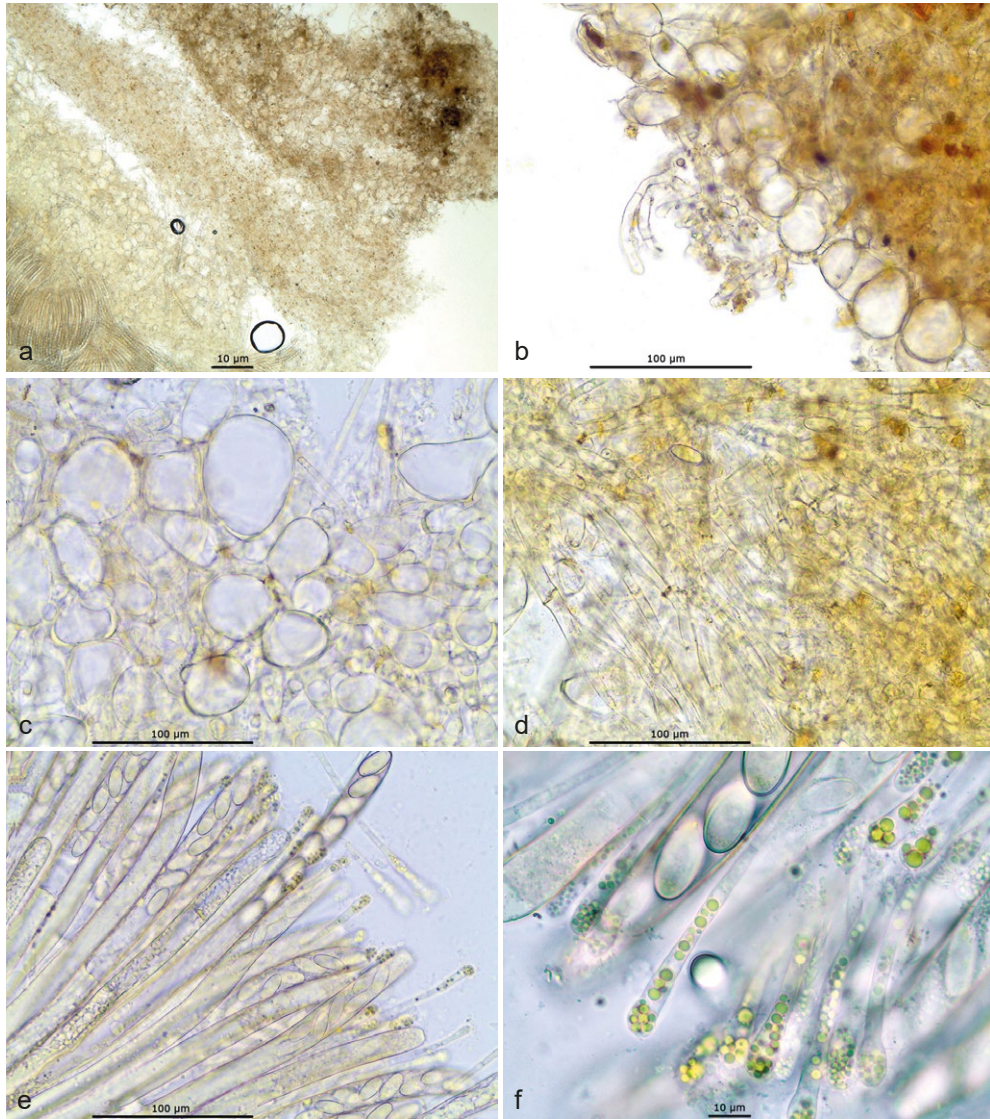
Sporen schlank ellipsoid, glatt, auch nach Zugabe und Erhitzen von Baumwollblau/Milchsäure konnte keine Ornamentation festgestellt werden. Inhalt homogen, ohne Tropfen, pro Spore nur ein Zellkern erkennbar. Frei schwimmende, lebende Sporen



Tafel 1 a-c – *Peziza montirivicola*, Koll. MD Peziza-montirivicola-1

Fotos: M. DONDL

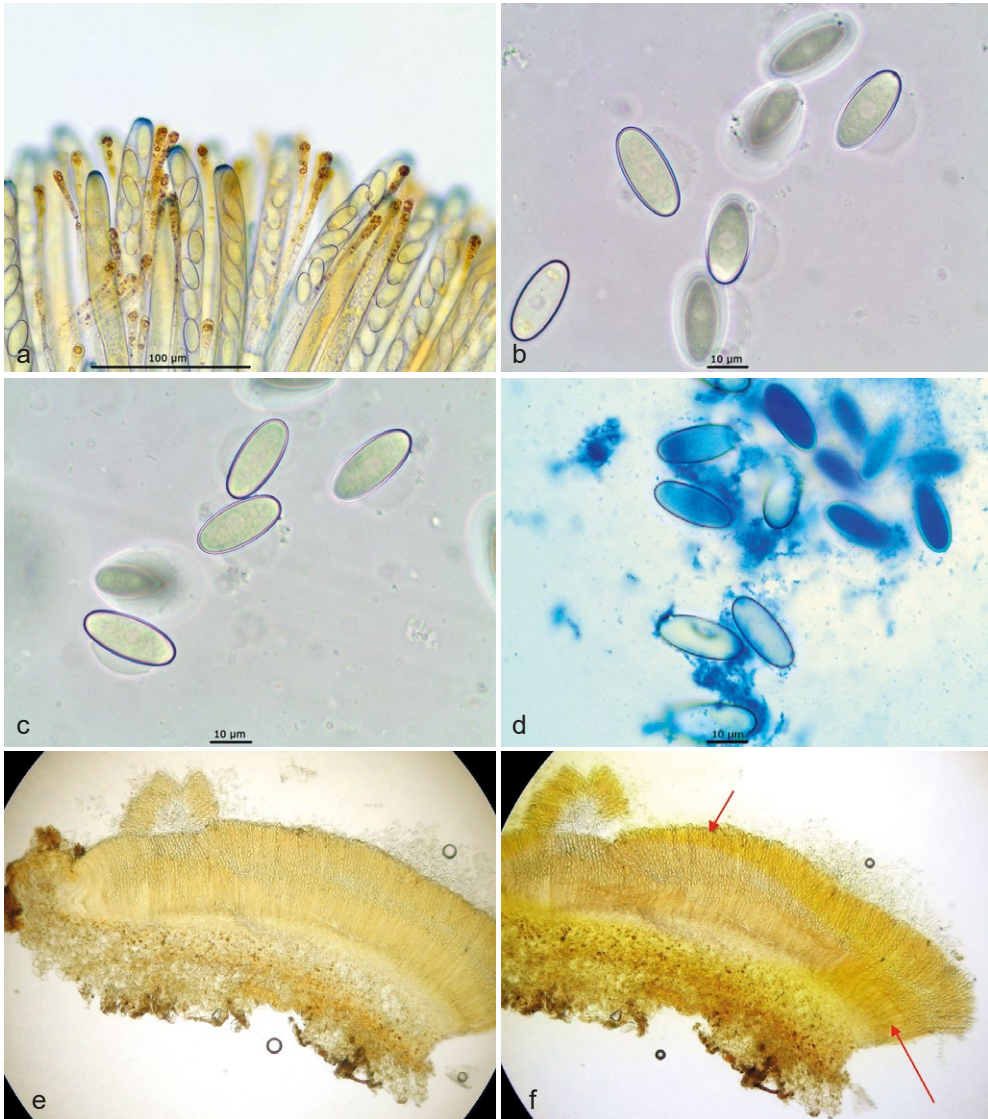
mit ± hyaliner, meist seitlich abstehender Schleimhülle, die im Durchmesser ca. 2/3 der Sporenlänge erreicht. Sporenmessungen am nachgereiften Fruchtkörper mit zahlreichen freien Sporen ergaben folgende Maße: [(1) n = 20] 21,2-25,0 × 10,0-11,4 µm, Lm = 23,4 µm, Bm = 10,7 µm; Qm = 2,20; Nukleus ± zentral, ca. 3,5-4,8 µm breit; **Asci** operkulat, 295-338 × 15-18 µm, zylindrisch, Apex leicht abgestutzt, Basis mit Haken, 8-sporig, Sporen uniseriat im Ascus; nur die Spitze IKI+ (blau). **Paraphysen** fädig, kurz septiert, Endzelle ca. 30 µm lang, keulig, apikal 6-7 µm breit, mit zahlreichen 0,8-3,2 µm großen, grünlichgelben Guttulen gefüllt, Guttulenanhäufungen meist an der Paraphysenspitze; darunter liegende Zellen meist kürzer und ohne Guttulen. **Subhymenium** unscheinbare Textura intricata mit Übergang ins **Medullare**



Tafel 2 a-f – *Peziza montirivicola*, a) 2-schichtiges medullares Excipulum und ektales Excipulum, b) Ektales Excipulum, c) Medullares Excipulum, Textura subglobulosa, d) Medullares Excipulum, Textura intricata, e) Hymenium, f) Paraphysen; alle Mikrofotos in H₂O.

Fotos: M. DONDL

Excipulum aus Textura subglobulosa mit birnenförmigen (20-) 50-80 µm großen Zellen. **Mittlere Textura intricata** vorhanden, mit aufgeblasenen 80-100 × 20-30 µm großen Zellen untermischt. Im Septenbereich mit auffallend braunem Exsudatschleim bedeckt und teils dickwandig. **Ektales Excipulum** Textura subglobulosa, überwiegend aus globosen bis pyriformen Zellen, durchsetzt mit zylindrischen Zellen; nach außen mit aufsitzenden Granulenhaufen aus Textura globulosa, zur Basis hin auch mit bis zu 200 × 6 µm auswachsenden, septierten, teils gegabelt verzweigten Hyphen.



Tafel 3 a-f – *Peziza montirivicola*, a) Hymenium in Lugol, b, c), Sporen in H₂O, d), Sporen in BWB, e) Schnitt Exsikkat in H₂O, f) Schnitt Exsikkat in KOH 3 %.

Fotos: a-d) M. DONDL, e-f) B. FELLMANN

Durch Zugabe von 3 % KOH am exikkierten Material konnte durch den Zweitautor eine deutlich ockergelbe-orange Verfärbung des mikroskopischen Schnittes wahrgenommen werden. Die Farbe wurde ins Medium abgegeben. Nach eigenen Beobachtungen treten solche Farbreaktionen auch bei einigen anderen *Peziza*-Arten auf. Die Bedeutung dieser Reaktionen ist im Hinblick auf die Bestimmung einzelner Arten noch nicht geklärt und sollte der Meinung der Autoren nach regelmäßig mit getestet werden, um einen eventuellen Zusammenhang der Arten mit KOH-Reaktion feststellen zu können.

Ökologie am Fundort

Der Fundort befindet sich im Steinbachtal am Südrand des Taubenberg, einem markanten Molassevorberg im oberbayerischen Voralpenland. In dem Tal mäandert ein kleiner Bach durch einen ziemlich dichten schattigen Mischwald mit Weißtanne, Schwarzerle, Buche und Fichte. Die Becherlinge fruktifizierten gesellig bis büschelig auf einem im Wasser liegenden mittelstarken finalmorschen Stammstück (höchstwahrscheinlich Tanne).

Molekulare Untersuchung

Mit der sequenzanalytischen Untersuchung wurde die Firma ALVALAB (Spanien) beauftragt. Die ITS-Sequenz (GenBank Nr. ON059599) stimmt zu 100 % mit dem Holotypus von *Peziza montirivicola*, GenBank Nr. LN881741 (586 bp), überein.

Kurzcharakteristik

Peziza montirivicola zeichnet sich aus durch relativ große, braune, deutlich gestielte Apothecien mit grob kleiiger Außenseite mit braun granuliertem, gekerbtem Randbereich, keulige Paraphysenenden mit zahlreichen gelblich-grünen Guttulen, glatte, schlank-ellipsoide Sporen und das Vorkommen meist auf wassergetränktem Holz in oder in der Nähe von Bächen.

Diskussion

Taxonomie

Die untersuchte Kollektion stimmt makroskopisch und mikroskopisch mit dem Prototyp von *Peziza montirivicola* überein, die erst 2015 aus Montenegro beschrieben wurde (PERIĆ & GREBENC 2015). Die genannten Autoren diskutieren ausführlich die Unterschiede zu *Peziza paludicola* (Boud.) Sacc. & Traverso, *Peziza ampliata* Pers. und *Peziza sciophila* Medardi, drei Arten mit ähnlicher Makroskopie und Ökologie, die ebenfalls glatte Sporen aufweisen.

Sehr nah verwandt ist die auch erst 2016 aus Norwegen beschriebene *Peziza nordica* Kristiansen, LoBuglio & Pfister, die sich in der ITS-Sequenz nur um 0,8 % unterscheidet und auch morphologisch kaum nennenswerte Unterschiede, bestenfalls etwas breitere Sporen aufweist (PFISTER et al. 2016). Wie *Peziza montirivicola* wurde sie auf wassergetränktem Holz in einem Bach gefunden, Substrat waren Birke und Weide. Eine die Sporen umfassende rundliche Schleimhülle, wie sie bei *Peziza montirivicola* zu beobachten ist, wird für *Peziza nordica* nicht erwähnt, dieses Merkmal fehlt aber auch in der Differentialdiagnose bei PFISTER et al. (2016), so dass nicht klar ist, ob es zur Unterscheidung der beiden Arten herangezogen werden kann.

Ebenfalls nah verwandt ist die aus dem südlichen Finnland beschriebene *Peziza lohjaensis* Harmaja, die sich jedoch durch kleinere, ornamentierte Sporen unterscheidet

und in Laubwäldern (fast immer bei Zitterpappel) meist auf pflanzlicher Debris gefunden wurde (HARMAJA 1986, PFISTER et al. 2016).

Eine ausführliche Darstellung von *Peziza montirivicola* findet sich auch bei JUKIĆ (2017).

Allgemeine Ökologie

Peziza montirivicola ist eine semiaquatische Art, die bislang stets in oder in unmittelbarer Nähe von Bachläufen gefunden wurde. Meist fruktifiziert sie auf wassergetränktem Holz (Buche, Fichte, Weißtanne) aber auch zwischen Moosen auf Sandböden. Die Fundorte in Montenegro, Bosnien-Herzegowina und der Schweiz lagen auf einer Höhe zwischen 1030 und 1662 m ü. NN, der bayerische Fundort ist mit 765 m ü. NN der bislang am tiefsten gelegene.

Verbreitung in Europa, Bayern und Deutschland

Nach den uns vorliegenden Informationen ist die hier vorgestellte Aufsammlung von *Peziza montirivicola* der Erstnachweis für Bayern und Deutschland. Aufgrund der auffälligen Makroskopie und Ökologie der Art kann man davon ausgehen, dass sie in Deutschland selten ist. Gesicherte Nachweise gibt es aus Montenegro, Bosnien-Herzegowina und der Schweiz (PERIĆ & GREBENC 2015).

Danksagungen

Wir danken herzlich Peter Püwert für die Unterstützung bei der Bestimmung, ebenso Nihad Omerović und Nicolas van Vooren, die im Forum AscoFrance die entscheidenden Hinweise zur Bestimmung gaben. Außerdem danken wir Pablo Alvarado für die sequenzanalytischen Untersuchungen.

Literatur

- DONDL M (2021) – Ascomycota Nr. 1 – *Peziza montirivicola*; <https://www.interhias.de/schwam-merlseiten/bestimmungen/2021/ascomycota/ascomycota.html#ank1>
- HARMAJA H (1986) – Studies on the Pezizales. *Karstenia* **26**: 41-48.
- HAYNOLD B (2022) – Koordinaten-Ermittler (nicht nur für Orchideen). Arbeitskreis Heimische Orchideen Baden-Württemberg. <https://www.orchids.de/haynold/koordinatenermittler2/> (zuletzt aufgerufen am 04.02.2022).
- JUKIĆ N (2017) – Two rare and interesting species of Pezizales (Fungi) from Bosnia and Herzegovina – *Peziza montirivicola* and *Trichophaea flavobrunnea*. *Glasnik Šumarskog fakulteta Univerziteta u Banjoj Luci* **1**: 5-16.
- PERIĆ B, GREBENC T (2015) – Une espèce nouvelle du genre *Peziza* (Pezizales): *P. montirivicola* spec. nov. *Ascomycete.org* **7(6)**: 347-356.
- PFISTER D, LOBUGLIO K, KRISTIANSEN R (2016) – Species of *Peziza* s. str. on water-soaked wood with special reference to a new species, *P. nordica*, from central Norway. *Sydowia* **68**: 173-185.

Fungi selecti Bavariae Nr. 45
***Chlorencoelia versiformis* (Pers.) J.R. Dixon 1975**
– Olivfarbener Grünsplanbecherling
MATTHIAS THEISS¹ & KARL-HEINZ REXER²

Ascomycota – Pezizomycotina – Leotiomycetes – Leotiomycetidae – Helotiales – Hemiphaciaceae – *Chlorencoelia*



Chlorencoelia versiformis, auf Erle, Optimalstadium.

Foto: M. THEISS

Beschreibung: Ascocarpien jung becherförmig, rasch verflachend, alt umgebogen mit welligem Rand, kurz gestielt, 1,5-3 cm Durchmesser, einzeln oder gesellig bis gedrängt stehend. Hymenium glatt, matt, olivgrün, gelbgrün, selten bläulich grün, beim Austrocknen bräunlich. Excipulum samtig-filzig, mit gleichem Farbton, aber dunkler. Fleisch glasig, jung gallertig, kein Geruch oder Geschmack. Asci 8-sporig, J⁺. Sporen biserial, glatt, hyalin, schmal elliptisch mit abgerundeten Enden, mit 2 Öltröpfen, 10-15 × 2,5-3,5 µm. Paraphysen zylindrisch, 80-100 × 2 µm.

Funddaten: Bayern, Landkreis Oberallgäu, Balderschwang, Nähe Scheuen-Alpe, TK 8525/4/2, 1100 m, 21. 09. 2017. Bach begleitender Erlenbruch (*Alnus incana*) mit eingestreuten Fichten auf Kalkboden. Auf frei hängendem, abgestorbenem, entrindetem Erlenast, Optimalstadium. Beleg: Herbarium Marburgense MB-009239.

Ökologie und Verbreitung: Saprobiont auf verschiedenen Laubböhlzern, vorwiegend Erle und Eiche, sehr selten. Im Gegensatz zu anderen Grünsplanbecherlingen wird das Holz durch das Myzel des Pilzes nicht grün verfärbt.

Literatur: BREITENBACH J & KRÄNZLIN F (1981) – Pilze der Schweiz. Band 1 Ascomyceten: 176-177; DIXON JR (1975) – *Chlorosplenium* and its segregates. II. The genera *Chlorociboria* and *Chlorencoelia*. Mycotaxon 1(3): 193-237; HANSEN L & KNUDSEN H (Eds) (2000) – Nordic Macromycetes. Vol. 1 Ascomycetes: 140; RAMAMURTHI CS et al. (1958) – A revision of the North American species of *Chlorociboria* (Sclerotiniaceae). Mycologia 49(6): 854-863; WANG Z, JOHNSTON PR, YANG ZL, TOWNSEND JP (2009) – Evolution of Reproductive Morphology in Leaf Endophytes. PLoS ONE 4(1): e4246.

Anschrift der Autoren: ¹Grünwaldstr. 15, 35216 Biedenkopf, ²Philipps-Universität Marburg, FB 17 Spezielle Botanik & Mykologie, Karl von Frisch-Str. 8, 35032 Marburg

Ein bayerischer Nachweis von *Phomatodes nebulosa* an *Urtica*

CHRISTOPH HAHN¹

HAHN C (2022) – A Bavarian record of *Phomatodes nebulosa* on *Urtica*. *Mycologia Bavarica* 22:171-183.

Key Words: Ascomycota, Dothideomycetes, Pleosporales, Didymellaceae, *Phoma* s.l., *Phomatodes*, *Urtica*, ITS, Bavaria, Germany

Abstract: A recent Bavarian collection of *Phomatodes nebulosa* on dead stems of nettles (*Urtica dioica*) is described in detail. Sequencing of the ITS-Region confirm the determination. The current species concept ist compared with earlier interpretations. Based on the different interpretation during the 19th and early 20th century, the correct determination of collections from that period are questionable.

Zusammenfassung: Eine aktuelle bayerische Aufsammlung von *Phomatodes nebulosa* an Brennessel (*Urtica dioica*) wird ausführlich beschrieben. Die Sequenzierung der ITS-Region bestätigt die Bestimmung. Das aktuelle Artkonzept wird mit früheren Interpretationen verglichen und Fundmeldungen aus dem 19. und frühen 20. Jahrhundert dadurch in Frage gestellt.

Einleitung

Die Artbestimmung in der Sammelgattung *Phoma* Sacc. s.l. gilt aufgrund des extremen Artenreichtums sowie der Merkmalsarmut als große Herausforderung bzw. ist ohne molekulargenetische Untersuchungen und/oder Kulturen nicht oder kaum möglich (BOEREMA 1976, 1992, CHEN et al. 2015, DE GRUYTER et al. 1993, MONTEL et al. 1991). Versuche, Aufsammlungen von *Phoma* s.l. im Falle von phytopathogenen Arten nur über das Substrat und Befallsbild zu bestimmen, beispielsweise mit ELLIS & ELLIS (1997), sind daher kritisch zu sehen.

Die klassische Definition der Sammelgattung *Phoma* umfasste sogenannte Coelomyzeten (imperfekte Stadien, die Konidien im Inneren von Pycnidien bilden, vgl. GROVE 1935). Sie bilden dunkle Pycnidien, die ganz oder teilweise in das Substrat eingesenkt sind und deren konidiogene Zellen einfache, einzellige, ampulliforme bis doliiforme Phialiden sind. Die farblosen, nicht oder nur einfach septierten Konidien entstehen durch einen monopolar repetitiven Knospungsprozess – vgl. SUTTON (1980), BOEREMA (1970, 1979), BOEREMA & BOLLEN (1975). Diese frühere Formgattung *Phoma* s.l. enthielt bis in die 90er Jahre des letzten Jahrhunderts ca. 2000 Arten (MONTEL et al. 1991).

Früher umfasste die Formgattung *Phoma* s.l. die Nebenfruchtformen von Vertretern mehrerer Familien, wie z. B. den Leptosphaeriaceae und Phaeosphaericeae, deren Hauptfruchtform z. B. den Gattungen *Didymella* Sacc., *Leptosphaeria* Ces. & de Not., *Pleospora* Rabenh. ex Ces. & De Not und *Mycosphaerella* Johanson

Anschrift des Autors: ¹Hobelwirtstr. 3, D-86911 Dießen-Dettenschwang

zuzuordnen waren (DE GRUYTER et al. 2009). Molekulargenetische Untersuchungen zeigten klar die extreme Polyphyly der Formgattung *Phoma*, die schließlich in viele Gattungen aufgeteilt wurde (AVESKAMP et al. 2010, CHEN et al. 2015, 2017, DE GRUYTER et al. 2009). Für *Phoma* s. str. sowie nah verwandte, ehemals bei *Phoma* eingeschlossene Gattungen wurde schließlich die Familie der Didymellaceae beschrieben (DE GRUYTER et al. 2009), welche inzwischen als die artenreichste Familie der Pleosporales gilt (CHEN et al. 2015).

Dank der Molekulargenetik ist mittlerweile eine Bestimmung mit Hilfe von Sequenzierungen zumindest für die Arten der Formgattung *Phoma* s.l., deren Typuskollektionen bereits sequenziert wurden, auch für Amateurmykologen möglich. Ein solches Bestimmungsergebnis wird hier anhand einer Kollektion einer „*Phoma*“ im weiteren Sinne an *Urtica dioica* vorgestellt.

Material und Methoden

Alle mikroskopischen Untersuchungen erfolgten mit einem Olympus BX-53 Mikroskop (Trinokular, Fototubus). Für die Untersuchung bei 1000-facher Vergrößerung wurde hier ein UPLXAPO10-Objektiv (100×, Ölimmersion) verwendet. Mikrofotos wurden mithilfe einer Olympus EP50-Kamera (5 Mpx) aufgenommen und mit Hilfe des Programms EPview (Olympus) Version 1.2 bearbeitet. Längenmessungen wurden ebenfalls mit EPview vorgenommen. Hierbei wurden die zu messenden Strukturen manuell ausgewählt und manuell an den gemachten Fotos vermessen.

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

Als Untersuchungsmedien wurde Leitungswasser verwendet, alle Daten und Fotos stammen von lebendem Material.

Detailfotos wurden über einen Euromex Holland-Adapter (Firma Omegon) über den Fototubus des Olympus SZ61-Stereomikroskops mit Hilfe einer Canon EOD 6D Mark II Vollformat-Spiegelreflexkamera aufgenommen. Als Lichtquelle wurde ein LED-Ringlicht (RL66, Starlight) verwendet.

Die Sequenzanalysen (ITS) wurden bei der Firma ALVALAB (<http://www.alvalab.es>) in Spanien in Auftrag gegeben.

Ergebnisse

Phomatodes nebulosa (Persoon) Q. Chen & L. Cai, Studies in Mycology 82: 191 (2015) Abb. 1-3

- ≡ *Sphaeria nebulosa* Pers., Observationes mycologicae 2: 69 (1800)
- ≡ *Exormatostoma nebulosa* (Pers.) Gray, A natural arrangement of British plants 1: 522 (1821)
- ≡ *Sphaeropsis nebulosa* (Pers.) Fr., Summa vegetabilium Scandinaviae 2: 419 (1849)
- ≡ *Phoma nebulosa* (Pers.) Berk., Outlines of British Fungology: 314 (1860)
- ≡ *Sphaerella nebulosa* (Pers.) Sacc., Michelia 2(6): 56 (1880)
- ≡ *Mycosphaerella nebulosa* (Pers.) Johanson ex Oudem., Révision des Champignons tant supérieurs qu'inférieurs trouvés jusqu'à ce jour dans la Pays-Bas, Tom. II: Phycomycètes, Pyrenomycètes 2: 213 (1897)

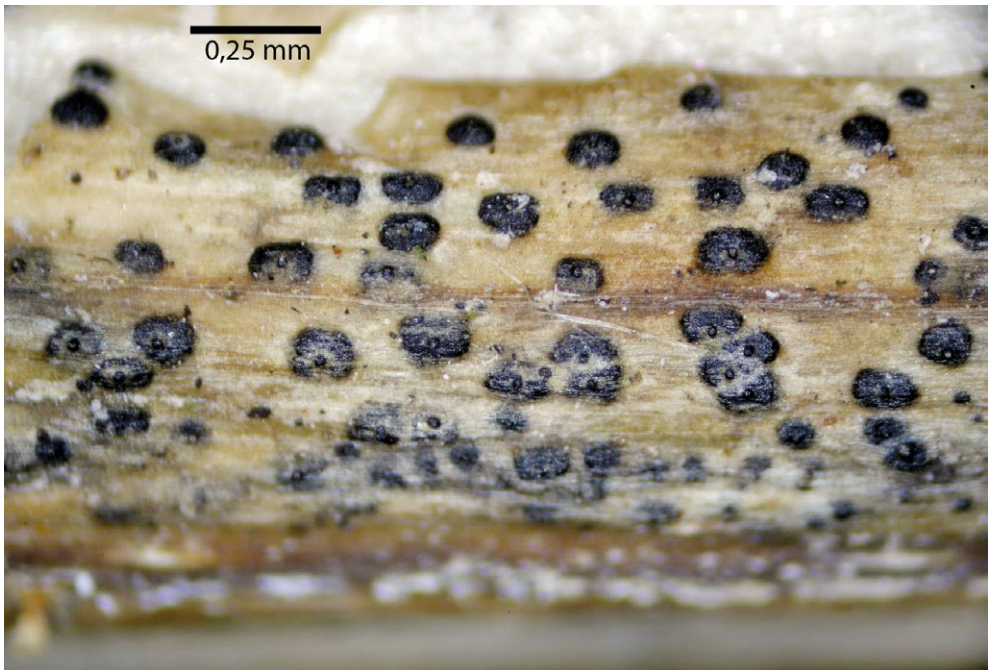


Abb. 1 – *Phomatodes nebulosa*, Aufsicht auf das Substrat mit eingesenkten Pycnidien.

Foto: C. HAHN

Die schwarzen **Pycnidien** 100-200 × 60-100 µm, in das Substrat zu mindestens 50 % eingesenkt, kugelig, flachgedrückt kugelig bis etwas unregelmäßig, oft an der Oberseite deutlich abgeflacht und dann die flache Oberseite auf der Höhe der Substratoberfläche (Abb. 1) und teils von der obersten Zellschicht des Substrats bedeckt; Pycnidien oberseits mit einer kleinen Papille; Pycnidien einzeln oder kleine Gruppen mit bis zu vier Pycnidien bildend; **Pycnidienwand** pseudoparenchymatisch,

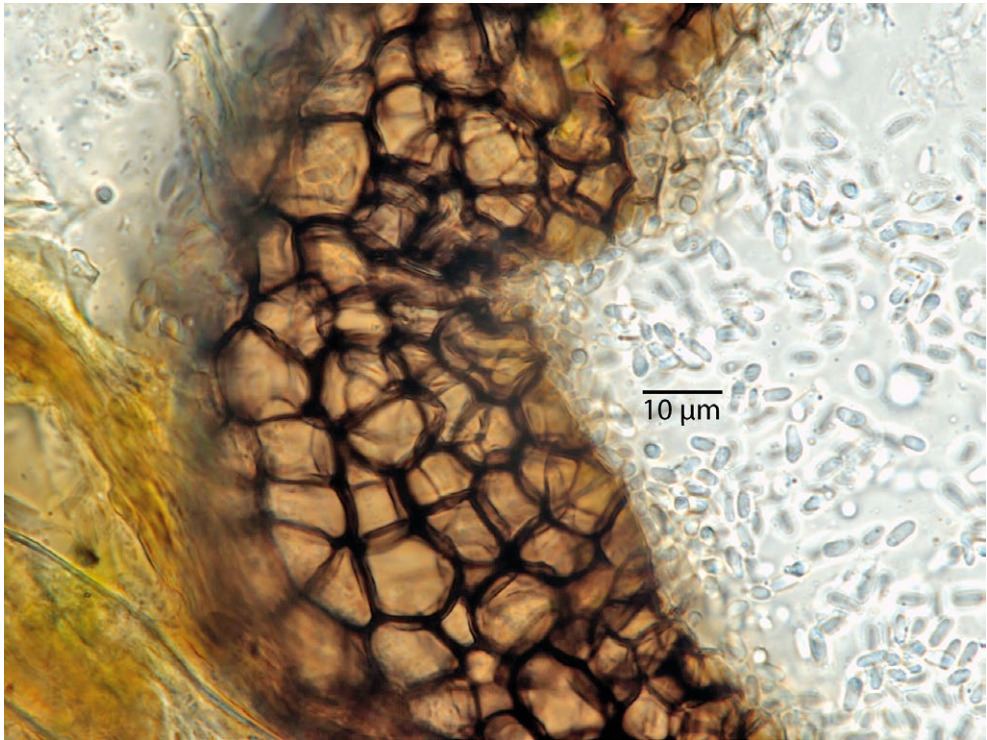


Abb. 2 – *Phomatodes nebulosa*, Aufsicht auf das Excipulum.

Foto: C. HAHN

17-30 µm dick, aus drei bis fünf Zellschichten aufgebaut, eine Textura Angularis bildend (Abb. 2); Zellen der äußeren Zellschichten dunkelbraun, Zellwände 0,3-1,0 µm dick, die innerste Schicht der Pycnidienwandzellen blasser braun, mit dünnen Zellwänden; Zellen 3-15 x 2,5-12,5 µm, in Aufsicht und von der Seite vier- bis mehreckig erscheinend. **Konidiogene Zellen** (Phialiden) ampulliform, rasig an der Innenseite der Pycnidien angeordnet, farblos-hyalin, dünnwandig, am Scheitel repetitiv jeweils eine Konidie abschnürend, 4-5 x 2-4 µm. Konidien (Abb. 3) farblos-hyalin, einzellig, ellipsoid, oft angedeutet zylindrisch mit abgerundeten Ecken, aber auch etwas gebogen bis unregelmäßig kartoffelförmig, sehr unterschiedlich geformt, [n = 1 (40)] 3,4-4,8-5,7 x 1,6-1,8-2,1 µm, Q = 1,9-2,71-3,4; dünnwandig, gerne an den Polen mit je einem oder zwei winzigen Öltröpfchen.

Substrat: vorjährige, vertrocknete und überwinterte Halme von *Urtica dioica* L. in einem Bestand von *Urtica dioica*.

Molekulargenetik: Die sequenzierte ITS ergab eine Übereinstimmung von 99,77 % mit der ITS-Sequenz, welche WIJESINGHE et al. (2021) an *Urtica* aus Italien gewonnen und als *Phomatodes nebulosa* bestimmt haben (GenBank Nr. MT880293, Koll. MFLUCC20-0155, vgl. Abb. 4) sowie mit der damit identischen ITS-Sequenz der von CHEN et al. (2015) als Referenzsequenz für *Phomatodes nebulosa* angegebenen Kultur CBS 117.93 (ITS-Sequenz in der GenBank unter der Nummer GU 237757

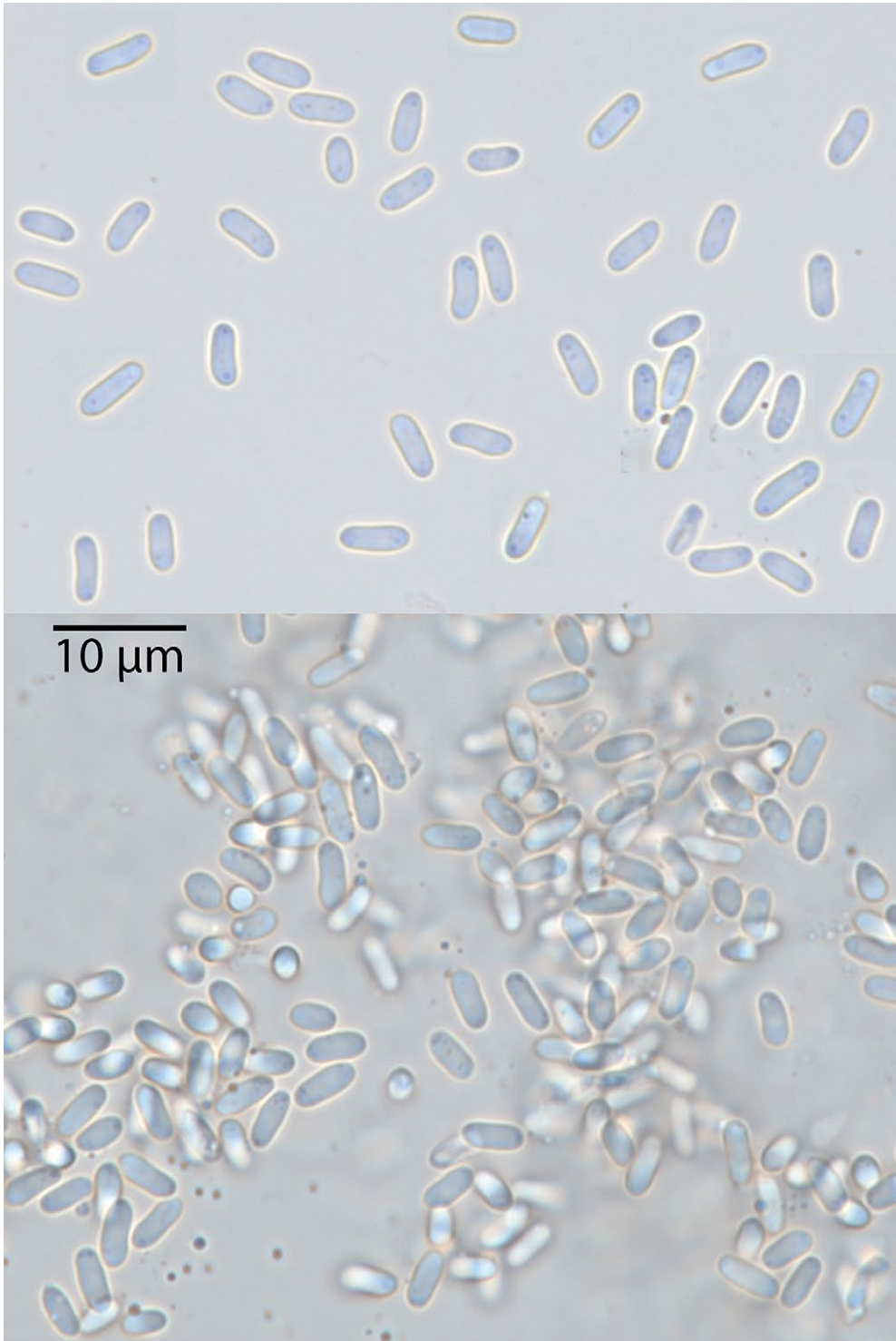


Abb. 3 – *Phomatodes nebulosa*, Konidien.

Fotos: C. HAHN

– siehe WANASINGHE et al. 2018). Mit Hilfe des BLAST-Tools (GENBANK 2022) konnte zudem eine Übereinstimmung von 99,03 % (512 von 517 verglichenen Basenpaaren) mit einer weiteren Kollektion von *Phomatodes nebulosa* an *Urtica* aus Italien (GenBank Nr. MN648212 – HYDE et al. 2020: 80) festgestellt werden. Eine Übereinstimmung von 100 % (526 Basenpaare) ergab sich zudem mit einer als „*Phoma spec. 3*“ bezeichneten Kollektion (KOWALSKI & BILAŃSKI 2021, Beleg Nr. TKPB-2017, GenBank Nr. MZ492940), die von vorjährigen Petiolen von *Fraxinus excelsior* L., welche von *Hymenoscyphus fraxineus* (T. Kowalski) Baral, Queloz & Hosoya befallen waren, stammt.

Funddaten: D – Bayern – Oberbayern – Landkreis Landsberg am Lech, Gemeinde Dießen am Ammersee, zwischen den Ortsteilen Obermühlhausen und Unterbeuern, 0,75 km östlich von Obermühlhausen, Böschung am Waldrand an der Straße nach Unterbeuern, 0,5 km südlich des Beurer Bachs, stickstoffreicher Brennesselbestand; 47°59'00"N, 11°00'23"O, 642 m; leg. Hahn C., 24. März 2021, CH2021042306 im Privatfungarium Hahn (wird später in WU hinterlegt).

```
T AAAATGTACT TTTGGACGTC GTCGTTATGA GTGCAAAGCG CGAGATGTAC TGCCTCCGA AATCAATACG
T AAAATGTACT TTTGGACGTC GTCGTTATGA GTGCAAAGCG CGAGATGTAC TGCCTCCGA AATCAATACG
```

```
CCGGTGCCA ATTGTTTTGA GCGAGTCTA CACGCAAAGG CGAGACAAAC ACCCAACACC AAGCAAAGCT
CCGGTGCCA ATTGTTTTGA GCGAGTCTA CACGCAAAGG CGAGACAAAC ACCCAACACC AAGCAAAGCT
```

```
TGAAGGTACA AATGACGCTC GAACAGGCAT GCCCATGGA ATACCAAGGG GCGCAATGTG CGTTCAAAGA
TCAAGGTACA AATGACGCTC GAACAGGCAT GCCCATGGA ATACCAAGGG GCGCAATGTG CGTTCAAAGA
```

```
TTCGATGATT CACTGAATTC TGCAATTCAC ACTACTTATC GCATTTGCT GCGTTCTTCA TCGATGCCAG
TTCGATCATT CACTGAATTC TGCAATTCAC ACTACTTATC GCATTTGCT GCGTTCTTCA TCGATGCCAG
```

```
AACCAAGAGA TCCGTTGTTG AAAGTTGTAA TTATTATGTT TTTCAGACGC TGATTGCAAC TGCAAATGGT
AACCAAGAGA TCCGTTGTTG AAAGTTGTAA TTATTATGTT TTTCAGACGC TGATTGCAAC TGCAAATGGT
```

```
TTAAATTGTC CAATCGGCGG GCGAACCCAC CGAGGAAACG TAAGTACTCA AAAGACATGG GTAAGAGATA
TTAAATTGTC CAATCGGCGG GCGAACCCAC CGAGGAAACG TAAGTACTCA AAAGACATGG GTAAGAGATA
```

```
GCAGACAAAG
```

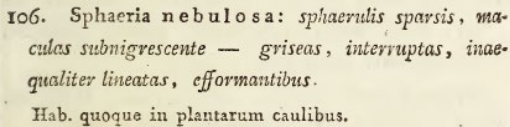
```
GCAGACAAAG
```

Abb. 4 – Ähnlichkeitsvergleich der sequenzierten ITS-Region von CH2021032406 (unten) und MT880293 (*Phomatodes nebulosa*, oben, Sequenz von WIJESINGHE et al. 2021) – Übereinstimmung bei 430 von 431 verglichenen Basenpaaren (99,77 %).

Diskussion

Molekulargenetische Bestimmung

In den geprüften Datenbanken konnte keine Sequenz des Typus von *Phomatodes nebulosa* aufgefunden werden. Die Art wurde von Persoon als *Sphaeria nebulosa* Pers. beschrieben (PERSOON 1800: 69), ohne dass ein Holotypus festgelegt worden ist (Abb. 5). Die spärliche Beschreibung und die fehlende Substratangabe machen es sehr schwer, die Originalbeschreibung überhaupt zu deuten.



106. *Sphaeria nebulosa*: sphaerulis sparsis, maculas subnigrescente — griseas, interruptas, inaequaliter lineatas, efformantibus.
Hab. quoque in plantarum caulibus.

Abb. 5 – Originalbeschreibung von *Sphaeria nebulosa* (PERSOON 1800: 69).

Im Nationaal Herbarium Nederland (L) sind glücklicherweise Belege von Persoon, die er als *Sphaeria nebulosa* bestimmt hat, hinterlegt, sodass ein Lectotypus für diese Art festgelegt werden konnte (L 910.269-51 – BOEREMA 1976). Das Substrat konnte jedoch nicht mehr sicher festgestellt werden, ist aber möglicherweise ein trockener *Urtica*-Stängel (BOEREMA 1976). Ein mit den morphologischen Merkmalen des Lectotypus übereinstimmendes Konzept hat sich auch anhand von Kulturen aus neueren Aufsammlungen durchgesetzt, nachdem sich gezeigt hat, dass diese aktuellen Funde dem Lectotypus und untereinander genetisch (z.B. in Bezug auf die ITS-Region) sehr ähnlich sind (CHEN et al. 2015, HYDE et al. 2020, HOU et al. 2020, WIJESINGHE et al. 2021). So finden sich auch in der GenBank mehrere Kollektionen mit in sich sehr ähnlichen Sequenzen (jeweils über 99 % Ähnlichkeit), die mit dem Namen *Phomatodes nebulosa* verknüpft werden.

Morphologie und Ökologie: Aufgrund der Armut an trennenden morphologischen Merkmalen basierten klassische Bestimmungsschlüssel der Sammelgattung *Phoma* s.l. insbesondere auf Merkmalen der Kulturen auf verschiedenen Medien (z.B. DE GRUYTER et al. 1993). So ist *Phomatodes nebulosa* nach diesem klassisch-morphologischen Konzept durch folgende Merkmalskombination festgelegt: schnelles Wachstum auf Haferflockenagar (mindestens 40 mm/Woche), negative NaOH-Reaktion der Kultur, Konidien im Durchschnitt länger als 4,5 µm, keine Ausbildung von Kristallen in Kultur, keine Bildung von Chlamydosporen in Kultur und Kulturen grauoliv, den Agar leicht zitronengelb färbend (DE GRUYTER et al. 1993).

Ohne Kulturmerkmale ist die Ähnlichkeit von *Phomatodes nebulosa* mit einer Reihe weiterer Arten der ehemaligen Formgattung *Phoma* zu groß, um eine sichere Bestimmung zu gewährleisten, zumal *Phomatodes nebulosa* plurivor ist (DE GRUYTER et al. 1993, CHEN et al. 2015, HYDE et al. 2020, HOU et al. 2020, WIJESINGHE et al. 2021). Betrachtet man aber Funde an *Urtica dioica*, so schränkt das Substrat Verwechslungsmöglichkeiten ein.

Findet man an toten Brennnesselstängeln ein asexuelles *Phoma*-Stadium, so liegt es zunächst nahe, hier eine Nebenfruchtform der an *Urtica dioica* häufigen

Arten *Leptosphaeria acuta* (Moug. & Nestl.) P. Karst. oder *Leptosphaeria doliolum* (Pers.) Ces. & De Not. zu vermuten. Die Nebenfruchtform von *Leptosphaeria acuta* wurde früher *Phoma piskorzii* (Petr.) Boerema & Loer. genannt und unterscheidet sich von *Phomatodes nebulosa* deutlich durch die viel längeren Konidien, welche (6-) 8-10 (-12) × 2-2,5 (-3) µm messen und die teils auch einfach septiert sind (BOEREMA & LOERAKKER 1981).

Die Nebenfruchtform von *Leptosphaeria doliolum* wurde früher *Phoma acuta* (Hoffm.) Fuckel genannt, weshalb diese auch des Namens wegen mit *Leptosphaeria acuta* verwechselt wurde (BOEREMA & GAMS 1995). Die Nebenfruchtform von *Leptosphaeria acuta* hat geringfügig kleinere Konidien ((3-) 3,5-5 (-5,5) × 1-1,5 (-2) µm groß; BOEREMA & LOERAKKER 1981, BOEREMA & GAMS 1995). Da es aber auch Kollektionen von *Phomatodes nebulosa* mit schmalen Sporen gibt, so aus Italien an *Urtica* mit Konidienmaßen von 4-5,3-7 × 1-1,6-2 µm (WIJESINGHE et al. 2021), ist die Unterscheidung nicht per se einfach. Aber auch hier liegt die durchschnittliche Sporenbreite am Rand bzw. knapp oberhalb der normalen Schwankungsbreite der Konidien der *Leptosphaeria doliolum*-Nebenfruchtform. Die Konidienlänge variiert jedoch ebenfalls, wenn man alleine die hier vorgestellte Kollektion mit dieser Aufsammlung aus Italien vergleicht.

DE GRUYTER et al. (2012) verzichten bei ihrer Arbeit über die *Phoma*-artigen Nebenfruchtformen der Pleosporales auf morphologische Beschreibungen, bestätigen aber molekulargenetisch die Zugehörigkeit von *Phoma acuta* zu *Leptosphaeria doliolum*. ARIYAWANSA et al. (2015) geben in ihrer (molekulargenetischen) Revision der Gattung *Leptosphaeria* wiederum an, allerdings ohne Diskussion dazu, dass für *Leptosphaeria doliolum* kein asexuelles Stadium bekannt sei, obwohl sie den Aufsatz von DE GRUYTER et al. (2012) im Literaturverzeichnis angeben. Hier wird DE GRUYTER et al. (2012) insofern gefolgt, dass das ehemals als *Phoma acuta* bezeichnete asexuelle Stadium zu *Leptosphaeria doliolum* gehört, da ARIYAWANSA et al. (2015) ihre Gegenthese weder begründen noch diskutieren.

Ein exakter morphologischer Vergleich zwischen *Phomatodes nebulosa* und der Nebenfruchtform von *Leptosphaeria doliolum* anhand genetisch geprüfter Kollektionen würde möglicherweise weitere Unterscheidungsmerkmale zu *Phomatodes nebulosa* herausarbeiten. Jedenfalls sind *Phoma*-Kollektionen an *Urtica* mit kleinen Konidien nicht per se als *Leptosphaeria doliolum* bestimmbar.

BOEREMA (1976) beschreibt *Phomatodes nebulosa* (sub nomine *Phoma nebulosa*) als sehr häufig an toten *Urtica*-Stängeln, sodass diese Pilzart möglicherweise oftmals als „*Phoma acuta*“ fehlbestimmt werden könnte. So stellen beispielsweise MARQUA & FISCHER (2012) in ihrer online verfügbaren Pilzflora Ehingens eine Kollektion einer *Phoma*-Nebenfruchtform an toten *Urtica*-Stängeln als *Phoma acuta* vor. Betrachtet man die dort angegebenen Konidienmaße, dürfte es sich hier wohl eher um *Phomatodes nebulosa* an *Urtica* und nicht um *Leptosphaeria doliolum* (sub. nomine *Phoma acuta*) handeln. Die Beschreibung der Konidien als „ohne Öltröpfchen“ stimmt zudem

nicht mit der Abbildung der Konidien überein, die kleine, polar angeordnete Öltröpfchen zeigen, wie sie für *Phomatodes nebulosa* typisch sind.

Didymella urticicola Aa & Boerema bildet ebenfalls an *Urtica* eine *Phoma*-Nebenfruchtform, unterscheidet sich aber durch längere und breitere Konidien, die (3,4-) 3,8-6,8 (-8,5) × (1,7-) 2,1-3,0 (-3,4) µm messen (BOEREMA 1976). Die Identität der *Phoma*-Nebenfruchtform mit der *Didymella*-Teleomorphe wurde molekulargenetisch bestätigt (AVESKAMP et al. 2010).

Verwechslungen an *Urtica* sind auch mit plurivoren Arten wie beispielsweise der an fast allen Substraten vorkommenden *Phoma herbarum* Westend., der Typusart der Gattung *Phoma* s.str., möglich. Die ursprüngliche Typuskollektion von *Phoma herbarum* stammt von toten *Urtica dioica*-Stängeln und, damit gemischt, von toten *Onobrychis viciifolia* Scop.-Stängeln (letztere wurden als Lectotypus ausgewählt – BOEREMA 1964). Die Konidien von *Phoma herbarum* sind sehr variabel und können zwischen 3,3-10 × 1,5-5,0 µm messen, wobei sie meist im Bereich von 4,5-5,0 × 2,0-2,5 µm liegen (BOEREMA 1964). CHEN et al. (2015) bestätigen eine deutliche Variabilität der Konidienmaße für *Phoma herbarum*. So geben sie für den Iso(lecto)typus Maße von 5-7,5 × 2,5-3,5 µm an, für aus Kulturen erhaltene Pycnidien jedoch von nur 4,5-6 × 2-3 µm an. Während DE GRUYTER (2012: 12) die Konidien mit mehreren kleinen, in der Spore verteilten Öltröpfchen zeichnet, beschreiben CHEN et al. (2015: 196) sie als nur mit einer oder zwei Guttulen.

Da auch die Pycnidienwandstärke, die Zahl der Zellreihen der Pycnidienwand und die Pycnidiengröße den Merkmalen von *Phomatodes nebulosa* entsprechen (vgl. die morphologische Beschreibung von CHEN et al. 2015), ist eine Unterscheidung von *Phoma herbarum* und *Phomatodes nebulosa* ohne Kultur oder Molekulargenetik an *Urtica*-Stängeln offenbar nur über die bei *Phoma herbarum* etwas breiteren Konidien möglich.

Da *Phomatodes nebulosa* neben *Urtica dioica* weitere Substrate besiedelt, so z. B. Meerrettichblätter (*Armoracia rusticana* G.Gaertn., B.Mey. & Scherb.), *Mercurialis perennis* L., *Thlaspi arvense* L. (siehe jeweils CHEN et al. 2015), Petiolen von *Fraxinus excelsior* L. (KOWALSKI & BILAŃSKI 2021 als *Phoma* spec. 3), fällt die Bestimmung an anderen Substraten als *Urtica* ebenfalls schwer, da auch dort jeweils sowohl substratspezifische als auch plurivore „*Phoma*“-Arten abgegrenzt werden müssen.

Um vermeintliche Funde von *Phomatodes nebulosa* sicher zu bestimmen, sollten auch bei passender Morphologie also entweder Kulturmerkmale mit herangezogen (die Kollektion also kultiviert werden) oder die Bestimmung wie im vorliegenden Fall molekulargenetisch abgesichert werden. Die Morphologie hilft hierbei aber, bereits im Vorfeld andere Arten auszuschließen (ohne dabei sagen zu wollen, dass diese dann ohne Molekulargenetik bestimmbar seien). Dank der Zugänglichkeit der Referenzsequenzen beispielsweise über GenBank und die Möglichkeit, Sequenzierungen bei Laboren für bezahlbaren Preis in Auftrag zu geben, ist dies heutzutage auch Amateuren möglich.

Verbreitung: Die Verbreitung von *Phomatodes nebulosa* ist aufgrund der schwierigen Bestimmbarkeit und der Verwechslungsmöglichkeit mit *Phoma herbarum* sowie der Nebenfruchtform von *Leptosphaeria doliolum* (siehe oben) sehr schwer abzuschätzen. In der Verbreitungsdatenbank der Pilze Deutschlands (DGFM 2022) sind unter dem Namen *Phoma nebulosa* drei Kollektionen, zwei aus Niedersachsen, eine aus Sachsen-Anhalt, verzeichnet. Beide Funde aus Niedersachsen stammen aus dem Jahr 1882 (leg./det. K. Engelke). Der Fund aus Sachsen-Anhalt stammt aus dem Jahr 1918 (leg./det. R. Staritz). Es ist jedoch mehr als fraglich, ob sich diese historischen Fundangaben auf *Phomatodes nebulosa* im heutigen Sinn bzw. dem Originalsinn von Persoon beziehen, da in dieser Zeitspanne ein anderes, vom heutigen abweichendes Konzept für *Phomatodes nebulosa* angewandt wurde. Die Hintergründe werden nachfolgend zusammengefasst.

Ein greifbares morphologisches Konzept von *Phomatodes nebulosa* konnte aus der spärlichen Diagnose von PERSOON (1800: 69) – vgl. Abb. 5 – nicht abgeleitet werden. GRAY (1821: 522) stellt die Art in die Gattung *Exormatostoma* Gray und erweitert die Beschreibung nur um hervorstehende Stomata. Die Pycnidien beschreibt er als winzig, grau und mit bis zu einem Viertel Inch (ca. 0,6 cm) relativ große, „wolkige“ Flecken bildend (Abb. 6). Damit könnten die aus mehreren, zusammenfließenden Pycnidien gebildeten Flecken gemeint sein, die Exemplare dieser Art bilden können (vgl. Abb. 1). Wirklich nachvollziehbar bzw. abgrenzbar zu anderen Arten ist aber auch diese etwas klarere Beschreibung nicht.

4. *Exormatostoma nebulosum*. Cloudlike exormatostome.
Thecae grey, very minute, forming irregular, interrupted,
blackish-grey spots; *mouths* prominent, rather acute.
Sphaeria nebulosa, Persoon Syn. 31.
Sphaeria maculans, Sowerby Fungi, 394, 9.
On the stems of large herbaceous plants.
Spots greyish, cloudlike, about a quarter of an inch
broad.

Abb. 6 – Beschreibung (und Umkombinierung) von *Exormatostoma nebulosum* (GRAY 1821: 522).

FRIES (1849: 419) kombiniert Persoons *Sphaeria nebulosa* ohne eine eigene Beschreibung beizusteuern nur in die Gattung *Sphaeropsis* Lév. um, trägt also zur Klärung der Artinterpretation nichts bei. Ebenso verfährt BERKELEY (1860: 314), der die Art nun in die Gattung *Phoma* transferiert.

SACCARDO (1880) kombiniert die Art schließlich in die Gattung *Sphaerella* (Fr.) Rabenh. um und interpretiert *Sphaerella nebulosa* als ein sexuelles Stadium mit Asci und einfach septierten Sporen, also als eine völlig andere Art als nach der heutigen Interpretation. OUDEMANS (1897) übernimmt das Konzept von SACCARDO (1880) und kombiniert die Art nun in die Gattung *Mycosphaerella* Johanson um. Diese

Auffassung von SACCARDO (1880) und OUDEMANS (1897) hat sich nach dem Auffinden von Typusmaterial Persoons in Leiden (siehe oben) als Fehlinterpretation herausgestellt (BOEREMA 1976). Erst durch die Studien von DENNIS (1946) festigte sich das Bild dieser Art als anamorphe Spezies mit Pycnidien vom *Phoma*-Typ bzw. durch das Auffinden und die Untersuchung (und Lektotypisierung) von Persoon'schem Originalmaterial (BOEREMA 1976). Bestimmungen nach 1880 und vor der Lektotypisierung bzw. dem Konzept von DENNIS (1946) dürften daher kaum *Phomatodes nebulosa* im Original- bzw. heutigem Sinn meinen, sondern vielmehr dem Konzept von SACCARDO (1880) bzw. von OUDEMANS (1897) folgen. Die drei Eintragungen in die Verbreitungsdatenbank Deutschlands (DGFM 2022), die genau aus diesem Zeitraum der abweichenden Artinterpretation als sexuelles Stadium stammen, das nichts mit *Phomatodes nebulosa* im Originalsinn zu tun hat, sollten daher besser gestrichen werden.

Fazit: Folgt man der Bewertung von BOEREMA (1976), die *Phomatodes nebulosa* an *Urtica* als sehr häufig einschätzt, so ist zu erwarten, dass diese Art auch in Deutschland bzw. Bayern weit verbreitet und häufig ist. Das Füllen der Verbreitungskarten wird aber durch die großen Schwierigkeiten bei der Bestimmung erschwert. Vielleicht hilft aber dieser Aufsatz, um Feldkollektionen zumindest unsicher vorzubestimmen und dann diese stichprobenartig genetisch nachbestimmen zu lassen.

Danksagung

Pablo Alvarado (Firma ALVALAB, Oviedo, Spanien) sei für den Aufwand und die Mühe gedankt, aus den winzigen Pycnidien der ihm zugesandten Probe DNA zu extrahieren und zu sequenzieren. Ohne Sequenzierung wäre dieser Aufsatz nicht möglich gewesen. Thomas Sendor (München) danke ich für die kritische Durchsicht des Manuskripts.

Literaturverzeichnis

- ARIYAWANSA HA, PHUKHAMSAKDA C, THAMBUGALA KM, BULGAKOV TS, WANASINGHE DN, PERERA RH, MAPOOK A, CAMPORESI E, KANG J-C, JONES EBG, BAHKALI AH, JAYASIRI SC, HYDE KD, LIU Z-Y, BHAT JD (2015) – Revision and phylogeny of Leptosphaeriaceae. *Fungal Diversity* **74**:19–51. DOI 10.1007/s13225-015-0349-2.
- AVESKAMP MM, DE GRUYTER J, WOUDEBERG JHC, VERKLEY GJM, CROUS PW (2010) – Highlights of the Didymellaceae: A polyphasic approach to characterise *Phoma* and related pleosporalean genera. *Studies in Mycology* **65**: 1-60. DOI:10.3114/sim.2010.65.01.
- BERKELEY MJ (1860) – *Outlines of British fungology*. London. 442 S.
- BOEREMA GH (1964) – *Phoma herbarum* Westend., the type-species of the form-genus *Phoma* Sacc. *Persoonia* **3**(1): 9- 16.
- BOEREMA GH (1970) – Additional notes on *Phoma herbarum*. *Persoonia* **6**(1): 15-48.
- BOEREMA GH (1976) – The *Phoma* species studied in culture by Dr R. W. G. Dennis. *Transactions of the British Mycological Society* **67**(2): 289–319. DOI:10.1016/s0007-1536(76)80136-2.

- BOEREMA GH (1992) – Contributions towards a monograph of *Phoma* (Coelomycetes) – I. 1. Section *Phoma*: Taxa with very small conidia in vitro. *Persoonia* **15(1)**: 71-92.
- BOEREMA GH, BOLLEN GJ (1975) – Conidiogenesis and conidial septation as differentiating criteria between *Phoma* and *Ascochyta*. *Persoonia* **8**: 111-444.
- BOEREMA GH, GAMS W (1995) – What is *Phoma acuta* Hoffm.: Fr.? *Mycotaxon* **53**: 355-360.
- BOEREMA GH, LOERAKKER WM (1981) – *Phoma pizkorzii* (Petra) comb. nov., the anamorph of *Leptosphaeria acuta* (Fuckel) P. Karst. *Persoonia* **11(3)**: 311-315.
- CHEN Q, JIANG JR, ZHANG GZ, CAI L, CROUS PW (2015) – Resolving the *Phoma* enigma. *Studies in Mycology* **82**: 137-217. DOI: 10.1016/j.simyco.2015.10.003.
- CHEN Q, HOU LW, DUAN WJ, CROUS PW, CAI L (2017) – Didymellaceae revisited. *Studies in Mycology* **87**: 105-189. DOI: 10.1016/j.simyco.2017.06.002.
- DE GRUYTER J (2012) – Revised taxonomy of *Phoma* and allied genera. PhD thesis Wageningen University, Wageningen, NL. 181 S. Digital abrufbar unter <https://edepot.wur.nl/238181> (zuletzt aufgerufen am 12.4.2022).
- DE GRUYTER J, NOORDELOOS ME, BOEREMA GH (1993) – Contributions towards a monograph of *Phoma* (Coelomycetes) – I. 2. Section *Phoma*: additional taxa with very small conidia and taxa with conidia up to 7 µm long. *Persoonia* **15(3)**: 369–400.
- DE GRUYTER J, AVESKAMP MM, WOUDEBERG JHC, VERKLEY GJM, GROENEWALD JZ, CROUS PW (2009) – Molecular phylogeny of *Phoma* and allied anamorph genera: Towards a reclassification of the *Phoma* complex. *Mycological Research* **113**: 508-519.
- DE GRUYTER J, WOUDEBERG JHC, AVESKAMP AA, VERKLEY GJM, GROENEWALD JZ, CROUS PW (2012) – Redisposition of *Phoma*-like anamorphs in Pleosporales. *Studies in Mycology* **75**: 1-36. DOI:10.3114/sim0004.
- DENNIS RWG (1946) – Notes on some British Fungi ascribed to *Phoma* and related Genera. *Transactions of the British Mycological Society* **29**: 11-42.
- DGF M (2022) – *Phoma nebulosa* (Pers.) Berk. 1860. <https://www.pilze-deutschland.de/organismen/phoma-nebulosa-pers-berk-1860-1> (zuletzt aufgerufen am 12.4.2022).
- ELLIS MB, ELLIS JP (1997) – Microfungi on Land Plants. An Identification Handbook. Slough. 868 S.
- FRIES EM (1849) – *Summa vegetabilium Scandinaviae* **2**: 261-572.
- GENBANK (2022) – Standard Nucleotide BLAST. https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi?PROGRAM=blastn&PAGE_TYPE=BlastSearch&LINK_LOC=blasthome (zuletzt angewandt am 9.4.2022).
- GRAY SF (1821) – A natural arrangement of British plants 1. London
- GROVE WB (1935) – British stem- and leaf-fungi (Coelomycetes). A contribution to our knowledge of the Fungi Imperfecti belonging to the Sphaeropsidales and the Melanconiales. Vol 1: Sphaeropsidales. To the end of the Sphaerioideae which have colourless or nearly colourless spores. Cambridge University Press, London, U.K.
- HOU L, HERNANDEZ-RESTREPO M, GROENEWALD JZ, CAI L, CROUS PW (2020) – Citizen science project reveals high diversity in Didymellaceae (Pleosporales, Dothideomycetes). *MycKeys* **65**: 49-99. DOI: 10.3897/mycokeys.65.47704.
- HYDE KD, DE SILVA NI, JEEWON R, BHAT DJ, PHOOKAMSAK R, DOILOM M, BOONMEE S, JAYAWARDENA RS, MAHARACHCHIKUMBURA SSN, SENANAYAKE IC, MANAWASINGHE IS, LIU NG, ABEYWICKRAMA PD, CHAIWAN N3, KARUNARATHNAA, PEM D, LIN CG, SYSOUPHANTHONG P,

- LUO ZL, WEI DP, WANASINGHE DN, NORPHANPHOUN C, TENNAKOON DS, SAMARAKOON MC, JAYASIRI SC, JIANG HB, ZENG XY, LI JF, WIJESINGHE SN, DEVADATHA B, GOONASEKARA ID, BRAHMANAGE RS, YANG EF, ALUTHMUHANDIRAM JVS, DAYARATHNE MC, MARASINGHE DS, LI WJ, DISSANAYAKE LS, DONG W, HUANRALUEK N, LUMYONG S, LIU JK, KARUNARATHNA SC, JONES EBG, AL-SADI AM, XU JC, HARISHCHANDRA D, SARMA VV, BULGAKOV TS (2020) – AJOM new records and collections of fungi: 1–100. *Asian Journal of Mycology* **3**(1): 22–294. DOI 10.5943/ajom/3/1/3.
- KOWALSKI T, BILAŃSKI P (2021) – Fungi Detected in the Previous Year's Leaf Petioles of *Fraxinus excelsior* and Their Antagonistic Potential against *Hymenoscyphus fraxineus*. *Forests* **12**: 1412 (34 S.). DOI:10.3390/f12101412.
- MARQUA J, FISCHER C (2012) – Die Pilzflora des Ehinger Raumes. *Phoma acuta* subsp. *acuta* (Hoffm.: Fr.) Fuckel (A). <http://www.pilzflora-ehingen.de/pilzflora/arthtml/pacuta.php> (zuletzt aufgerufen am 12.4.2022).
- MONTEL E, BRIDGE PD, SUTTON BC (1991) – An integrated approach to *Phoma* systematics. *Mycopathologia* **115**: 89–103.
- OUDEMANS CAJA (1897) – Révision des Champignons tant supérieurs qu'inférieurs trouvés jusqu'à ce jour dans la Pays-Bas, Tom. II: Phycomycètes, Pyrenomycètes 2. 523 S. (inkl. Tafeln).
- PERSOON CH (1800 „1799“) – Observationes mycologicae 2. Leipzig, Luzern. 101 S.
- SACCARDO PA (1880) – Fungi Gallici lecti a cl. viris P. Brunaud, Abb. Letendre, A. Malbranche, J. Therry, vel editi in Mycotheca Gallica C. Roumeguèri. Series II. *Michelia* **2**: 39-135.
- SUTTON BC (1980) – The Coelomycetes. Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli, and Stromata. Commonwealth Mycological Institute Kew. 696 S.
- WANASINGHE DN, JEEWON R, PERŠOH D, JONES EBG, CAMPORESI E, BULGAKOV TS, GAFOROV YS, HYDE KD (2018) – Taxonomic circumscription and phylogenetics of novel didymellaceous taxa with brown muriform spores. *Studies in Fungi* **3**(1): 152–175. DOI: 10.5943/sif/3/1/17.
- WIJESINGHE SN, WANG Y, ZUCCONI L, DAYARATHNE MC, BOONMEE S, CAMPORESI E, WANASINGHE DN, HYDE KD (2021) – Additions to Italian Pleosporinae, including *Italica heraclei* sp. nov. *Biodiversity Data Journal* **9**: e59648. DOI: 10.3897/BDJ.9.e59648axonomic

Fungi selecti Bavariae Nr. 46
***Clavulicium macounii* (Burt) J.Erikss. & Boidin ex Parmasto 1968**
– Macouns Rindenpilz
MATTHIAS THEISS¹ & CATHRIN MANZ²

Basidiomycota – Agaricomycotina – Agaricomycetes – inc. sedis (cf. Stereopsidales) – *Clavulicium*



Clavulicium macounii, auf Fichte, Optimalstadium.

Foto: M. THEISS

Beschreibung: Basidiocarprien resupinat, wachsartige, krustenförmige Überzüge von mehreren Quadratzentimetern Fläche bildend, am Substrat fest adhären, grau-ocker bis fleischfarben, Oberfläche glatt bis runzelig, feucht phlebioid, trocken rissig, membranös, bis 0,5 mm dick, Rand weiß, fibrillös. Hyphensystem monomitisch, Hyphen dünnwandig, Septen mit Schnallen. Im Subhymenium rundliche, amorphe gelbliche Körper. Basidien 2-sporig, selten 4-sporig, mit öligem Inhalt. Gloeocystiden schmal, spindelig, 40-80 × 6-8 µm. Sporen glatt, ellipsoid bis subglobos, dünnwandig, inamyloid, hyalin, mit gelblichen Öltropfen, 9-12 × 6,5-8 µm.

Funddaten: Bayern, Landkreis Oberallgäu, Balderschwang, Nähe Scheuen-Alpe, TK 8525/4/2, 1100 m ü. NN, 21.09.17. Bach begleitender Erlenbruch (*Alnus glutinosa*) mit eingestreuten Fichten auf Kalkboden. Auf entrindetem, mit Moos überwachsenem Fichtenstumpf, Optimalstadium, leg. M. Theiss, det. C. Manz. Beleg: Herbarium Marburgense MB-009263.

Ökologie und Verbreitung: Saprobiont auf optimal bis stark zersetztem Nadelholz, vorwiegend Fichte. Rote-Liste Kategorie: R. Holarktisch verbreitet. In Europa mit kontinental montanem Schwerpunkt. Im Norden extrem selten.

Diskussion: Die Gattung *Membranomyces* Jülich ist mikroskopisch ähnlich, kann jedoch durch das Fehlen von Schnallen und die Bildung von Ektomykorrhizen eindeutig abgegrenzt werden.

Literatur: BOIDIN J (1957) – Hétérobasidiomycètes saprophytes et Homobasidiomycètes résupinés. II. Catalogue raisonné des espèces pyrénéennes de la région de Luchon (Haute Garonne). Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse **92**: 277-292; BREITENBACH J & KRÄNZLIN F (1986) – Pilze der Schweiz. Band 2 Nichtblätterpilze, 128-129; SJÖKVIST E et al. (2014) – Stereopsidales - A New Order of Mushroom-Forming Fungi. PLOS One **9(4)**: e95227; UEHLING TW et al. (2012) – *Membranomyces* species are common ectomycorrhizal symbionts in Northern Hemisphere forests. Mycorrhiza **22(7)**: 577–581.

Anschrift der Autoren: ¹Grünwaldstr. 15, 35216 Biedenkopf, ²Wetzlarer Str. 1, 35510 Butzbach

Neu beschriebene oder umkombinierte Taxa

| | |
|---|-----------|
| <i>Pseudosperma mediterraneum</i> (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh., comb. et stat. nov. | Seite 43 |
| <i>Mallocybe nuptialis</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov. | Seite 44 |
| <i>Mallocybe plebeia</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov. | Seite 48 |
| <i>Inosperma apollonium</i> Bandini & B. Oertel, spec. nov. | Seite 52 |
| <i>Pseudosperma fascinosum</i> Bandini & B. Oertel, spec. nov. | Seite 56 |
| <i>Pseudosperma spectrale</i> Bandini & B. Oertel, spec. nov. | Seite 60 |
| <i>Pseudosperma ushae</i> Bandini & G. Bandini, spec. nov. | Seite 64 |
| <i>Inocybe agroterae</i> Bandini & B. Oertel, spec. nov. | Seite 68 |
| <i>Inocybe aphroditeana</i> Bandini & G. Bandini, spec. nov. | Seite 72 |
| <i>Inocybe coriacea</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov. | Seite 76 |
| <i>Inocybe cygnea</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov. | Seite 80 |
| <i>Inocybe devina</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov. | Seite 85 |
| <i>Inocybe elysii</i> Bandini & B. Oertel, spec. nov. | Seite 89 |
| <i>Inocybe freyae</i> Bandini & B. Oertel, spec. nov. | Seite 94 |
| <i>Inocybe kuberae</i> Bandini & B. Oertel, spec. nov. | Seite 98 |
| <i>Inocybe lucis</i> Bandini & U. Eberh., spec. nov. | Seite 101 |
| <i>Inocybe oloris</i> Bandini & B. Oertel, spec. nov. | Seite 105 |
| <i>Inocybe soliana</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov. | Seite 109 |
| <i>Inocybe syringae</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov. | Seite 113 |
| <i>Inocybe trollii</i> Bandini & B. Oertel, spec. nov. | Seite 116 |
| <i>Inocybe tyrii</i> Bandini, B. Oertel & U. Eberh., spec. nov. | Seite 120 |
| <i>Inocybe zethi</i> Bandini & Arnolds, spec. nov. | Seite 124 |

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 Kurztex-te 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 ausgeschrie-ben 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 Literaturzitat-en und Bildmaterial werden mit Kapitälchen 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) µm – 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 ± 0,8 µm. 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 Freixemplar 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, Hobelwirthstr. 3, D-86911 Dießen-Dettenschwang; hahn@pilze-bayern.de; oder: Josef Christan, Wiesbachhornstraße 8, D-81825 München; josef-maria.christan@posteo.decom

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

Ankündigung

14. Bayerische Mykologische Tagung 2022

Vom 28. Sept. bis 3. Okt. 2022



Blick ins Freilichtmuseum nahe unserer Tagungsstätte.

Foto: Genehmigung der Tagungsstätte

Unsere Tagung findet vom 28. Sept. bis 3. Okt. 2022 im Haus im Moos statt. (Adresse: Kleinhohenried 108, 86668 Karlshuld).

Der Tagungsort bietet vielseitige Möglichkeiten – in erreichbarer Nähe sind Auwälder (z. B. Donautalarme, das neue Auenschutzgebiet „Donauauen“, welches als Prozessschutzgebiet 2019 ausgewiesen wurde – es dürfen also keinerlei Eingriffe mehr erfolgen), Moorwälder, Orchideenbuchenwälder (Altmühltal, Kalk), Tertiärhügelland (eher saurer Untergrund), Heideflächen, Magerrasen – je nach Witterung können vielseitige Ziele besucht werden. Die Tagungsstätte („Haus im Moos“) liegt direkt im Donaumoos südlich der Donau.

Neben den obligatorischen Exkursionen, Mikroskopieren, Fundbesprechungen, Vorträgen, wird es auch heuer wieder eine Pilzausstellung für die Öffentlichkeit geben. Auch sorgen wir an einem Abend für ein fakultatives Abendprogramm, vielleicht auch interessant für Begleitpersonen.

Ausführliche Beschreibung und Anmeldung finden Sie bitte auf unserer Webseite www.pilze-bayern.de

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 (3): Einundzwanzig neue Arten der Familie Inocybaceae | 31 |
| DONDL M – Beiträge zur Gattung <i>Cortinarius</i> in Bayern, Teil I: Sektion <i>Calochroi</i> , <i>C. piceae</i> und <i>C. subgracilis</i> | 9 |
| DONDL M, FELLMANN B – <i>Peziza montirivicola</i> – Erstnachweis für Bayern und Deutschland | 163 |
| HAHN C – Ein bayerischer Nachweis von <i>Phomatodes nebulosa</i> an <i>Urtica</i> | 171 |
| KELLNHOFER E, CHRISTAN J – Die Weiße Holzkoralle (<i>Lentaria subcaulescens</i>) – ein Erstnachweis in Bayern. | 153 |
| LOHMEYER TR – Erinnerungen an eine Freundschaft – oder: Wie die Pilze mir ein Land zeigten. | 1 |
| SCHÖBERL R – <i>Coltricia cinnamomea</i> (Jacq.) Murrill in den niederbayerischen Innleiten | 139 |
| THEISS M, MANZ C – <i>Clavulicium macounii</i> (Burt) J.Erikss. & Boidin ex Parmasto 1968 – Macouns Rindenpilz, Fungi selecti Bavariae 46 | 184 |
| THEISS M, REXER K-H – <i>Chlorencoelia versiformis</i> (Pers.) J.R. Dixon 1975 – Olivfarbener Grünspanbecherling, Fungi selecti Bavariae 45. | 170 |
| Neu beschriebene oder umkombinierte Taxa. | 185 |
| Hinweise für Autoren | 186 |
| Ankündigung: 14. Bayerische Mykologische Tagung 2022 | 188 |