MYCOLOGIA BAVARICA

Bayerische mykologische Zeitschrift

Bavarian Journal of Mycology

Inocybe pluppiana Foto: D. Bandini

Band 20 **2020**

Mycologia Bavarica

Herausgeber:

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

Bayerische Mykologische Gesellschaft e.V.
c/o Dr. Christoph Hahn, Grottenstr. 17
D-82291 Mammendorf

Schriftleitung:

Dr. Christoph Hahn
Grottenstr. 17
D-82291 Mammendorf

Josef Christan
Wiesbachhornstraße 8
D-81825 München

Redaktion:

Dr. Ditte Bandini
Panoramastr. 47
D-69257 Wiesenbach

Helmut Grünert
Leitenweg 2
D-82205 Gilching

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

Dr. Thomas Sendor
Friedenheimer Str. 33
D-80686 München

Erscheinungsdatum von Band 20: März 2020

Titelbild: *Inocybe pluppiana*, Niederlande, Drente, Eursinge, 22 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula*, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, 10. Okt. 2018, leg. D. Bandini.

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

© 2020

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

Pilze – Nahrungsmittel seit Jahrtausenden oder genussvolle Nahrungsergänzung?

Pilze, mit ihren äußerst formenreichen und farbenfrohen Fruchtkörpern regen seit Jahrtausenden die Phantasie der Menschen an. Vermutlich haben bereits die Menschen der Vorzeit Pilze genutzt, sei es zum Feuermachen oder als Nahrung. In einigen steinzeitlichen Pfahlbausiedlungen in Europa fanden Archäologen Reste von Feuerschwämmen und Bovisten. Der Gletschermann, auch Ötzi genannt, entdeckt im September 1991, trug neben einem Zunderschwamm auch einen Birkenporling bei sich (Peintner et al. 1998, Peintner & Pöder 2000, Spindler 1993), ob zur Behandlung von Bauchschmerzen oder zu anderen Zwecken, das wissen wir nicht. Die in einigen Pilzarten enthaltenen halluzinogenen Stoffe fanden als Drogen Verwendung, so bei spirituellen Handlungen. In Ägypten und Mittelamerika kamen pilzähnliche Gegenstände ans Licht, die rituellen Zwecken gedient haben dürften.

Ein kurzer pilzgeschichtlicher Rückblick

Erst aus griechischer Zeit wird von Pilzen schriftlich berichtet. Der Dichter Euripides (ca. 450 v. Chr.) erzählte von einer Pilzvergiftung, der mehrere Mitglieder einer Familie zum Opfer gefallen waren. Der griechische Philosoph und Naturforscher Theophrast (371–287 v. Chr.) befasste sich in mehreren Bänden mit den Pflanzen und erwähnt erstmals das Wort „mykes“, das Pilz bedeutet. Pausanias (2. Jh.) erzählt eine Sage, wonach der griechische Held Perseus (Abb. 1), ein Sohn des Göttervaters Zeus und der Danaë, auf der Reise in sein neues Reich, bei einer Rast, seinen Durst mit Wasser löschte, das sich in dem Hut eines Pilzes gesammelt hatte (vgl. Abb. 2). Er beschloss, an diesem Ort eine neue Stadt zu gründen und nannte sie in Erinnerung an diesen Pilz „Mykene“. Die mykenische Kultur dürfte also auf diese Weise ihren Namen erhalten haben (s.a. Grünert & Grünert 1992, Wikipedia 2020a).

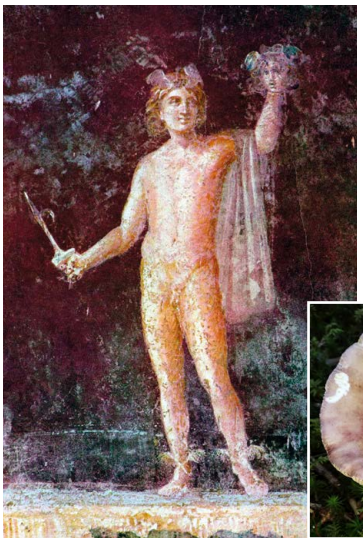


Abb. 1 – Perseus mit dem Kopf der Medusa (Wandmalerei aus Pompeji, 1. Jh. n. Chr.) Foto: The Yorck Project (2002 - siehe Wikipedia 2020b). DIRECTMEDIA Publishing.

Abb. 2 – *Russula olivacea*. So könnte der Trinkpokal des Helden ausgesehen haben. Foto: H. Grünert

In der römischen Küche waren Pilze eine sehr beliebte Speise. Zahlreiche Rezepte und Aufzeichnungen sind uns aus dieser Zeit überliefert. Plinius der Ältere (23–79 n. Chr.) hat in seinen naturgeschichtlichen Büchern *Historia mundi naturalis* den Pilzen ein ganzes Kapitel gewidmet und darin die wesentlichen Erkenntnisse der Antike zu diesem Thema zusammengefasst. Er lobte den ausgezeichneten Geschmack des Kaiserlings (*Amanita caesarea*, Abb. 3) und nannte ihn „boletus“. Plinius verwendete Namen wie „suillus“ für den Steinpilz, „tuber“ für die Trüffel und „agaricum“ für den Lärchenschwamm. In Pompeji, wo er beim Ausbruch des Vesuvs ums Leben kam, wurden einige Wandbilder mit schönen Darstellungen von Pilzen gefunden.

Der Dichter Marcus Valerius Martialis (40–102 n. Chr.) scheint von den Speisequalitäten der Pilze besonders angetan gewesen zu sein. In einem Vers schrieb er: „Argentum atque aurum facile est lanamque togamque mittere; Boletos mittere, difficile est“, zu Deutsch: „Auf Gold und Silber, auf Mantel und Toga zu verzichten ist einfach, auf Pilze zu verzichten ist schwer.“ Aber auch die Giftwirkung mancher Pilze war seinen Zeitgenossen schon bekannt. Kaiser Claudius ist ein prominentes Mordopfer der damaligen Zeit. Er starb nach dem Genuss eines heimtückisch zubereiteten Pilzgerichts.

Abb. 3 – *Amanita caesarea.* Der Kaiserling bereicherte wohl schon die Küche der Caesaren (Kaiser). Foto: H. Grünert

Das ursprünglich vorhandene Wissen über die Pilze ging im Mittelalter fast vollständig verloren. Damals waren Pilze geheimnisumwittert, und ihr mitunter sehr rasches Erscheinen regte die Phantasie der Menschen an. Blitzstrahl und Donner wurden für ihre Entstehung verantwortlich gemacht, aus dem Schleim der Wurzeln

oder aus faulendem Holz sollten sie angeblich gebildet werden. Nach damaliger Ansicht erhielten sie ihre Giftwirkung durch den Hauch von Schlangen oder durch rostiges Eisen. Aus dieser Zeit berichtet Hildegard von Bingen (1098–1179) über Pilze wegen ihrer Gift- und Heilwirkung, und Albertus Magnus (1193–1280) beschreibt den Fliegenpilz mit seiner Fliegen betäubenden Wirkung, wenn dieser in Milch aufgelöst wird (s. a. Dörfelt & Heklau 1998, Grünert & Grünert 1992, 1995,1999).

Der flämische Arzt und Botaniker Charles de l`Ecluse, der sich lateinisch Carolus Clusius nannte (1526–1609), stellte die Pilze nach Jahrhunderte andauernder Mystik wieder ins Licht der Wissenschaft. Er schrieb das älteste bekannte, nur den Pilzen gewidmete Buch: *Fungorum in Pannoniis observatorum brevis historia*, zu Deutsch „Kurze Geschichte der in Ungarn beobachteten Pilze“. Clusius hat 86 Aquarelle von Pilzen hinterlassen, deren Qualität auch heute noch beeindruckt (Aumüller & Jeanplong 1983). Gerne erinnere ich mich an einen Festvortrag über diesen Botaniker, den der damalige Erste Vorsitzender des Vereins für Pilzkunde München, Edmund Garnweidner, im Jahr 1985 gehalten hat.

Ab dem 17. Jahrhundert nahm die Pilzforschung ständig an Bedeutung zu. Stellvertretend seien hier drei herausragende Wissenschaftler genannt: Der Florentiner Pier Anton Micheli (1679–1737) – er entdeckte die Pilzsporen. Der schwedische Naturforscher Carl v. Linné (1697–1778) – er führte das binominale System bei der Namensgebung mit der Trennung der Gattungsnamen von dem Artzusatz ein. Der schwedische Botaniker und Mykologe Elias Magnus Fries (1794–1878) – er beschrieb zahlreiche Pilze. Sein in drei Bänden erschienenes Werk *Systema mycologicum* ist heute noch eine Grundlage der Nomenklatur.

Pilze rücken als Nahrungsmittel in das Bewusstsein der Bevölkerung

Mit dem gestiegenen wissenschaftlichen Interesse der „Neuzeit“ rückten die Pilze auch in das Bewusstsein breiter Bevölkerungsschichten, und das Interesse an der Verwertung dieser Früchte des Waldes nahm zu. Steinpilze (*Boletus edulis* s.l., Abb. 4) wurden sicherlich auch schon im Mittelalter gesammelt, und gegessen; der Name „Herrenpilz“ weist auf die Abgabeverpflichtung dieser leicht kenntlichen Pilze an die adeligen Landherren hin.

Abb. 4 – *Boletus edulis*. Bauern mussten „Steinpilze oder Herrenpilze“ als eine Teilsteuer ihren Landherren abliefern. Diese Pilzart enthält auch ein Rhabdomyolyse verursachendes Toxin. Foto: H. Grünert

Die Versorgung mit Nahrungsmitteln war in den zurückliegenden Jahrhunderten nicht immer gewährleistet, in weiten Landstrichen dezimierten Hungersnöte, verursacht durch Kriege und Wetterkatastrophen, immer wieder die Bevölkerung. Da ist es naheliegend, dass neben Kräutern, Beeren und anderen Wildfrüchten auch Pilze zum Stillen des Hungers gesammelt und zubereitet wurden. Gerade die Kriegs- und Nachkriegsjahre der letzten beiden Weltkriege trieben die notleidende Bevölkerung in die Wälder. Dabei wurden auch Pilzarten gesammelt, die wir heute als ungenießbar oder minderwertig ablehnen. Mangels Kentnis und durch erhöhter Risikobereitschaft erkrankten sicherlich viele Menschen nach deren Genuss oder verstarben sogar aufgrund fataler Verwechslungen bzw. unwissentlichem Sammeln giftiger Arten.

In diesen Zeiten lag das Sammeln von Wildpilzen zur Förderung und Sicherstellung der Volksernährung im Interesse des Staates. Entsprechend unterstützt, wurden zahlreiche Pilzberatungsstellen gegründet. Die Pilz-Kenntnisse in der Bevölkerung nahmen zu, und das Sammeln von Pilzen entlastete auch schmale Haushaltskassen.

Bereits in den Kindergärten und Schulen wurde vom Lehrkörper das Wissen über die Pilze vermittelt. Eltern, Großeltern und Kinder streiften mit Begeisterung und auch Neugierde durch die Wälder.

Hin und wieder wurde im späten 20. Jahrhundert in verschiedenen Publikationsorganen über die Cadmiumbelastung insbesondere von Champignons berichtet, aber ernsthaft zur Kenntnis nahmen das wohl nur wenige.

Am 26. April 1986 ereignete sich die radioaktive Katastrophe von Tschernobyl. In den Jahren danach sank das Interesse am Sammeln und der Verwertung von Wildpilzen in der Küche schnell, was z.B. auch an der stark zurückgehenden Frequentierung der Münchner Pilzberatung ablesbar war. In den Wäldern kehrte gewissermaßen Ruhe ein, und auf den Speiseplänen hielten Zuchtpilze Einzug. Selbst die Mitgliederzahlen im Verein für Pilzkunde München e.V. waren stark rückläufig. Anmerkung: Unsere Böden waren durch die oberirdischen Kernwaffenversuche nach 1945 bis Anfang der sechziger Jahre bereits durch künstliche Radionuklide belastet, so berichten Seeger & Schweinshaut (1981) über die Caesium-Belastung in höheren Pilzen (s.a. Höllerer 1983 und Augustin et al. 1984).

Mit der gesellschaftlichen Strömung „zurück zur Natur“, dem Trend zu einer fleischärmeren, mehr pflanzlichen Ernährung und Berichten über Heilwirkungen (z.B. Guthmann 2017) rücken die Pilze wieder ins allgemeine Bewusstsein der Bevölkerung; Bewegung im Wald und Speisepilzsammeln ist heute populärer denn je. Zwischenzeitlich sind die Pilze aber aus den Lehrplänen der bayerischen Schulen fast verschwunden. Es lag bzw. liegt im Ermessen des Lehrkörpers, ob Pilzwissen vermittelt wird. Schulausflüge in unsere Wälder zählen heute wohl zu den großen Ausnahmen. Viele Eltern konnten und können zudem kein Wissen über die Pilze an ihre Kinder weitergeben. Die allgemeine Unkenntnis zeigt sich auch an den steigenden Zahlen von Pilzvergiftungen in den letzten Jahren. Internetbasierte Bestimmungshilfen, sogenannte Apps, erleben wohl auch daher in jüngerer Zeit einen

Boom, Internetseiten schossen wie Pilze aus dem Boden und überboten sich mit Pilzfotos und wohlgemeinten Ratschlägen zum Sammeln, Erkennen und Zubereiten. In Kochsendungen wirft der Chefkoch seine grob geschnittenen Pilze aus der Pfanne zum Drehen dreimal nach oben in die Luft, und fertig sind die knackigen Pilze. Dass diese dabei innen noch nicht durchgegart, also fast noch roh sind, ist wohl gewollt, wegen des natürlichen Geschmackserlebnisses – auch wenn dies der Gesundheit wohl kaum förderlich ist, vor allem bei nur durchgegart genießbaren Arten.

Bereits Anfang des 19. Jahrhunderts begannen Wissenschaftler Pilze auf Inhaltstoffe zu analysieren (s.a. Bötticher 1974). In neuerer Zeit wird an Universitäten, Instituten und Labors auch nach biologisch wirksamen Substanzen für die Schädlingsbekämpfung in der Landwirtschaft geforscht. So entdeckten beispielsweise Anke et al. (1977) und Anke & Steglich (1999) in Kulturen des Kiefernzapfenrüblings, *Strobilurus tenacellus* (Abb. 5), das Strobilurin. Dieser Inhaltsstoff zeichnet sich durch eine stark wachstumshemmende Wirkung auf pathogene Pilze wie Rostpilze und Mehltau und auf deren Sporenkeimung aus. Später gelang es, daraus hochwirksame Fungizide zu entwickeln, die keine toxische Wirkung auf Warmblütler und Insekten haben (Sauter et al. 1999, Sauter 2007, Steglich 2009, s.a. Spiteller 2009b).

Für die Humanmedizin wird in Pilzen fieberhaft nach pharmakologisch wirksamen bzw. nach antibiotischen Substanzen gesucht, um mikrobielle Resistenzen bekämpfen zu können. Von ersten Erfolgen liest und hört man immer wieder.

Abb. 5 – *Strobilurus tenacellus*. Aus dem Strobilurin A im Kiefernzapfenrübling wurde ein hochwirksames Fungizid entwickelt. Foto H. Grünert

Neben positiv wirksamen, also heilenden Inhaltsstoffen finden sich natürlich auch Toxine in vielen Pilzarten (vgl. Roth et al. 1990). Selbst wenn einige der Toxine bis heute nicht bekannt sind, ist das Wissen um die möglichen Schadwirkungen nach Verzehr deutlich gewachsen. So ist beispielsweise das *Paxillus*-Syndrom, welches früher gerne als reines Gerücht aufgefasst wurde, obwohl 1944 der bekannte bayerische Mykologe Julius Schaeffer daran gestorben ist, mittlerweile zweifelsfrei bestätigt. Doch auch so „exotische" Vergiftungen wie das Acromelalga-Syndrom, welches man durch den Verzehr des Japanischen Bambustrichterlings, *Paralepistopsis arcomelalga* oder des Parfümierten Trichterlings, *P. amoenolens* erleidet oder das nicht nur Pilzberatern bekannte Equestre-Syndrom (Rhabdomyolyse) sind potentielle Risiken (neben vielen weiteren) unbedachten Pilzverzehrs. Letzteres löst z.B. der Grünling, *Tricholoma equestre*, aus. Studien aus Finnland zeigen (Nieminen et al. 2005, 2006), dass auch andere Pilzarten, unter ihnen die beliebten Fichtensteinpilze, *Boletus edulis*, ein Rhabdomyolyse verursachendes Toxin enthalten (vgl. Flammer 2014; Guthmann et al. 2011, Hahn & Grünert 2016).

Pilze sind also wahre Chemiefabriken. Wohl die meisten von ihnen wollen nicht (vor Sporenreife) gefressen werden, also entwickeln Sie Inhaltsstoffe, die Fressfeinde, auch pilzliche Konkurrenten, abschrecken oder schädigen bis töten (Spiteller 2009a, b). Manche dieser giftigen Substanzen wirken nur nach rohem Pilzgenuss, sie sind thermolabil, sprich sie verflüchtigen sich oder werden durch Erhitzen zerstört und sind dann nicht mehr wirksam. Wie oft hört man von Unwohlsein und Magen- und Darmbeschwerden nach Pilzmahlzeiten? Die Ursache liegt wohl oft am Verzehr von unzureichend gegarter bis fast roher Pilzmasse!

Von den meisten Pilzarten kennen wir die genauen Inhaltsstoffe noch gar nicht, sie sind uns völlig unbekannt! Am besten sind Eiweiß-, Mineral- und Vitamingehalt von Speisepilzen bekannt (s.a. Bötticher 1974). In dem gewichtigen italienisch-deutschen Pilzbuch: *Per non confondere i funghi – Um die Pilze nicht zu verwechseln* (Bellù & Veroi 2014) haben die beiden Autoren sich zum Speisewert folgende Formulierungen einfallen lassen: „Seine Essbarkeit ist grundsätzlich unbekannt, ebenso sind seine chemischen Inhaltstoffe nicht erforscht". Oder „Im Allgemeinen für essbar angesehen, jedoch sind seine chemischen Inhalte nicht bekannt". Und noch ein konkretes Beispiel – der Fichtensteinpilz, *Boletus edulis*: „Der populäre Herrenpilz gilt als essbar… Es mag eigenartig erscheinen, dass man auch seine chemischen Inhaltsstoffe nur teilweise kennt."

Neuere Untersuchungen zeigen, dass in vielen, bisher als essbar bezeichneten Pilzen Stoffe enthalten sind, die nicht nur tierischen Fressfeinden, sondern auch unserem Organismus schaden können. So enthält der bisher als essbar geltende Schwarzblauende Röhrling, *Cyanoboletus pulverulentus*, große Mengen an Arsen und wird als potentiell krebserregend eingeschätzt. Auch der bisher als Speisepilz angesehene Violette Lacktrichterling, *Laccaria amethystina*, gilt jetzt als Arsensammler (Braeuer et al. 2018, Gry & Andersson 2014, Flammer 2014, Hahn 2019). Weiteren Diskussionsstoff unter den Speisepilzsammlern liefert der Blausäuregehalt

in vielen Pilzarten (Spiteller 2009b, Flammer 2014). Diese ist in höheren Dosen im Glimmerschüppling, *Phaeolepiota aurea* (Abb. 6), im Nelkenschwindling, *Marasmius oreades* oder im Mönchskopf, *Infundibulicybe geotropa* enthalten. Freie Blausäure verflüchtigt sich zwar beim Trocknen und Kochen, hier kann aber der Rohgenuss zu gesundheitlichen Problemen führen. Beim Glimmerschüppling wird die Blausäure zudem nur langsam während des Kochens freigesetzt, was diesen Pilz als Speisepilz ohnehin ausschließen sollte, zumal er neben der Blausäure weitere, unbekannte Toxine enthält, die zu Vergiftungen führen können (Flammer 2009).

Abb. 6 – *Phaeolepiota aurea*. Beim Glimmerschüppling verflüchtigt sich der Blausäuregehalt beim Kochvorgang nur sehr langsam. Foto H. Grünert

Des Weiteren ist eine potentielle Gesundheitsgefährdung durch Schwermetalle in Pilzen, wie z.B. durch Blei, Cadmium, Kupfer, Zink und Quecksilber, wieder in unser Bewusstsein gerückt. Pilze können Schwermetalle in ihre Zellen einbauen und speichern. Als besonders hoch belastet gelten Wald- und Wiesenchampignons (Meisch et al. 1977, Segerer 1978, 1982). Je nach Belastung der Böden und von Region zu Region schwanken diese Werte. Anisegerlinge hingegen nehmen sogar gezielt Cadmium in hohen Mengen auf, da sie dieses benötigen, um Fruchtkörper zu bilden (Parra 2008). Dementsprechend sind auch Fruchtkörper auf relativ unbelasteten Böden reich an Cadmium. Auch die Aufnahme von radioaktiven Cäsium (Cs-137) ist selbst über 34 Jahren nach dem Reaktorunglück noch in vielen Wildpilzarten deutlich messbar (Kabei & Poppitz Spuhler 2019, s.a. Flammer 2014). Über die „Radioaktive Belastung von Wildpilzen und Wildbret“ informiert das Bundesamt für Strahlenschutz (BfS 2020).

Es gibt also zahlreiche gesundheitlich relevante Aussagen hinsichtlich des Wildpilzgenusses. Manche davon haben Speisepilzsammler verunsichert. Es drängt sich eine gewichtige Frage auf: Warum essen wir dann Pilze?

Aus den Erkenntnissen und Erfahrungen heraus, besonders im Hinblick auf die völlige Unkenntnis über die Welt der Pilze bei einem Großteil der Bevölkerung, halte ich die Angaben über den Speisewert von Pilzen für überarbeitungsbedürftig. Was sollen beispielsweise die Angaben „hervorragender Speisepilz“ beim Maipilz, *Calocybe gambosa* (Abb. 7), der kräftig nach Mehl riecht und auch so schmeckt.

Abb. 7 – *Calocybe gambosa*. Dieser essbare Pilz wird immer wieder mit dem, an ähnlichen Standorten vorkommenden, aber giftigen Ziegelroten Risspilz, *Inocybe erubescens*, verwechselt. Foto: H. Grünert

Pilzbuchautoren und andere Publizisten sollten sich hier m. E. auf „essbar“ beschränken, auch im Hinblick auf die Verwechslungsgefahr mit dem Ziegelroten Risspilz, *Inocybe erubescens*. Oder denken wir an den „hervorragenden Suppenpilz“ Stockschwämmchen, *Kuehneromyces mutabilis.* Die Verwechslungsgefahr mit dem Gifthäubling*, Galerina marginata*, bestätigt sich jedes Jahr aufs Neue. Es lassen sich unzählige weitere Beispiele anführen, die unerfahrene Pilzjäger zu Fehlgriffen verleiten können. Warum muss der Knopfstielige Rübling, *Gymnopus confluens* (Abb. 8), als essbar bezeichnet werden? Wäre es nicht sinnvoller, diesen einfach als „kein Speisepilz“ zu deklarieren? Muss um Gottes Willen alles gegessen werden, was draußen wächst? Viele Speisewertangaben verleiten doch gerade Unerfahrene zum risikohaften Sammeln!

Abb. 8 – *Gymnopus confluens*. Ein häufiger, rasig-büschelig wachsender, relativ dünnstieliger Pilz, der manchmal als essbar bezeichnet wird. Foto: H. Grünert

Was hilft es, wenn ein ausführlicher Beschreibungstext neben der Abbildung von Pilzen steht, wenn ein Großteil der Pilzsammler diesen nicht liest und nur noch visuell „denkt“ und sich von Bildern leiten (verleiten) lässt, so von den sogenannten Pilz-Apps in Mobiltelefonen?

Wir müssen uns dem veränderten Verhalten anpassen und das Wissensdefizit berücksichtigen. Wir müssen nicht jeden vermeintlich essbaren Pilz zum Speisepilz erklären und so zum Verwechslungsrisiko beitragen.

Zum Speisewert reichen die Angaben:

– Tödlich Giftig

– Giftig

– Kein Speisepilz

– Essbar

Je nach Publikation können diese Angaben in einem Beschreibungstext erweitert werden, beispielsweise mit „essbar, aber Vorsicht(!)“ oder mit anderen, ausführlicheren Hinweisen zur Verwendung in der Küche.

Pilze sind wahre Chemiekünstler, sie bauen die unterschiedlichsten Stoffe in Ihren Organismus ein und bauen diese für ihre Zwecke um, so auch um Angreifer (auch pilzliche Konkurrenten) und Fressfeinde abzuwehren. Pilze helfen mit ihrer Substrataufbereitung unserer natürlichen Umgebung, insbesondere mit ihrer Symbiose den Bäumen, den Wald gesund zu erhalten. Viele dieser Wildpilze können aber für uns

ungesund oder sogar tödlich giftig sein, sie enthalten vermutlich aber auch Substanzen, die für unsere Gesundheit förderlich sind. Wir sollten Pilzen mit Freude und Respekt begegnen und nicht alle, bisher als essbar geltenden Pilzarten, für Speisezwecke gedankenlos absammeln.

Die Zeiten, in der Pilze zur Sicherung der Volksernährung beigetragen haben und Hunger uns zu deren Verwertung zwang, die sind – Gott sei Dank – vorbei. Beim Sammeln mehr auf Qualität statt auf Quantität zu achten ist sicherlich das Gebot unserer Zeit, wo Biotopveränderungen und deren Vernichtung, Nährstoff- und andere Schadstoffeinträge auch die Welt der Pilze verändern und viele Arten rückläufig sind.

Neues Motto

Wildpilze als Nahrungsergänzung – zum Genuss – und nicht als fast tägliches Grundnahrungsmittel!

Danksagungen

Meiner Frau Renate, Dr. Christoph Hahn und Dr. Thomas Sendor danke ich herzlich für ihre Durchsicht des Manuskriptes, kritischen Anmerkungen, Hinweisen und Tipps.

Helmut Grünert

Literatur

Anke T, Oberwinkler F, Steglich W, Schramm G (1977) – The strobilurins – new antifungal antibiotics from the basidiomycete *Strobilurus tenacellus* (Pers. ex Fr.) Sing. Journal of Antibiotics **32**: 1112-1117.

Anke T, Steglich W (1999) – Strobilurins and Oudemansins. In: Grablley S, Thiericke R (eds): Drug and discovery from nature. Springer-Verlag. Berlin, New York.

Augustin K, Fischer D, Holz A, Kumm A, Langer H (1984) – Daten zur Umwelt 1984. Umweltbundesamt Berlin.

Aumüller S, Jeanplong J (1983) – Carolus Clusius, Fungorum in Pannoniis observatorum, Brevis Historia et Codex Clusii. Akadémia Kiadó, Budapest (Reprint).

Bellù F, Veroi G (2014) – Per non confondere i funghi – Um die Pilze nicht zu verwechseln. Casa Editrice Panorama, Trento.

Bötticher W (1974) – Technologie der Pilzverwertung. Ulmer Verlag.

BfS (2020) – Radioaktive Belastung von Pilzen und Wildbret. https://www.bfs.de/DE/themen/ion/umwelt/lebensmittel/pilze-wildbret/pilze-wildbret.html.

Braeuer S, Goessler W, Kameník J, Konvalinková T, Žigová A, Borovička J (2018) – Arsenic hyperaccumulation and speciation in the edible ink stain bolete (*Cyanoboletus pulverulentus*). Food Chemistry **242**: 225-231. doi.org/10.1016/j. foodchem. 2017.09.038.

Dörfelt H, Heklau H (1998) – Die Geschichte der Mykologie. Einhorn Verlag, Schwäbisch-Gmünd.

Flammer R (2009) – *Phaeolepiota aurea* ist ein Giftpilz! Schweiz. Z. Pilzk. **2009(5)**: 192.

Flammer R (2014) – Giftpilze. AT Verlag, Arau und München.

Gry J, Andersson C (2014) – Mushrooms traded as food. Vol II sec. 2. Nordic Council of Ministers, Copenhagen.

Grünert H, Grünert R (1992) – Die Große Bertelsmann Lexikothek, Naturenzyklopädie Europas, Band 10, Pilze: 24-173. Mosaik Verlag, München.

Grünert H, Grünert R (1995) – Das große Jugendbuch, 36, Pilze. Ein Leben ohne Licht: 56-61. Verlag Das Beste, Stuttgart, Zürich, Wien.

Grünert H, Grünert R (1999) – Die Pflanzen unserer Heimat, Pilze: 204-229. ADAC-Verlag.

Guthmann J (2017) – Heilende Pilze. Verlag Quelle & Meyer, Wiebelsheim.

Guthmann J, Hahn C, Reichel R (2011) – Taschenlexikon der Pilze Deutschlands. Verlag Quelle & Meyer, Wiebelsheim.

Hahn C, Grünert H (2016) – Über neue und teils altbekannte Vergiftungssyndrome. Mycologia Bavarica **17**: 69-96.

Hahn C (2019) – Der Schwarzblauende Röhrling (*Cyanoboletus pulverulentus*) – kein Speisepilz mehr. Mycologia Bavarica **19**: 161-163.

Höllerer G (1983) – 20 Jahre Überwachung der Umweltradioaktivität. Vortrag anlässlich der Landesversammlung des Bayerischen Medizinalbeamtenvereins e.V. am 08. Juli 1983 in Bamberg.

Kabai E, Poppitz Spuhler A (2019) – Radioaktive Kontamination von Speisepilzen. Aktuelle Messwerte (Stand: 2018). Bundesamt für Strahlenschutz. Salzgitter, Oktober 2019.

Meisch H, Schmitt JA, Reinle W (1977) – Schwermetalle in höheren Pilzen Cadmium, Zink und Kupfer. Zeitschrift für Naturforschung **32c**: 172-181.

Nieminen P, Mustonen A-M, Kirsi M (2005) – Increased plasma creatine kinase activities triggered by edible wild mushrooms. Food and Chemical Toxicology **43**: 133-138.

Nieminen P, Kirsi M, Mustonen A-M, (2006) – Suspected Myotoxicity of Edible Wild Mushrooms. Exp. Biol. Med. (Maywood) **231(2)**: 221-228.

Parra LAS (2008) – *Agaricus* L., *Allopsalliota* Nauta & Bas, Tribu Agaricaceae S. Imai, Part 1. Fungi Europaei **1**. Edizioni Candusso.

Peintner U, Pöder R, Pümpel T (1998) – The iceman's fungi. Mycological Research **102**: 1153-1162.

Peintner U, Pöder R (2000) – Ethnomycological remarks on the Iceman´s fungi. In: Bortenschlager S, Oeggl K (eds): The man in the ice, Volume 4: The iceman and his natural environment: Palaeobotanical results. Springer, Wien – New York, 2000: 143-150.

Roth L, Frank H, Kormann K (1990) – Giftpilze – Pilzgifte: Schimmelpilze, Mykotoxine. Ecomed Verlagsgesellschaft, Landsberg.

Sauter H, Steglich W, Anke T (1999) – Strobilurins: Evolution of a new class of activ substances. Angewandte Chemie International Edition **38**: 1328-1349.

Sauter H (2007) – Strobilurins and other complex III inhibitors. – In: Krämer W, Schirmer U (eds): Modern crop protection compounds. Wiley-VCH, Weinheim, New York: 457-495.

Seeger R (1978) – Cadmium in Pilzen: Zeitschrift für Lebensmittel-Untersuchung und -Forschung **166**: 23-34.

Seeger R, Schweinshaut P (1981) – Vorkommen von Caesium in höheren Pilzen. The Science oft the Total Environment **19**: 253-276.

Seeger R (1982) – Toxische Schwermetalle in Pilzen. Deutsche Apotheker Zeitung **122(37)**: 1835-1844.

Spindler K (1993) – Der Mann im Eis, Die Ötztaler Mumie verrät die Geheimnisse der Steinzeit. Buchgemeinschaft Donauland Kremayr und Scheriau, Wien.

Spiteller P (2009a) – Chemische Verteidigungsstrategien der Pilze. In: Bayerische Akademie der Wissenschaften (Hrsg), Rundgespräche der Kommission für Ökologie **37**: 37-42. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München.

Spiteller P (2009b) – Mit Schirm, Charme und Blausäure. Nachrichten aus der Chemie **57**: 748-752.

Steglich W (2009) – Erforschung und Anwendung der Strobilurine. In: Bayerische Akademie der Wissenschaften (Hrsg), Rundgespräche der Kommission für Ökologie **37**. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München.

Wikipedia (2020a) – Mykene. https://de.wikipedia.org/wiki/Mykene.

Wikipedia (2020b) – Perseus. https://de.wikipedia.org/wiki/Datei:Pompejanischer_Maler_des_1._Jahrhunderts_001.jpg.

Noch mehr Risspilze: Fünfzehn neue und zwei wenig bekannte Arten der Gattung *Inocybe*

Ditte Bandini[1], Bernd Oertel[2], Christina Schüssler[3] & Ursula Eberhardt[4]

Bandini D, Oertel B, Schüssler C & Eberhardt U (2020) – Even more fibre-caps: Fifteen new and two poorly known species of genus *Inocybe*. Mycologia Bavarica **20**: 13-101.

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

Summary: We here present seventeen species of genus *Inocybe*, thirteen of them as spec. nov. and two of them raised to species rank, *Inocybe lacera* var. *helobia* as *I. helobia* and *I. pseudoasterospora* var. *mycenoides* as *I. perlucida* nom. nov., respectively. Additionally, *I. goniopusio* and *I. involuta* are portrayed. The thirteen newly described species (*I. amelandica*, *I. astraiana*, *I. athenana*, *I. castorina*, *I. cuniculina*, *I. digitula*, *I. globulina*, *I. laurina*, *I. lechiana*, *I. mimeana*, *I. perchtana, I. pluppiana*, and *I. vestalis*) are described in detail, and to all 17 species macro- and micro-photographs and micro-drawings are presented. Of the thirteen newly described species, nine are smooth-spored and four are nodulose-spored. They are compared to 53 studied types of genetically related or in some way morphologically similar species. Morphological and molecular studies of types or authentic material have shown, that *I. stellifera* (originally described as *I. pseudoasterospora* var. *microsperma*) and *I. pseudoasterospora* var. *triangulispora* are synonyms of *I. goniopusio,* and *I. deborae* of *I. pseudoasterospora.* Sequences (ITS or ITS and partial 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: Siebzehn Arten der Gattung *Inocybe* werden vorgestellt, davon 13 als spec. nov. beschrieben und zwei zu Artrang erhoben: *Inocybe lacera* var. *helobia* als *I. helobia*, beziehungsweise *I. pseudoasterospora* var. *mycenoides* als *I. perlucida* nom. nov. Zwei Arten, *Inocybe goniopusio* und *I. involuta*, werden porträtiert. Die dreizehn neu beschriebenen Arten (*I. amelandica*, *I. astraiana*, *I. athenana*, *I. castorina*, *I. cuniculina*, *I. digitula*, *I. globulina*, *I. laurina*, *I. lechiana*, *I. mimeana*, *I. perchtana, I. pluppiana*, *I. vestalis*) werden detailliert beschrieben, und zu allen 17 Arten werden Makro- und Mikrofotos sowie mikroskopische Zeichnungen präsentiert. Neun der dreizehn Arten sind glattsporig, vier höckersporig. Diese neuen Arten werden mit 53 Typen verwandter und/oder in irgendeiner Weise morphologisch ähnlicher Arten verglichen. Morphologische und molekulare Untersuchungen von Typen bzw. authentischem Material haben gezeigt, dass *I. stellifera* (ursprünglich beschrieben als *I. pseudoasterospora* var. *microsperma*) und *I. pseudoasterospora* var. *triangulispora* synonym sind mit *I. goniopusio*, und *I. deborae* mit *I. pseudoasterospora*. Die Holotypsequenzen (ITS oder ITS und Teil der LSU) jeder neu beschriebenen Art sind in GenBank abzurufen. Die infragenerische Klassifikation der neuen Arten wird diskutiert. In MycoBank sind detaillierte Beschreibungen der Arten auf Englisch eingestellt.

Anschrift der Autoren: [1]Panoramastr. 47, D-69257 Wiesenbach, ditte.bandini@gmx.de; [2]Höhenweg 15, D-53347 Alfter, bernhard.oertel@posteo.de; [3]Staatliches Museum f. Naturkunde Stuttgart, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart, christina.schuessler@smns-bw.de; [4]Staatliches Museum f. Naturkunde Stuttgart, Rosenstein 1, D-70191 Stuttgart, ursula.eberhardt@smns-bw.de.

Einleitung

Die Familie Inocybaceae Jülich, die zuletzt drei Gattungen enthielt, nämlich *Inocybe* (Fr.) Fr., *Auritella* Matheny & Bougher (Matheny & Bougher 2006) und *Tubariomyces* Esteve-Rav. & Mathenys (Alvarado et al. 2010), wurde in einem kürzlich erschienenen Artikel um vier Gattungen erweitert, indem die bisherigen Untergattungen oder Hauptclades (vgl. Matheny & Kudzma 2019) zu Gattungen erhoben wurden (Matheny et al. 2019). Die Familie besteht also nun aus den sieben Gattungen *Inocybe*, *Auritella*, *Tubariomyces*, *Nothocybe* Matheny & K.P.D. Latha, *Pseudosperma* Matheny & Esteve-Rav., *Inosperma* (Kühner) Matheny & Esteve-Rav. und *Mallocybe* (Kuyper) Matheny, Vizzini & Esteve-Rav.

Matheny et al. (2019) schätzen, dass die Gattung *Inocybe* im neuen, also engeren Sinne, etwa 850 Arten weltweit enthält. Wir selbst haben mehr als 350 Arten der Gattung *Inocybe* ss. str. mit morphologischen und molekularen Untersuchungen zumeist eigener Funde aus Deutschland, – vielfach aus Bayern –, Österreich, der Schweiz und den Niederlanden abgrenzen können (vgl. Bandini et al. 2019a). Unsere Forschungen sollen in einigen Jahren in einem Buch zusammengetragen werden, das als ein weiterer Beitrag zur Aufarbeitung einer Gattung verstanden werden soll, die so komplex und in vielen Regionen der Welt noch so unerforscht ist, dass eine weitgehende Erfassung erst in einigen Jahrzehnten möglich sein wird – und von einer vollständigen Erfassung ist gar nicht erst zu reden.

Immer wieder werden wir im Rahmen von Tagungen, in Foren oder per Email von Pilzfreunden nach unserer Meinung zu bestimmten Kollektionen gefragt, und oft genug können wir sie an unseren Erkenntnissen noch nicht teilhaben haben lassen, weil diese noch nicht veröffentlicht sind. Daher haben wir uns entschlossen, neue und wenig bekannte oder hierzulande auch überhaupt nicht bekannte, dennoch aber in Deutschland vorkommende Arten vorab – und in diesem vorliegenden Fall auf Deutsch – zu publizieren, und zwar dem Vorbild Johann Stangls und Thom Kuypers folgend, in möglichst klarer und übersichtlicher Form.

Zum gegenwärtigen Zeitpunkt kann nicht ein einziger Artenkomplex von *Inocybe* als vollständig untersucht gelten, denn immer wieder ergeben sich neue Konstellationen, potentiell neue Arten oder aber die Zusammenfassung zeitweilig getrennt geführter Taxa. Die hier getroffene Auswahl umfasst Arten, bei denen wir ausgehend von unserem heutigen Wissen ausschließen, dass sie bereits beschrieben worden sind. Wir verzichten hier auf phylogenetische Analysen und verweisen statt dessen auf Arbeiten in Vorbereitung (Bandini et al. in prep., Eberhardt et al. in prep.).

Die ITS der hier neu beschriebenen Arten gleicht der ITS (soweit bekannt) bestehender Taxa höchstens zu 98,5 %. In den meisten Fällen ist der Sequenzunterschied zu der Art mit der ähnlichsten ITS größer. Zudem unterscheiden sich die neuen Arten morphologisch von bestehenden Arten.

Material und Methoden

Alle Artbeschreibungen basieren auf der Untersuchung frischer eigener Kollektionen. Auch von den meisten der zum Vergleich genannten Arten wurden mehrere eigene Kollektionen untersucht. Von jeder der neu beschriebenen Arten wurden die ITS und ein Teil der LSU des Typus in GenBank hochgeladen. Soweit nötig, wurden zu Vergleichszwecken Typus-Belege untersucht und teilweise auch sequenziert, wobei detaillierte Untersuchungsergebnisse dieser Studien getrennt veröffentlicht werden (Bandini et al. in prep., Eberhardt et al. in prep.).

Kollektionen der neu beschriebenen Arten sind bei den jeweiligen Artbeschreibungen gelistet. Die Holotypen der neu beschriebenen Arten werden im Staatlichen Museum für Naturkunde Stuttgart (STU) hinterlegt (Kollektionsnummern beginnen mit „SMNS-STU-“). BAN-Nummern verweisen auf ITS bzw. ITS und LSU Sequenzen. Soweit die Sequenzen bereits veröffentlicht sind, werden GenBank-Akzessionsnummern angegeben. Kollektionen aus dem persönlichen Herbar von Ditte Bandini tragen das Kürzel DB. In den allermeisten Fällen handelt es sich auch um Aufsammlungen von D. Bandini. Typen, die zu Vergleichszwecken studiert wurden, sind in Tabelle 1 zusammengefasst.

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

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 die Standardwerke Stangl (1989) und Kuyper (1986) konzentriert.

Die molekularen Arbeiten an den hier vorgestellten Arten wurden durch U. Eberhardt und C. Schüßler nach Eberhardt et al. (2016) durchgeführt. Die Sequenzierung (ITS und 3‘-Ende der LSU der ribosomalen Gene des Zellkerns) wurde bei LGC (Berlin) vorgenommen. Die Editierung der Rohdaten erfolgte in Sequencher (Version 4.9, Gene Codes Corporation, Ann Arbor, Michigan, USA). Die Sequenzen von *I. cuniculina, I. globulina* und *I. perlucida* wurden durch P. Alvarado (ALVALAB) hergestellt.

Die vergleichende Auswertung der Sequenzen wurde von B. Oertel mit Hilfe von BLAST-Suchen (Altschul et al. 1990) vorgenommen. Als Referenz diente eine Datei (unveröffentlicht), die für jede sequenzierte und von uns akzeptierte Art eine ITS-Sequenz enthält. In weiteren BLAST-Suchen in GenBank und UNITE (Nilsson et al. 2018) wurden die Sequenzen der neu beschriebenen Arten mit allen dort veröffentlichten Daten (Stand Dezember 2019) 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.

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: aM - authentisches Material, Et - Epityp, Ht - Holotyp, IPt - Isoparatyp, It - Isotyp, Lt - Lectotyp, Pt - Paratyp. Die Herbariumabkürzungen folgen dem Index Herbariorum (Holmgren et al. 1990).

Art	**Taxonomischer Status**	**Herbar u. Sammlungsnr.**	**GenBank Nr. (ITS)**
Inocybe aerea E. Ludw.	Ht	M M-0216717	Eberhardt et al. in prep.
I. albodisca Peck	Ht	NYS NYSf-159.1	–
I. albomarginata Velen.	Lt	PR bottle no 119	–
I. amblyospora Kühner	It von Lt	G G00058748	–
I. angulatosquamulosa Stangl	Ht	M M-0281791	MG012474
I. armeniacofibrillosa E. Ludw.	Ht	M M-0216724	Eberhardt et al. in prep.
I. assimilata Britzelm.	Et	M M-0020105	KM873366 = NR_153148
I. baltica Vauras & E. Larss.	It	KR KR-M-00446526	KX384172 (Ht)
I. bicolor E. Ludw.	Ht	M M-0216723	Eberhardt et al. in prep.
I. bresadolana Bon	aM	LIP MB8209251, LIP MB78091403	–
I. camelicolor E. Ludw.	Ht	M M-0216725	Eberhardt et al. in prep.
I. carneicaulis E. Ludw.	Ht	M M-0216688	Eberhardt et al. in prep.
I. caulis-aurorae E. Ludw.	Ht	M M-0216689	Eberhardt et al. in prep.
I. deborae E. Ferrari	aM	SMNS-STU-F-0901287	MN803152
I. distantifolia E. Ludw.	Ht	M M-0216728	–
I. ellipsoidispora E. Ludw.	Ht	M M-0216730	Eberhardt et al. in prep.
I. entolomatospora Bidaud, Ferville & Armada	It	AB-11-07-22-MB 802267	–

I. furfurea Kühner	Lt	G G00053152	MG012472
I. fuscidula Velen.	Lt	PR bottle no 396	–
I. geraniolens Bon & Beller	Ht	MB75092402	–
I. glabrescens Velen.	Lt	PR bottle no 279	–
I. glabrodisca P.D. Orton	Ht	K K(M)34204	–
I. goniopusio Stangl	Ht	M M-0020800	MK584747
I. helianthemi E. Ludw. & M. Huth	Ht	M M-0216735	Eberhardt et al. in prep.
I. hirtelloides Stangl & J. Veselský	Ht	PRM PRM727125	MG012471
I. hypophaea Furrer-Ziogas	Ht	Z + ZT ZTMYC-56731	–
I. inodora Velen.	Lt	PR bottle no 370	–
I. involuta Kuyper	Ht	L L-0017086	Bandini et al. in prep.
I. lacera (Fr. : Fr.) P. Kumm. var. *helobia* Kuyper	Ht	L L-0053536	MN319699
I. lapponica Kokkonen & Vauras	It	DB18-8-95-Vauras (JV10521F)	JN580836 = NR_119990 (Ht)
I. metrodii Stangl & J. Veselský	Ht	PRM PRM756354	–
I. monticola Kropp, Matheny & Nanagy.	It	TUR-A 182576	KJ538547 (Ht)
I. neorufula Esteve-Rav., Macau & Ferville	It	SMNS-STU-F-0901288	Bandini et al. in prep.
I. olivaceobrunnea J. Favre ex Kuyper	It	G G00126151	–
I. paludosella G.F. Atk.	Ht	CUP CUP-A-024320	–
I. parvipileus E. Ludw.	Ht	M M-0216744	Eberhardt et al. in prep.
I. pelargonium Kühner	Lt	G G00118409	–
I. perlucida Bandini & E. Ferrari	Ht	TR gmb-975	–
I. phaeoleuca Kühner	Lt	G G00052213	–
I. pseudoasterospora Kühner & Boursier	It	G G00127627	–

I. pseudoasterospora var. *triangulispora* E. Ludw.	Ht	M M-0216696	MK584749
I. pseudofuscidula E. Ludw.	Ht	M M-0216697	EBERHARDT et al. in prep.
I. pseudorubens Carteret & Reumaux	It	XC2000-103	–
I. pseudoteraturgus Vauras & Kokkonen	IPt von Typuslokalität	DB20-9-89-Vauras, Doppel von TUR-A Vauras 4020F	MN619774
I. reducta J.E. Lange	Ht	C C-F-67157	–
I. robiginosa E. Ludw.	Ht	M M-0216699	EBERHARDT et al. in prep.
I. rufuloides Bon	Ht	LIP MB83038	–
I. stellifera Arnolds	Ht	L L-3964983	MK584748
I. subpelargonium Beller	Ht	LIP 7910142	–
I. suecica Vauras & E. Larss.	IPt	KR KR-M-0044527	–
I. tarda Kühner	It von Lt	G G00058745	–
I. vaccina Kühner	It von Lt	G G00058742	–
I. virgatula Kühner	Lt	G G00058741	BANDINI et al. in prep.

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

Arten und infraspezifische Taxa wurden synonymisiert, wenn sich die morphologischen Merkmale und die Standortsansprüche entsprechen und, sofern ITS-Sequenzen der Typen vorliegen, sich diese um höchstens 1,5 % unterscheiden. In einigen Fällen sind die Untersuchungen zur Synonymisierung unterschiedlicher Taxa noch nicht abgeschlossen. Die betroffenen Taxa sind jeweils unter dem alphabetisch ersten Namen in der Liste der Vergleichsarten aufgeführt.

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.

Taxonomie

Inocybe helobia (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh. comb. et stat. nov. **Tafel 1**

Basionym: *Inocybe lacera* var. *helobia* Kuyper, Persoonia, Suppl. 3: 103 (1986).

MycoBank-Nummer: MB 833576.

Holotyp: Niederlande, Prov. Gelderland, Buren, Kleiputten (Km.sg. 39-33-51), 25. Aug. 1982, leg./det. T.W. Kuyper (Kuyper 2124, L-0053536).

Bemerkung

Die Varietät wird hiermit zum Artrang erhoben, da sie sich sowohl in morphologischer wie in genetischer Hinsicht deutlich von *I. lacera* (Fr. : Fr.) P. Kumm. unterscheidet. Die Fruchtkörper sind im allgemeinen deutlich zierlicher, die Hutbreite beträgt zumeist nur bis ca. 2 cm, die Sporen sind oft unregelmäßig geformt mit teilweise gewelltem oder fast kantigem Umriss (siehe auch Kuyper 1986, Fig. 67) und breiter als die von *I. lacera,* und die Hymenialzystiden sind oft breit fusiform oder (sub)clavat mit dicken Wänden und im allgemeinen kürzer als die von *I. lacera*. Zu ausführlichen Beschreibungen des bislang als Varietät von *I. lacera* allgemein bekannten Taxons vgl. Kuyper (1986) und Stangl (1989).

Die ITS des Holotyps wurde sequenziert (GenBank-Akz.-Nr. MN319699). Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. polytrichi-norvegici* Kühner mit 96 %, *I. curvipes* P. Karst. mit 95 % und *I. lacera* mit 94 % Übereinstimmung in der ITS. *Inocybe helobia* ist also genetisch mit den beiden erstgenannten Arten enger verwandt als mit *I. lacera*.

Kuyper (1986) beschrieb *I. lacera* var. *helobia* gewissermaßen als Ersatz, wenn auch mit einem anderen Typ und in einem anderen Rang, für *I. minima* Killerm. nom. illegit. (Killermann 1925). Letztere ist ungültig, da der Name bereits von Peck (1913) verwendet wurde. *Inocybe minima* Peck ist eine andere Art. Der von Killermann (1925) seiner *I. minima* zugedachte Typ (nicht gesehen) wird von Kuyper (1986) als Paratyp von *I. lacera* var. *helobia* gelistet, hat aber, da der Holotyp existiert, keine praktischen Auswirkungen auf die Taxonomie von *I. helobia*.

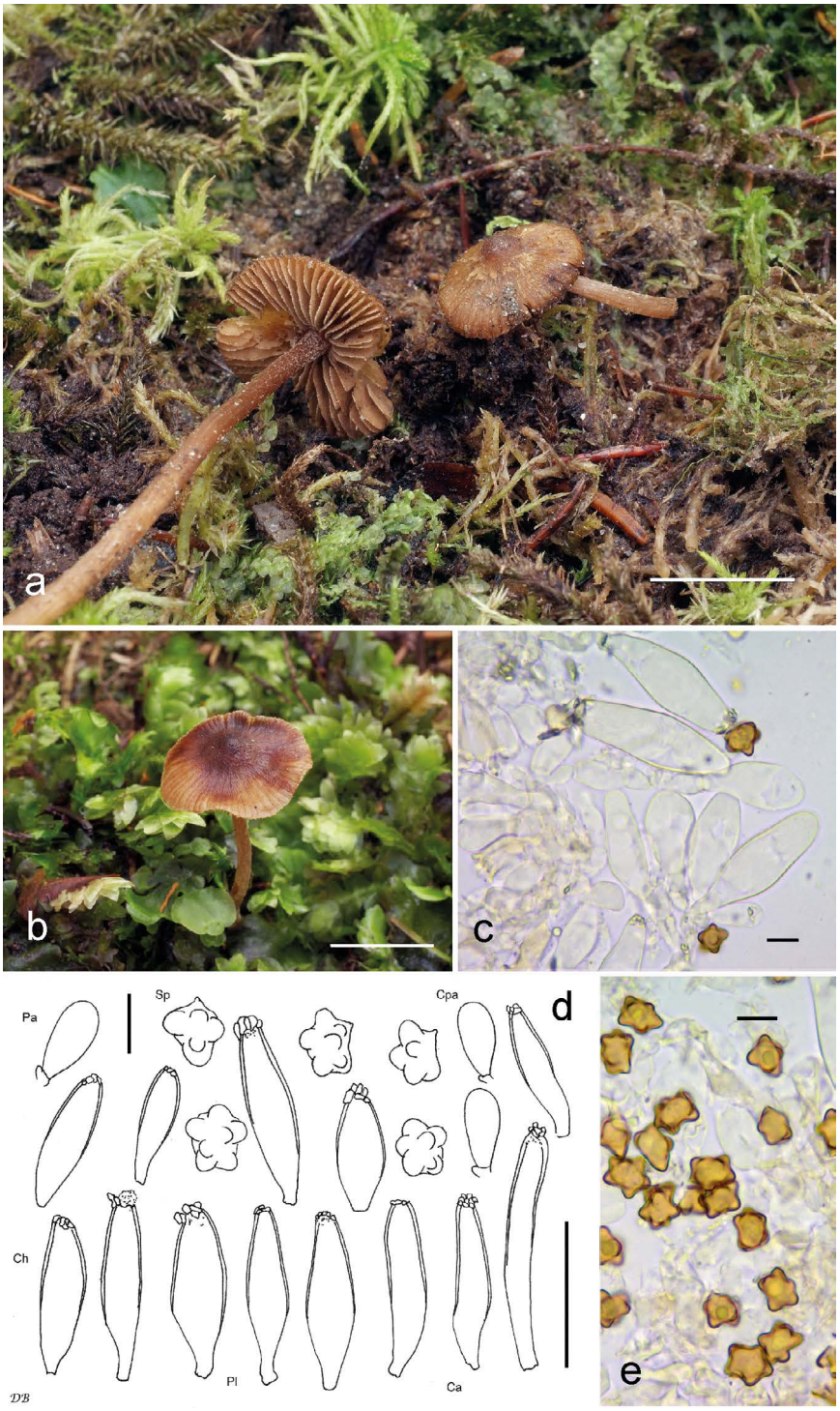
Inocybe perlucida Bandini & E. Ferrari nom. et stat. nov. **Tafel 2**

≡ *Inocybe pseudoasterospora* var. *mycenoides* Bon & E. Ferrari, Fungi Non Delineati, Raro vel Haud Perspecte et Explorate Descripti aut Definite Picti 34-35-36: 238 (2006) non *Inocybe mycenoides* Kuyper.

MycoBank-Nummer: MB 833582.

Etymologie: „perlucida“, lateinisch „durchscheinend“, wegen der von oben sichtbaren, durchscheinenden Lamellen.

Tafel 1 – *Inocybe helobia*; a DB25-5-17-1; b DB25-5-17-4; c Cheilozystiden (DB8-10-14-4); d Mikrotafel (DB8-10-14-4); e Sporen (DB7-10-14-5).



Tafel 2 – *Inocybe perlucida*; a DB11-8-13-8; b DB20-8-16-33; c Cheilozystiden (DB11-8-13-8); d Mikrotafel (DB11-8-13-8); e Sporen (DB11-8-13-8).

Holotyp: Schweiz, Kanton Wallis, Gstein, ca. 1200 m ü. NN, unter *Larix*, 14. Jun. 2000, leg. E. Ferrari (TR gmb975).

Bemerkung

Die Varietät wird zum Artrang erhoben, da sie sich sowohl morphologisch als auch molekular deutlich von *I. pseudoasterospora* Kühner & Boursier unterscheidet. Die Fruchtkörper von *I. pseudoasterospora* sind stämmiger, die Hutoberfläche ist nie durchscheinend gerieft, die Lamellen sind enger stehend, die Sporen im Durchschnitt kleiner, die Hymenialzystiden dagegen im Durchschnitt länger und schmäler, und während *I. perlucida* in bergigen Regionen gefunden wurde, stammen unsere eigenen Aufsammlungen sowie die Typuskollektion von *I. pseudoasterospora* aus eher planaren städtischen Parkanlagen (vgl. Kühner & Boursier 1932). Für weitere Details zu *I. perlucida* verweisen wir auf die ausführliche Beschreibung in Ferrari (2006, 2007).

Es ist leider nicht gelungen, den Holotyp dieser Art zu sequenzieren. Stellvertretend wurde die ITS einer anderen Kollektion dieser Art sequenziert (Kollektion DB20-8-16-33, GenBank-Akz.-Nr. MN803157). Die DNA-ähnlichste Art zu *I. perlucida* ist *I. pseudoasterospora* mit 93 % Übereinstimmung in der ITS.

Das Epithet der Varietät steht für die Art nicht zur Verfügung, weil es die Art *I. mycenoides* Kuyper (Kuyper 1986) bereits gibt. Es handelt sich um ein von *I. perlucida* verschiedenes Taxon.

Inocybe pseudoasterospora Kühner & Boursier, Bull. trimest. Soc. mycol. Fr. 48(1): 121 (1932)

= *Inocybe deborae* E. Ferrari, Boll. Assoc. Micol. Ecol. Romana 19 (59-60): 37 (2003).

Bemerkung

Inocybe deborae ist ein heterotypisches Synonym von *I. pseudoasterospora*. Zwar handelt es sich bei dem hier untersuchten Material nur um authentisches Material von *I. deborae*, aber es entspricht in allen Merkmalen der Beschreibung der Art (Ferrari 2003). Die von Ferrari aufgelisteten Unterschiede zu *I. pseudoasterospora* (vgl. die ausführliche Beschreibung bei Kühner & Boursier 1932) sind der Variabilität der Art zuzurechnen, denn der morphologische Vergleich des authentischen Materials von *I. deborae* mit dem Isotyp von *I. pseudoasterospora* ergab, dass sowohl die Sporenform, die Sporengröße als auch Form und Größe der Hymenialzystiden sehr nahe beieinander liegen. Dazu passend ist die ITS (GenBank-Akz.-Nr. MN803152) der Kollektion SMNS-STU-F-0901288 (Doppel von EF37/05, authentisches Material von *I. deborae*, zitiert in Ferrari 2006) identisch mit der ITS eigener Kollektionen von *I. pseudoasterospora*. Diese wiederum sind morphologisch nicht vom Isotyp von *I. pseudoasterospora* zu unterscheiden, der bislang nicht sequenziert werden konnte.

Die folgenden Arten sind in alphabetischer Reihenfolge aufgelistet.

Inocybe amelandica Bandini & B. Oertel spec. nov.

Tafel 3

MycoBank-Nummer: MB 833585. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512322.

Etymologie: „amelandica“, weil alle bisherigen Kollektionen auf der niederländischen Insel Ameland gefunden wurden.

Holotyp: Niederlande, Friesland, Ameland, Hollum, 1 m ü. NN, Dünensand mit *Salix repens* und *Ammophila arenaria*, 31. Aug. 2017, leg. D. Bandini (Holotyp SMNS-STU-F-0901241, BAN2839; Isotypen DB31-8-17-2, L).

Diagnosis: *Inocybe amelandica* has a stout habit, smooth to innately fibrillose ochraceous, brownish to foxy brown pileus, entirely pruinose stipe with (sub)bulbous base, crowded lamellae, smooth spores, measuring 8.7-12.5 µm (av. 10.8 µm) × 5.5-7.7 µm (av. 6.2 µm), mostly broadly ventricose fusiform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 41-84 µm (av. 58 µm) × 16-41 µm (av. 23 µm). It grows in dune sand with *Salix repens* and *Ammophila arenaria*. By these combined characteristics and by ITS sequence data it differs from other smooth-spored species with entirely pruinose stipes, and growing in the same or a similar habitat, as for instance *I. pruinosa, I. inodora* or *I. serotina*. *Inocybe godeyi*, which is genetically most closely related, differs mainly by the whitish colour of pilei, the reddening of the context and by a different habitat.

Beschreibung

Hut 20-40 mm breit, anfangs beinahe rund bis fast glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, ohne Buckel oder mit nur niedrigem breitem Buckel, Rand erst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte vertieft; junge Fruchtkörper mit Resten einer dünnen und flüchtigen weißlichen Velipellis; Farbe ockerlich, ockerlich-bräunlich bis fuchsig braun (Mu 10YR 6/6-6/10; 7.5YR 5/6-5/8; 5YR 5/6-5/8); Oberfläche lange Zeit glatt, bei älteren Fruchtkörpern rimulos bis eingewachsen faserig mit angedrückten Fasern, teilweise durch den Sand dann leicht abgerieben und daher dort heller oder insgesamt dann uneinheitlich in der Farbe; keine Cortina festgestellt. **Lamellen** gedrängt stehend (ca. 70-90, l = 1-3), schmal angewachsen, eben bis wenig bauchig; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 30-55 × 5-10 mm, stumpig, zylindrisch oder zur Basis hin leicht verdickt, Basis mehr oder weniger knollig, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später streifig oder glatt, anfangs beige, später im oberen Teil bräunlich mit fuchsiger Note, während der im Sand steckende Teil hell bleibt; auf ganzer Länge bereift, allerdings in der unteren Hälfte aufgrund von Abrieb durch Sand oft schwer feststellbar. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel, im Alter leicht bräunlich in der Stielrinde.

Geruch aromatisch, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats:** Hut nussbraun bis fuchsig braun (Mu 5YR 4/6; 7/5YR 5/6-5/8, 4/6), Lamellen und Stiel etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,7-10,8-12,5 µm (SD 0,8 µm) × 5,5-6,2-7,7 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,4-1,7-2,2 (SD 0,2) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, subphaseoliform, zuweilen mit meist schwacher Hilardepression, Apex subakut bis obtus. **Basidien** 23-38 × 7-12 µm, im allgemeinen 4-sporig, zuweilen aber auch 2-sporig, und dann einige Sporen bis 13,8 µm. **Pleurozystiden** 41-58-84 µm (SD 10 µm) × 16-23-41 µm (SD 4 µm), Q = 1,2-2,6-4,2 (SD 0,6) (n = 45 von 3 Koll.), meist breit bauchig fusiform, zuweilen auch (sub)utriform, meist halslos, selten mit kurzem Hals, mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit nur wenig Kristallen, Wände bis 1,0 (1,5) µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten oder kettigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-10 µm breiten, zumeist nicht oder nur schwach mit gelblichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, 25-45 × 10-15 µm, meist leicht deformiert subclavat oder subutriform, Apex mit kleinen Kristallen, Wände bis 1,0 (1,5) µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit zahlreichen (sub)clavaten bis (sub)zylindrischen farblosen, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

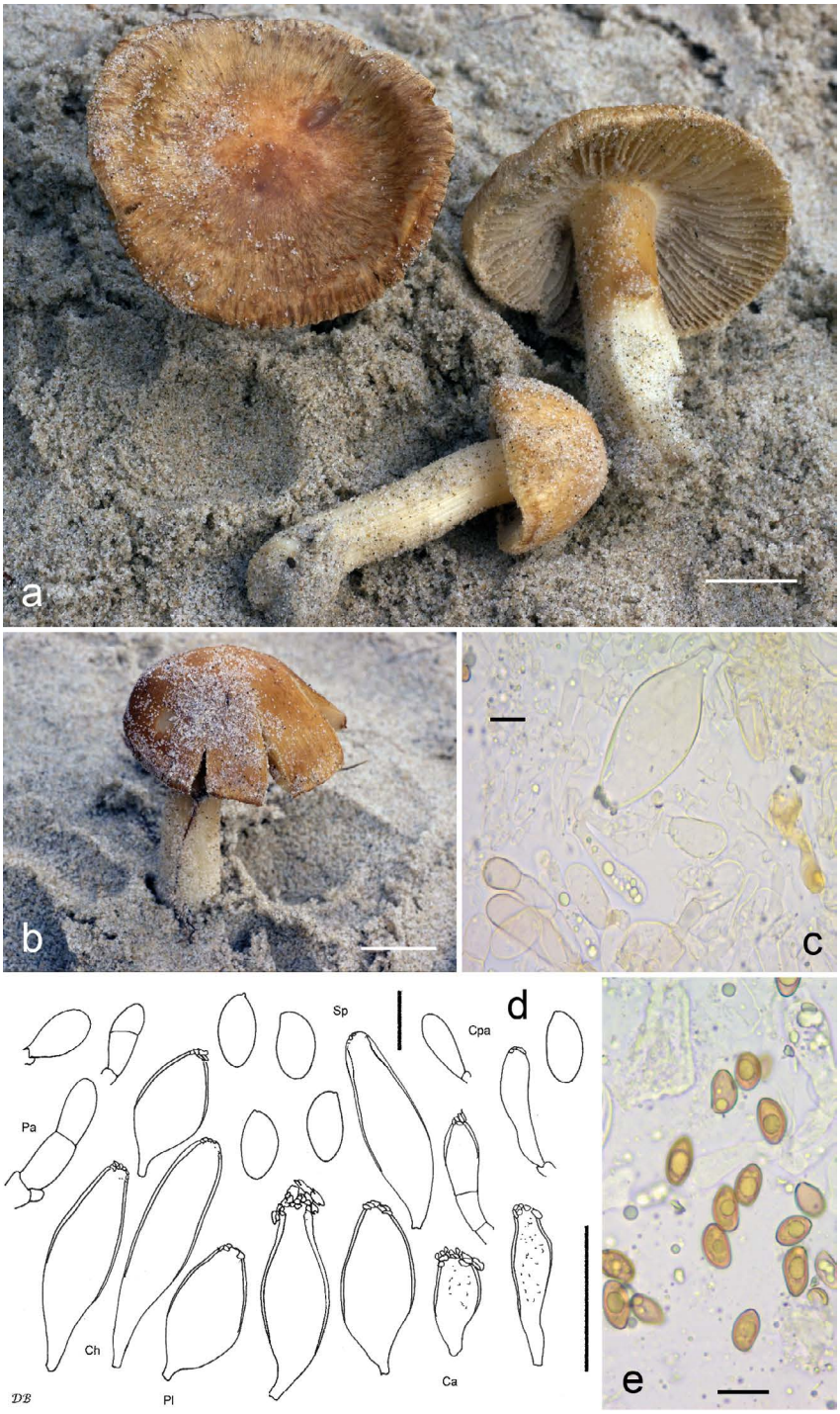
Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt lediglich von der nordfriesischen Insel Ameland. In der UNITE-Datenbank findet sich eine ITS aus einer estnischen Bodenprobe (UDB0595979), und in GenBank sind Sequenzen aus China veröffentlicht worden, die zu dieser Art gehören könnten (LC013762, LC013763, LC013764, MK342051 und MK342075). Die eigenen Kollektionen wurden in weißen Dünen nahe am Strand bei *Salix repens* und *Ammophila arenaria* gefunden. In der Nähe wuchs stets auch *I. serotina*.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Niederlande, Friesland, Ameland, Hollum, bei Pferdegrab, weiße Dünen, 3 m ü. NN, *Salix repens*, *Ammophila arenaria*, 12. Jun. 2016, leg./det. D. Bandini (DB12-6-16-1). – Friesland, Ameland, Ballum, 2 m ü. NN, *Salix repens*, *Ammophila arenaria*, 31. Aug. 2017, leg./det. D. Bandini (DB31-8-17-1).

Wesentliche Charakteristika: ● robuster Habitus; ● ockerlich-bräunlicher bis fuchsig-brauner Hut; ● Hutoberfläche glatt bis eingewachsen fibrillos; ● Hymenialzystiden zumeist bauchig fusiform, mit meist nur um 1 µm dicken Wänden; ● Habitat: weiße Dünen mit *Salix repens* und *Ammophila arenaria*.



Tafel 3 – *Inocybe amelandica*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901241); b DB31-8-17-1; c Cheilozystide und Parazystiden (DB12-6-16-1); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901241); e Sporen (DB12-6-16-1).

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

- ***Inocybe aurantioumbonata*** Franchi & M. Marchetti: u.a. durch zweifarbigen klebrigen Hut, nur in der oberen Hälfte bereiften rötlichen Stiel, schmalere und dickwandigere Hymenialzystiden, Standort bei *Pinus* und *Juniperus* – vgl. Marchetti & Franchi (2008).
- ***Inocybe distantifolia*** E. Ludw.: u.a. durch zierlicheren Habitus, nur oben bereiften Stiel, größere Sporen, kleinere Zystiden, Standort bei *Pinus* – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe godeyi*** Gillet: u.a. durch anfangs hellere, später intensiv rötliche Hutfarbe, stark rötendes Fleisch, Habitat nicht in Dünen – vgl. Gillet (1874-1878), Kuyper (1986), Stangl (1989).
- ***Inocybe inodora*** Velen.: u.a. durch filzige bis aufschuppende Hutoberfläche, größere Sporen, dickwandigere und mit 3 % KOH stärker reagierende Hymenialzystiden, Standort meist bei *Pinus* – vgl. Velenovský (1920-22), Kuyper (1986), Stangl (1989).
- ***Inocybe involuta*** Kuyper: u.a. durch oft rötlichere Hutfarbe, rötlichen, nur oben bereiften Stiel, Standort zumeist bei *Pinus* oder *Picea* – vgl. Kuyper (1989) und siehe weiter unten.
- ***Inocybe neorufula*** Esteve-Rav., Macau & Ferville: u.a. durch rötlichere Hutfarbe, reichliche weißliche Velipellis, nur oben bereiften Stiel, schmalere Hymenialzystiden, Standort bei *Pinus, Cedrus* (und *Fraxinus*) – vgl. Esteve-Raventós et al. (2013).
- ***Inocybe pruinosa*** R. Heim: u.a. durch üppige weißliche Velipellis, Hutfarbe mit mehr Gelbtönen, größere Sporen, dickwandigere Hymenialzystiden, Standort meist bei *Pinus* – vgl. Heim (1931), Kuyper (1986).
- ***Inocybe psammobrunnea*** Bon: u.a. durch deutlichen Farbkontrast im Hut, nur oben bereiften Stiel, blauendes Stielfleisch, schmalere Hymenialzystiden, Standort bei *Pinus* – vgl. Bon (1990a, b).
- ***Inocybe robiginosa*** E. Ludw.: u.a. durch zierlicheren Habitus, kleineren Hut, dunklere Hutfarbe, nur oben bereiften Stiel, kleinere Hymenialzystiden, Standort bei *Betula* und *Pinus* – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe rufuloides*** Bon: u.a. durch zierlicheren Habitus, rötlich-braune Hutfarbe, rötlichen, nur oben bereiften Stiel, im Durchschnitt größere Sporen und schmalere Hymenialzystiden, Standort meist bei *Pinus* oder anderen Nadelbäumen – vgl. Bon (1984).
- ***Inocybe serotina*** Peck: u.a. durch üppige, sich in der Hutmitte konzentrierende weißliche Velipellis (Farbkontrast!), größere und dickwandigere Sporen, im Durchschnitt kürzere dickwandigere und meist (sub)clavate Hymenialzystiden – vgl. Peck (1904), Kuyper (1986).
- ***Inocybe vulpinella*** Bruyl.: u.a. durch wollige oder filzig-fibrillose Hutoberfläche, dunklere Hutfarbe, größere und dickwandigere Sporen, schmalere dickwandigere Hymenialzystiden – vgl. Bruylants (1970), Kuyper (1986), Stangl (1989).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *Inocybe godeyi*, deren ITS eine Übereinstimmung von 91 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. distantifolia*, *I. inodora*, *I. involuta*, *I. neorufula*, *I. rufuloides.*

Inocybe astraiana Bandini & B. Oertel spec. nov.

Tafel 4, Abb. 1-2

MycoBank-Nummer: MB 833587. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512321.

Etymologie: „astraiana“, nach dem griechischen Titan Astraios, Gott der Abenddämmerung, da die Art meist erst spät im Jahr fruktifiziert und die Hüte zum Rand hin ausblassen wie das Licht am Abend.

Holotyp: Deutschland, Hessen, Bergstraße, Lampertheim, TK25 6317/3, 96 m ü. NN, sandiger Boden mit *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, 26. Okt. 2014, leg. D. Bandini (Holotyp SMNS-STU-F-0901240, BAN2838; Isotypen DB26-10-14-7, AH 46937, KR-M-0012550, TUR-A 208600).

Diagnosis: *I. astraiana* is somewhat similar to *I. nemorosa*, *I. nitidiuscula*, *I. tarda* and to *I. laurina*, but differs from these species e.g. by the (sub)hygrophaneity and thus often two-coloured aspect of the pileus, smaller or in case of *I. nemorosa* slimmer spores on average, measuring 7.7-10.4 µm (av. 9.1 µm) × 4.7-5.9 µm (av. 5.2 µm), as well as different shape of hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 37-74 µm (av. 56 µm) × 10-21 µm (av. 15 µm). From these and other species it also differs by ITS sequence data.

Beschreibung

Hut 15-40 (50) mm breit, anfangs fast glockig oder (sub)konisch oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, zunächst ohne, dann mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand erst eingebogen oder nach unten gebogen bis eben, oder bei alten Fruchtkörpern auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit einer oft, aber nicht immer dünnen Auflage einer graulichen Velipellis, die später zuweilen als grauer Fleck in der Hutmitte zu sehen ist; Farbe sehr variabel ockerlich braun, hellbraun, braun bis dunkelbraun, oft mit einer mehr oder weniger intensiven Rotnuance, nicht selten aber auch graubraun ohne jede Rotbeimischung (Mu 10YR 6/6-6/10, 5/6-5/8, 4/2-4/6, 3/2-3/6; 7.5YR 6/6-6/8, 5/4-5/8, 4/4-4/6); bei zunehmendem Alter, bzw. entsprechender Witterung mehr oder weniger deutlich zum Rand hin strahlenförmig ausblassend, dort dann nicht selten silbrig graulich bis fast weißlich; Oberfläche glatt bis rimos oder feinfilzig bis eingewachsen faserig, stets mit anliegenden Fasern; junge Fruchtkörper meist mit reichlichen Resten einer weißlichen Cortina, daher bei jungen Fruchtkörpern

zuweilen ein weißlicher Hutrand. **Lamellen** mehr oder weniger entfernt stehend (ca. 30-50, l = 1-3), dicklich, beinahe frei bis angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, dann cremeweiß bis graulich-weißlich, später intensiv fuchsig braun; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 25-80 × 2-5 mm, zylindrisch oder sich zur Basis hin leicht verdickend oder gebogen, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später streifig oder kahl, fleischfarben, zum Apex hin auch leicht rötlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich bis wässrig graulich im Hut, zunächst auch weißlich im Stiel, bald aber fleischfarben oder bräunlich zunächst in der Stielrinde, später streifig oder gänzlich fleischfarben auch im übrigen Stiel. **Geruch** erdig oder subspermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut braun mit oder ohne Rotnuance (Mu 10YR 3/3-3/6; 7.5YR 4/4.4/6), Lamellen ein wenig heller und mit Rotnuance bei älteren Fruchtkörpern, Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen, aber oft intensiver rötlich werdend beim Trocknen.

Sporen 7,7-9,1-10,4 µm (SD 0,6 µm) × 4,7-5,2-5,9 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,5-1,7-2,0 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, zuweilen mit schwacher Hilardepression, Apex subakut bis subobtus, in manchen Kollektionen mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 25-33 × 7-10 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 37-56-74 µm (SD 8 µm) × 10-15-21 µm (SD 3 µm); Q = 2,6-3,8-5,3 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), meist recht bauchig (sub)fusiform, (sub)utriform oder (sub)lageniform, mit kurzem oder recht langem, zuweilen leicht welligen Hals, meist mit nur kurzem Fuß oder mit abgerundeter oder trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 4,0 (4,5) µm am Apex dick, oft zum Apex hin sich abrupt verdickend, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. Diese nicht selten 2-3-zellig. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4,5-10 (12) µm breiten, zumeist mit bräunlichem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 30-80 × 8-15 (20) µm, meist (sub) fusiform oder (sub)utriform, oft recht lang und mit welligem Hals, Wände bis 2,5 (3,0) µm am Apex dick, blass-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit dünnwandigen farblosen, meist (sub)clavaten Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von etwa 90 eigenen Funden aus Deutschland und Österreich. In der UNITE-Datenbank finden sich mit dieser Art übereinstimmende Sequenzen von Fruchtkörpern und Bodenproben aus Estland (UDB015358, UDB015734, UDB017916, UDB024773, UDB0143346, UDB0179497, UDB0220042, UDB0284457, UDB0318082, UDB0447215, UDB0448672, UDB0545864, UDB0580613, UDB0606367 und UDB0606401). Angesichts der Zahl unserer eigenen Funde und ihrer weiten Verbreitung zumindest in Deutschland sicher häufig. Sämtliche eigenen Aufsammlungen wuchsen bei Kiefer, zum Teil direkt um die Basis von

Tafel 4 – *Inocybe astraiana*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901240); b DB9-10-17-23; c Cheilozystiden (DB28-10-16-6); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901240); e Sporen vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901240).

Abb. 1 – *Inocybe astraiana*, DB14-9-17-17.

Abb. 2 – *Inocybe astraiana*, DB9-10-17-22.

Kiefern herum, auf mehr oder weniger basischen, meist sandigen Böden. Lediglich eine einzige Kollektion wurde vor Anfang Oktober gefunden, viele erst Ende Oktober, November bis Ende Dezember und dann teilweise rasig wachsend. Die Fruchtkörper halten sich bei entsprechender Witterung über mehrere Wochen hinweg (Beobachtung im Garten von D.B.).

Weitere untersuchte Kollektionen (Auswahl):

Deutschland, Baden-Württemberg, Freudenstadt, Baiersbronn, Wilder See, Hornisgrinde, TK25 7415/1, 1031 m ü.NN, *Abies alba*, *Picea abies*, *Pinus mugo*, 20. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (KR-M-0042664). – Baden-Württemberg, Heidelberg, Ehrenfriedhof, TK25 6618/1, 295 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 22. Okt. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-10-16-8). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Nähe Epfenbach, TK25 6619/1, 275 m ü. NN, *Pinus* spec., *Carpinus sylvaticus*, 30. Okt. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB30-10-16-6). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK25 6618/2, 173 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Juniperus communis*, *Picea abies*, 21. Okt. 2017, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB21-10-17-1). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Neckarbischofsheim, Schlosspark, TK25 6719/2, 175 m ü. NN, *Pinus* spec., 21. Okt. 2017, leg. X. Hielscher, D. & R. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-10-17-9). – Bayern, Kelheim, Abensberg-Offenstetten, TK25 7137/3, ca. 380 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 9. Okt. 2017, leg. D. Bandini, B. Oertel & J. Christan; det D. Bandini & B. Oertel (DB9-10-17-23). – Hessen, Bergstraße, Viernheim, Nähe Viernheimer Heide, TK25 6417/3, 100 m ü. NN, *Pinus sylvestris, Quercus robur,* 28. Okt. 2016, leg./det D. Bandini & B. Oertel (DB28-10-16-6). – Rheinland-Pfalz, Rhein-Pfalz-Kreis, Böhl-Iggelheim,TK25 6615/4, 110 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, *Betula pendula*, 15. Okt. 2011, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB15-10-11-3).

Österreich, Tirol, Imst, Mieming, Nähe Ufer von Badesee, ÖK25V 2221-Ost, 805 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Fraxinus excelsior*, *Populus* spec., 14. Sep. 2017, leg./det. D. Bandini (DB14-9-17-17).

Wesentliche Charakteristika: ● robuste Fruchtkörper; ● Hut aufgrund von Alter und/oder entsprechender Witterung zum Rand hin mehr oder weniger stark ausblassend, daher oft zweifarbig; ● Standort stets mit Kiefer auf mehr oder weniger basischem Boden.

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

- ***Inocybe camelicolor*** E. Ludw., ***Inocybe nitidiuscula*** (Britzelm.) Lapl.: u.a. durch meist einheitlich gefärbten Hut, fehlende (Sub)Hygrophaneität, größere Sporen, Standort oft bei *Picea* – vgl. Britzelmayr (1891), Stangl (1983), Kuyper (1986), Stangl (1989), Marchetti et al. (2014), Ludwig (2017), Eberhardt et al. in prep.

- ***Inocybe carneicaulis*** E. Ludw.: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, nicht ausblassende Hutoberfläche, deutlich größere Sporen, im Durchschnitt breitere Hymenialzystiden, Standort nicht nur bei *Pinus*, sondern auch bei Laubbäumen – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe caulis-aurorae*** E. Ludw.: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, nicht ausblassende Hutoberfläche, deutlich größere Sporen, im Durchschnitt kürzere und breitere Hymenialzystiden, Standort bei *Populus* – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe costinitii*** Bizio, Ferisin & Dovana: u.a. durch dichte, permanente Velipellis, nicht ausblassende Hutoberfläche, knollige Stielbasis, breitere Sporen – vgl. Bizio et al. (2017).
- ***Inocybe ellipsoidispora*** E. Ludw., ***Inocybe helianthemi*** E. Ludw. & M. Huth : u.a. durch dichte weißliche Velipellis, nicht ausblassende Hutoberfläche, Standort bei *Dryas octopetala* bzw. *Helianthemum* – vgl. Ludwig (2017), Eberhardt et al. in prep.
- ***Inocybe griseotarda*** Poirier: u.a. durch stumpigere Fruchtkörper, sich in der Hutmitte zentrierende dichte Velipellis, nicht ausblassende Hutoberfläche, größere Sporen und im Durchschnitt größere Hymenialzystiden – vgl. Poirier (2002).
- ***Inocybe involuta*** Kuyper: u.a. durch nicht ausblassende Hutoberfläche, intensiven Farbkontrast zwischen weißlichen Lamellen und rötlichem Stiel, im Durchschnitt größere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. Kuyper (1989) und siehe weiter unten.
- ***Inocybe monticola*** Kropp, Matheny & Nanagy: u.a. durch größere Fruchtkörper, nicht ausblassende Hutoberfläche, bis fast zur Basis bereiften Stiel, im Durchschnitt breitere Sporen, Standort bei unterschiedlichen Nadelbäumen sowie *Populus tremuloides* – vgl. Kropp et al. (2010).
- ***Inocybe nemorosa*** (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch nicht ausblassende Hutoberfläche, im Durchschnitt breitere, nicht selten (sub)ovoide Sporen, Standort u.a. bei *Fagus* – vgl. Heim (1931), Grund & Stuntz (1968).
- ***Inocybe neorufula*** Esteve-Rav., Macau & Ferville: u.a. durch intensiv rotbraune Hutfarbe, nicht ausblassende Hutoberfläche, größere Sporen und im Durchschnitt längere und oft halslose Hymenialzystiden – vgl. Esteve-Raventós et al. (2013).
- ***Inocybe olivaceobrunnea*** J. Favre ex Kuyper: u.a. durch aufschuppende, nicht ausblassende Hutoberfläche, breitere Sporen, plumpe halslose, breitere und dünnwandigere Hymenialzystiden – vgl. Favre (1960), Kuyper (1986).
- ***Inocybe robiginosa*** E. Ludw.: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, nicht ausblassende Hutoberfläche, größere Sporen, kürzere Hymenialzystiden – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe rufuloides*** Bon: u.a. durch oft leicht wollige, nicht ausblassende Hutoberfläche, größere Sporen und kettige Parazystiden – vgl. Bon (1984), Kuyper (1986).

- ***Inocybe subpelargonium*** Beller: u.a. durch rötendes Fleisch, fehlende Caulozystiden, Standort mit Laubbäumen, Geruch nach Pelargonie – vgl. Beller (1982).
- ***Inocybe tarda*** Kühner: u.a. durch dunklere Hutfarbe, fehlende (Sub)Hygrophaneität, größere Sporen, und im Durchschnitt längere Hymenialzystiden – vgl. Kühner (1955).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. nemorosa*, deren ITS eine Übereinstimmung von 95 % aufweist. Weitere Nachbararten sind *I. tarda* mit 93 % und *I. laurina* mit 92 %.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. camelicolor*, *I. carneicaulis*, *I. caulis-aurorae*, *I. costinitii*, *I. ellipsoidispora*, *I. griseotarda*, *I. helianthemi*, *I. involuta*, *I. monticola*, *I. neorufula*, *I. nitidiuscula*, *I. olivaceobrunnea*, *I. robiginosa*, *I. rufuloides*, *I. subpelargonium*, *I. tarda.* Zusätzlich: Sequenzen einer Original-Kollektion (det. D.E. Stuntz) von *I. nemorosa* (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz (MH586780 (ITS1)/ MH586817 (ITS2)).

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

Tafel 5, Abb. 3

MycoBank-Nummer: MB 833590. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512320.

Etymologie: „athenana“, da in Wäldern, wo die Art wächst, Käuzchen wohnen, Wappentier der Göttin Athene.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Schönbrunn, TK25 6519/4, 390 m ü. NN, *Abies alba*, *Fagus sylvatica*, 15. Jun. 2019, leg. D. Bandini (Holotyp SMNS-STU-F-0901238, BAN2836; Isotypen DB15-6-19-2, AH 46938, TUR-A 208601).

Diagnosis: *Inocybe athenana* has a stout habit, brown to dark brown finely felty pileus with greyish velipellis and verrucous or areloate diffracted to scaly centre, an entirely pruinose brownish stipe with more or less intense reddish hue except for the whitish apex and base, thickened to subbulbous base, rather small smooth spores, measuring 7.9-9.8 µm (av. 8.9 µm) × 4.8-6.0 µm (av. 5.4 µm) and usually ventricose utriform hymenial cystidia with unusually wide neck/apex, pleurocystidia measuring 40-82 µm (av. 60 µm) × 13-30 µm (av.19 µm). By this combination of characteristics as well as by ITS sequence data it differs from all known species with brown pilei, entirely pruinose stipes and rather small smooth spores. There is also no genetically neighboured species known by now.

Beschreibung

Hut 20-40 (45) mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, mit mehr oder weniger ausgeprägtem breiten Buckel, Rand erst schwach eingebogen,

später nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen; bei älteren Fruchtkörpern meist um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit Resten einer graulichen Velipellis, die auch bei älteren Exemplaren meist noch in der Hutmitte vorhanden ist; Farbe hellbraun bis dunkelbraun mit oder ohne rötliche Nuance, aber auch graubraun in verschiedenen Schattierungen aufgrund von Resten der Velipellis (Mu 7.5YR 3/2-3/4; 5YR 3/2-3/4; 10YR 5/8, 4/3-4/6, 3/4-3/6), in der Hutmitte oft graulich bis beinahe schwärzlich; Oberfläche nicht selten fast glänzend glatt, bis eingewachsen feinfaserig oder feinfilzig mit nicht divergierenden Fasern, zum Rand hin bei älteren Exemplaren teilweise leicht abgerieben, in der Hutmitte meist noppig warzig oder schollig aufgebrochen bis schuppig; keine Cortina vorhanden. **Lamellen** normal stehend (ca. 60-70, l = 1-3), fast frei oder schmal bis ausgebuchtet mit oder ohne herablaufenden Zahn angewachsen, flach bis wenig bauchig, zunächst weißlich, beige oder hellgraulich, dann ockerlich, ockerlich mit Olivton bis bräunlich; bei älteren Fruchtkörpern sehr oft mit rostigen Flecken; Schneide ungleichmäßig, gezähnelt, weißlich. **Stiel** 30-90 × 3-6 mm, stämmig, zylindrisch oder leicht gebogen, zum Apex hin leicht verdickt, Basis mehr oder weniger verdickt, anfangs gänzlich fein weißlich überfasert, später streifig oder glatt, bräunlich bis braun mit rötlicher Nuance in unterschiedlicher Intensität, teilweise auch dunkel rotbraun, ganz oben am Stiel und an der Basis aber stets weißlich; auf ganzer Länge bereift. **Fleisch** wässerig weißlich im Hut, weißlich oder beige mit zart bräunlichem Hauch im Stiel, vor allem in der Stielrinde. **Geruch** (sub)spermatisch. **Farbe des Exsikkats:** Hut braun mit oder ohne rötliche Nuance (Mu 7.5YR 3/2-3/4; 5YR 3/2-3/4; 10YR 3/4-3/6), Lamellen und Stiel gleichfarbig oder ein wenig heller, beim Trocknen nicht nachdunkelnd oder schwärzend.

Sporen 7,9-8,9-9,8 µm (SD 0,4 µm) × 4,8-5,4-6,0 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,4-1,7-1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, auch beinahe ellipsoid, zuweilen mit leichter Hilardepression, Apex subobtus bis obtus, oft mit kleinem Pseudoporus. **Basidien** 25-32 × 7-11 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 40-60-82 µm (SD 9 µm) × 13-19-30 µm (SD 3 µm); Q = 2,3-3,1-4,8 (SD 0,5) (n = 45 von 3 Koll.), meist bauchig (sub)utriform, gelegentlich auch subzylindrisch oder subfusiform, selten subclavat, (fast) halslos oder jedenfalls mit nur kurzem, oft ungewöhnlich breitem Hals, manchmal abgerundet oder fast kopfig, mit nur kurzem Fuß oder mit abgerundeter oder trunkater Basis, Apex meist mit nur kleinen Kristallen, Wände bis 1,5 (2,0) µm am Apex dick, aber oft fast gleichmäßig breit an Bauch und Apex, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4,5-13 µm breiten, zumeist schwach mit braunem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Länge des Stieles, (40) 45-85 (90) × 10-25 µm, überwiegend bauchig (sub)utriform oder subzylindrisch, meist fast halslos und mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit nur kleinen Kristallen, Wände bis 1,0 µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Schnallen** überall vorhanden.

Tafel 5 – *Inocybe athenana*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901238); b DB8-7-12-6; c Cheilozystiden (DB1-7-12-1); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901238); e Sporen (DB1-7-12-1).

Abb. 3 – *Inocybe athenana,* DB30-6-12-2.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt nur aus Deutschland. In GenBank findet sich eine Fruchtkörper-Sequenz aus Schweden, die sehr wahrscheinlich dieser Art zuzurechnen ist (FN550906). In der UNITE-Datenbank sind mit dieser Art übereinstimmende Sequenzen von Bodenproben aus Estland enthalten (UDB0186995, UDB0187069, UDB0227042, UDB0227281, UDB0293486, UDB0305791, UDB0310348, UDB0345152, UDB0543867, UDB0614678, UDB0621675, UDB0651133, UDB0652600 und UDB0687336). Alle unsere eigenen Funde wuchsen in kolliner Höhe bei *Abies alba* und *Picea abies*. Zumeist war auch *Fagus sylvatica* in der Nähe.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Schönbrunn, TK25 6519/4, 370 m ü. NN, *Abies alba*, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 29. Jun. 2012, leg./det. D. Bandini (DB29-6-12-12). – Ibidem, 30. Jun. 2012, leg./det. D. Bandini (DB30-6-12-2). – Baden-Württemberg, Neckar-Odenwald-Kreis, Schwarzach, TK25 6619/2, 365 m ü. NN, *Abies alba*, *Picea abies*, 1. Jul. 2012, leg. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB1-7-12-1). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Schönbrunn, TK25 6519/4, 280 m ü. NN, *Picea abies*, *Abies alba*, 8. Jul. 2012, leg./det. D. Bandini (DB8-7-12-6). – Ibidem, in einiger Entfernung, 380 m ü. NN, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 25. Jul. 2014, leg./det. D. Bandini (DB25-7-14-8). – Ibidem, in einiger Entfernung, 390 m ü. NN, *Picea abies*, *Abies alba*, *Fagus sylvatica*, 3. Aug. 2014, leg./det. D. Bandini

(DB3-8-14-11). – Baden-Württemberg, Neckar-Odenwald-Kreis, Schwarzach, TK25 6619/2, 390 m ü. NN, *Picea abies*, 5. Sep. 2014, leg./det. D. Bandini (DB5-9-14-5). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Schönbrunn, TK25 6519/4, 370 m ü. NN, *Picea abies*, *Abies alba*, *Fagus sylvatica*, 11. Aug. 2017, leg./det. D. Bandini (DB11-8-17-9).

Wesentliche Charakteristika: ● robuster Habitus; ● brauner bis dunkelbrauner, glatter bis eingewachsen feinfaseriger oder feinfilziger Hut; ● graue Velipellis; ● Lamellen mit rostigen Flecken; ● Stiel meist rötlich braun, aber am Apex und an der Basis weißlich; ● im Durchschnitt recht kleine Sporen (um 9 µm); ● meist bauchige utriforme, verhältnismäßig dünnwandige Hymenialzystiden mit ungewöhnlich breitem Hals/Apex.

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

- ***Inocybe amblyospora*** Kühner: u.a. durch kleinere und schmalere Sporen mit obtusem Apex, Hymenialzystiden mit sich verengendem Hals – vgl. Kühner & Romagnesi (1953), Kühner (1955).
- ***Inocybe baltica*** Vauras & E. Larss.: u.a. durch oft größere Fruchtkörper, im Durchschnitt kleinere Sporen und kleinere und dickwandigere Hymenialzystiden mit sich verengendem Hals – vgl. Vauras & Larsson (2016).
- ***Inocybe glabrescens*** Velen.: u.a. durch schmalere Sporen und kürzere und dickwandigere Hymenialzystiden mit sich verengendem Hals – vgl. Velenovský (1920-22), Kuyper (1985, 1986), Stangl (1989).
- ***Inocybe metrodii*** Stangl & J. Veselský: u.a. durch fehlende rötliche Töne in der Stielfarbe, im Durchschnitt kürzere und dickwandigere Hymenialzystiden mit sich verengendem Hals – vgl. Stangl & Veselský (1979).
- ***Inocybe pseudoreducta*** Stangl & Glowinski: u.a. durch im Durchschnitt kleinere und schmalere Sporen, die in der Form oft an Apfelkerne erinnern, und schmalere Hymenialzystiden mit sich verengendem Hals – vgl. Stangl & Glowinski (1981), Kuyper (1986), Stangl (1989), La Rosa et al. (2017).
- ***Inocybe suecica*** Vauras & E. Larss.: u.a. durch weniger robusten Habitus, rimose Hutoberfläche, im Durchschnitt schmalere Sporen und schmalere, dickwandigere Hymenialzystiden mit sich verengendem Hals – vgl. Vauras & Larsson (2016).

DNA-Sequenz: Es findet sich keine Art, die mit Hilfe der ITS als ähnlich oder entfernt ähnlich eingestuft werden könnte. *Inocybe athenana* muss somit innerhalb des Genus *Inocybe* vorerst als „Lonely Rider“ bezeichnet werden.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. amblyospora*, *I. baltica*, *I. glabrescens*, *I. metrodii*, *I. pseudoreducta*, *I. suecica.*

Inocybe castorina Bandini & B. Oertel spec. nov.

Tafel 6

MycoBank-Nummer: MB 833591. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512319.

Etymologie: „castorina“, da die Art im feuchten Uferbereich eines Flüsschens gefunden wurde, in dem ganz in der Nähe Biber (*Castor*) wohnen.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Bammental, TK25 6618/2, 130 m ü. NN, *Salix* spec., *Alnus glutinosa, Populus* spec., 21. Okt. 2015, leg. D. Bandini (Holotyp SMNS-STU-F-0901250, BAN2848; Isotypen DB21-10-15-2, TUR-A 208602).

Diagnosis: *Inocybe castorina* is a rather small slender species with brown finely tomentose to rimulose or innately fibrillose surface of pileus with sometimes strongly diverging fibres, whitish velipellis, rather distant broadly adnate lamellae, dingy whitish to brownish stipe, smooth spores, measuring 7.8-12.0 µm (av. 9.8 µm) × 4.6-6.9 µm (av. 5.4 µm), and with usually rather narrow (sub)utriform to (sub)cylindrical at most shortnecked hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 43-76 µm (av. 57 µm) × 10-18 µm (av. 13 µm). It grows on moist terrain with *Salix* and *Alnus glutinosa*. By these combined characteristics it can be distinguished from the somewhat similar and genetically related *I. semifulva* and *I. tigrina*. From both and other species it also differs by ITS sequence data.

Beschreibung

Hut 15-25 mm breit, anfangs breit konvex, bald ausgebreitet, mit ausgeprägtem kleinen Buckel, Rand erst schwach nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; zuweilen zum Rand hin stark eingerissen; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen, manchmal in der Mitte zentrierten Velipellis; Farbe stumpf braun, nussbraun bis braun mit rötlicher Nuance oder kastanienbraun (Mu 10YR 5/4-5/8, 4/4-4/6, 3/2-3/6; 7.5YR 4/4-4/6), aufgrund stark divergierender oder abgeriebener Fasern zuweilen erheblich heller zum Rand hin; Oberfläche anfangs glatt, aber bald feinfilzig bis rimulos oder eingewachsen fibrillos zum Rand hin, mit zuweilen stark divergierenden braunen Fäserchen auf weit hellerer Trama, manchmal am Hutrand auch teilweise abgerieben; junge Fruchtkörper mit Resten einer blass bräunlichen Cortina. **Lamellen** eher weit stehend (ca. 25-35, l = 1-3), breit mit herablaufendem Zahn angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, dann bräunlich bis braun, mit oder ohne rötliche Nuance; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 20-50 × 2-3 mm, zylindrisch oder gebogen, glatt, anfangs schmutzig weißlich, später besonders in der Stielmitte bräunlich, oft auch später schmutzig weißlich am Apex; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** subspermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut braun mit rötlicher Nuance (Mu 7.5YR 4/4-4/6), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Tafel 6 – *Inocybe castorina*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901250); b DB6-10-18-8; c Cheilozystide (DB6-10-18-8); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901250); e Sporen (SMNS-STU-F-0901250).

Sporen 7,8-9,8-12,0 µm (SD 0,8 µm) × 4,6-5,4-6,9 µm (SD 0,5 µm); Q = 1,4-1,8-2,3 (SD 0,2) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, ohne oder mit nur schwacher Hilardepression, Apex subakut bis akut oder sogar fast ausgezogen, mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 25-30 × 7-9 µm, im allgemeinen 4-sporig, aber auch 2-sporig und daher Sporen recht unterschiedlich in der Größe von Aufsammlung zu Aufsammlung. **Pleurozystiden** 43-57-76 µm (SD 8 µm) × 10-13-18 µm (SD 2 µm); Q = 3,2-4,3-6,7 (SD 0,8) (n = 45 von 3 Koll.), in der Regel schlank (sub)utriform, auch (sub)zylindrisch, selten subclavat, manchmal zum Hals hin leicht verengt, in der Regel ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 1,5 (2,0) µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber zuweilen variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-12 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 40-80 × 8-15 µm, meist schlank (sub)lageniform, (sub)utriform oder subzylindrisch, oft mit welligen Wänden, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 1,0 µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit subclavaten oder subzylindrischen, farblosen, dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Eigene Funde nur aus Deutschland. Sehr wahrscheinlich zu dieser Art gehörende Ektomykorrhiza-Sequenzen aus Estland (*Salix alba* und *Salix caprea*) sind in der UNITE-Datenbank veröffentlicht [UDB008976 (= GenBank JX316705), UDB025956, UDB026221 und UDB026452]. In der gleichen Datenbank finden sich in diesem Arten-Clade darüber hinaus noch Bodenproben-Sequenzen aus Lettland (UDB0299624) und Estland (z.B. UDB046731 und weitere 60 Sequenzen). Die Art wurde im feuchten Uferbereich von Gewässern gefunden, und zwar bislang stets mit *Salix* und *Alnus glutinosa*.

Weitere untersuchte Kollektionen

Deutschland Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Neckargemünd, TK25 6618/2, 130 m ü. NN, *Alnus glutinosa*, *Salix* spec., *Populus* spec., 15. Okt. 2019, leg./det. Ditte Bandini (DB15-10-19-1). – Nordrhein-Westfalen, Märkischer Kreis, Plettenberg, Oestertalsperre, TK25 4812/2, 340 m ü. NN, *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, 6. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB6-10-18-3). – Ibidem, in ca. 50 m Entfernung, *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, 6. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB6-10-18-8). – Ibidem, in ca. 1 km Entfernung, *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, 6. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB6-10-18-14).

Wesentliche Charakteristika: ● schmächtige Fruchtkörper; ● Hutoberfläche teilweise mit deutlichem Farbkontrast, aufgrund stark divergierender oder zum Rand hin abgeriebener Fasern; ● Basidien teilweise 2-sporig und Sporen daher sehr unter-

schiedlich in der Größe von Kollektion zu Kollektion; ● meist recht schlanke (sub) utriforme oder (sub)zylindrische Hymenialzystiden mit höchstens kurzem Hals und kurzem Fuß; ● Standort feucht mit *Salix* und *Alnus*.

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

- ***Inocybe aerea*** E. Ludw.: u.a. durch fehlende Velipellis, kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden, Standort auf Sand – vgl. Ludwig (2017).
- ***I. armeniacofibrillosa*** E. Ludw., ***Inocybe tigrina*** R. Heim: u.a. durch aufschuppende Hutoberfläche, meist starken Farbkontrast durch dunkle Schuppen auf hellerem Grund, Hymenialzystiden mit oft recht langem welligen Hals, Standort in der Regel bei Nadelbäumen – vgl. Heim (1931), Ludwig (2017), Eberhardt et al in prep.
- ***Inocybe bicolor*** E. Ludw.: u.a. durch zumindest im Fleisch an der Stielspitze fleischfarbenen Stiel, längere, nicht selten subkopfige Zystiden mit oft am Bauch und Apex gleich breiten Wänden, Standort oft bei *Quercus* – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe flocculosa*** Sacc.: u.a. durch stabilere und größere Fruchtkörper, zahlreichere und enger stehende Lamellen, kleinere Sporen, Hymenialzystiden oft mit langen und gewellten Hälsen, eher trockenen Standort, überwiegend nicht bei *Salix* – vgl. Saccardo (1887), Kuyper (1986), Stangl (1989).
- ***Inocybe geraniolens*** Bon & Beller: u.a. durch süßlichen Geruch, im Durchschnitt kleinere Sporen und kürzere Zystiden und Standort bei *Carpinus* und *Corylus* (Holotyp) – vgl. Bon (1976), Kuyper (1986).
- ***Inocybe pseudorubens*** Carteret & Reumaux: u.a. durch aufschuppende Hutoberfläche, im Durchschnitt schmalere Sporen und kürzere Hymenialzystiden, Geruch nach Pelargonie sowie Standort bei *Carpinus* und *Corylus* (Holotyp), bzw. *Fagus* (eigene Aufsammlungen) – vgl. Carteret & Reumaux (2001).
- ***Inocybe semifulva*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch rosalich-rötliche Stielspitze zumindest im Fleisch, im Durchschnitt kleinere Sporen und längere, nicht selten subkopfige Zystiden mit oft am Bauch und Apex gleich breiten Wänden – vgl. Grund & Stuntz (1981).
- ***Inocybe subtigrina*** Kühner: u.a. durch größere Fruchtkörper, mehr strähnige bis anliegend schuppige Hutoberfläche, dichte weißliche Überfaserung des Stiels, zum Apex hin rötliches Stielfleisch, schmalere Sporen, anderen Standort – vgl. Kühner (1955).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichsten Arten sind *I. semifulva* (ITS-Übereinstimmung 94 %) und *I. tigrina* (ITS-Übereinstimmung 94 %).

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. aerea*, *I. armeniacofibrillosa*, *I. bicolor*, *I. geraniolens*, *I. pseudorubens*, *I. semifulva.*

Inocybe cuniculina Bandini & B. Oertel spec. nov.

Tafel 7

MycoBank-Nummer: MB 833592. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN625273.

Etymologie: „cuniculina“, weil im Habitat von *I. cuniculina* viele Kaninchen (*Oryctolagus cuniculus*) leben.

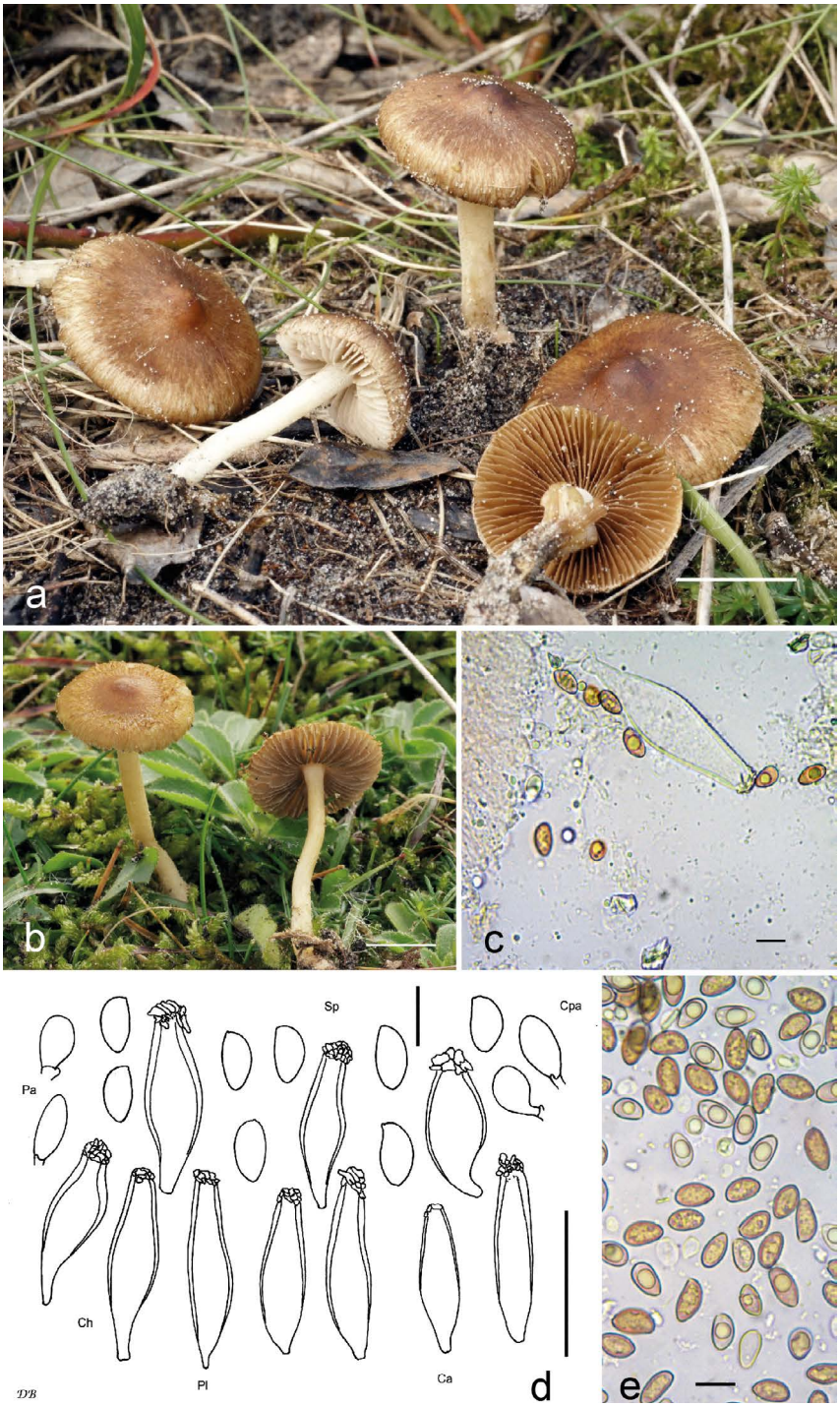
Holotyp: Niederlande, Friesland, Ameland, Hollum, 2-3 m ü. NN, *Salix repens*, *Ammophila arenaria*, 22. Sep. 2011, leg. D. Bandini (Holotyp KR-M-0043257, BAN136; Isotypen DB22-9-11-2, L).

Diagnosis: *Inocybe cuniculina* is characterised e.g. by the fulvous-foxy-tinged colour of pileus and lamellae, entirely pruinose stipe with thickend or bulbous base, smooth spores measuring 8.3-11.1 µm (av. 9.7 µm) × 5.1-6.4 µm (av. 5.7 µm), mostly (sub) fusiform hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 39-65 µm (av. 53 µm) × 9-20 µm (av. 15 µm), and the habitat in dune-sand with *Salix repens* and *Ammophila arenaria.* By these combined characteristics it can be distinguished from the genetically related *I. metrodii*. From both and other species it also differs by ITS sequence data.

Beschreibung

Hut 15-25 mm breit, breit konvex bis ausgebreitet, mit deutlichem oder gar papillenartigem Buckel, Rand erst eingebogen oder nach unten gebogen, dann weiterhin nach unten gebogen oder eben; um die Mitte herum oft leicht vertieft; keine Reste einer Velipellis festgestellt; Farbe braun mit mehr oder weniger intensiver roströtlicher oder fuchsiger Note (Mu 10YR 5/6-5/8, 4/3-4/6, 3/2-3/6; 7.5YR 4/4-4/6, 5/4-5/6), oft etwas dunkler gegen die Mitte; Oberfläche anfangs glatt, später subrimos oder fein fibrillos zum Rand hin, bei älteren Fruchtkörpern oft zum Rand hin abgerieben oder aufschuppend, wobei die hellere Trama darunter sichtbar wird; keine Reste einer Cortina beobachtet. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 40-50, l = 1-3), beinahe frei bis schmal angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, dann intensiv ockerlich bis orange-fuchsigbraun, oder graulich braun mit rostfarbener Note; Schneide gezähnelt, weißlich. **Stiel** 30-40 × 2-3 mm, zylindrisch oder leicht gebogen, Basis verdickt oder deutlich knollig, glatt, anfangs weißlich, dann mit bräunlicher Nuance oder gelblich-bräunlich; auf ganzer Länge bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** unbedeutend. **Farbe des Exsikkats:** Hut braun mit rötlicher Nuance (Mu 7.5YR 4/4-4/6, 3/4), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,3-9,7-11,1 µm (SD 0,6 µm) × 5,1-5,7-6,4 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,4-1,7-2,0 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amgydaloid, ohne oder mit nur schwacher Hilardepression, Apex subakut bis subobtus, manchmal auch schwach ausgezogen. **Basidien** 25-28 (30) × 7-9 µm, im allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen deformiert und bis 11,8 µm. **Pleurozystiden** 39-53-65 µm (SD 7 µm) × 9-15-20 µm (SD 3 µm); Q = 2,5-3,6-5,2 (SD 0,5) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)fusiform, auch (sub)utriform, ohne oder mit nur kurzem Hals, am Apex weit, mit



Tafel 7 – *Inocybe cuniculina*; a Holotyp (KR-M-0043257); b DB21-9-11-7; c Cheilozystide (KR-M-0043257); d Mikrotafel vom Holotyp (KR-M-0043257); e Sporen (KR-M-0043257).

nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 3,0 (3,5) µm am Apex dick, aber meist recht gleichmäßig dick an Bauch und Hals, grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-10 µm breiten, mit braunem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, 35-55 (60) × 10-15 (18) µm, (sub)fusiform, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 2,5 (3,0) µm am Apex dick, grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit dünnwandigen farblosen hyphoiden und segmentierten Elementen. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Eigene Funde nur aus den Niederlanden. In GenBank und UNITE finden sich Sequenzen aus Lettland (UDB0254860), Estland (AJ893275, UDB008012, UDB017408, UDB082915 und 31 weitere Sequenzen von Bodenproben), Finnland (UDB022377) und USA (EU499617), die vermutlich dieser Art zuzuschreiben sind. Die eigenen Funde wuchsen bei *Salix repens* und *Ammophila arenaria* in den grauen bzw. weißen Dünen in Meeresnähe.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Niederlande, Friesland, Ameland, Buren, 5 m ü. NN, *Salix repens*, *Ammophila arenaria*, 21. Sep. 2011, leg. D. Bandini (DB21-9-11-7). – Friesland, Ameland, Ballum, 0 m ü. NN, *Salix repens*, *Ammophila arenaria*, 5. Sep. 2012, leg./det. D. Bandini (DB5-9-12-4).

Wesentliche Charakteristika: ● Hutfarbe mit fuchsig-rostfarbener Note; ● Lamellen mit fuchsig rostfarbener Note; ● Stielbasis verdickt bis knollig; ● Hymenialzystiden im Durchschnitt relativ kurz (< 55 µm); ● Standort Dünen bei *Salix repens* und *Ammophila arenaria*.

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

- ***Inocybe curcumina*** Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch ockerliche Hutfarbe ("Kurkuma"), kleinere Sporen, anderes Habitat – vgl. Bandini et al. (2019a).
- ***Inocybe glabrescens*** Velen.: u.a. durch grauliche Velipellis, fehlende fuchsige Note in der Hutfarbe und in den Lamellen, im Durchschnitt kleinere Sporen, Habitat mit Nadelbäumen – vgl. Velenovský (1920-22), Kuyper (1985, 1986), Stangl (1989).
- ***Inocybe hirtelloides*** Stangl & J. Veselský: u.a. durch gelblich-ockerliche Hutfarbe, deutlich kleinere Sporen, deutlich kürzere Hymenialzystiden, anderes Habitat – vgl. Stangl & J. Veselský (1974), Bandini et al. (2019a).
- ***Inocybe leochroma*** Bandini, Vauras & B. Oertel: u.a. durch mehr ockerliche Hutfarbe, deutlich kleinere Sporen, grobe Stielpruina, anderes Habitat – vgl. Bandini et al. (2019a).

- ***Inocybe metrodii*** Stangl & J. Veselský: u.a. durch größere und stämmigere Fruchtkörper, dunkelbraune Hutfarbe ohne fuchsige Note, Lamellen ohne fuchsige Note, im Durchschnitt kürzere Sporen, Habitat mit Nadelbäumen – vgl. Stangl & Veselský (1979).
- ***Inocybe pelargonium*** Kühner: u.a. durch mehr ockerlich-orangeliche Hutfarbe, kleinere Sporen, anderes Habitat – vgl. Kühner (1955), Kuyper (1986), Stangl (1989), Bandini et al. (2019a).
- ***Inocybe phaeoleuca*** Kühner: u.a. durch fehlende fuchsige Note in der Hutfarbe, im Durchschnitt größere Sporen, meist (sub)utriforme Hymenialzystiden – vgl. Kühner (1955).
- ***Inocybe vaccina*** Kühner: u.a. durch kleinere Sporen, schmalere Hymenialzystiden, anderes Habitat – vgl. Kühner (1955), Kuyper (1986).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. metrodii*, deren ITS eine Übereinstimmung von 94 % aufweist. Weitere europäische Nachbararten können über die ITS nicht festgestellt werden.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. glabrescens*, *I. hirtelloides*, *I. metrodii*, *I. pelargonium*, *I. phaeoleuca*, *I. vaccina.*

Inocybe digitula Bandini, Christan & B. Oertel spec. nov.

Tafel 8

MycoBank-Nummer: MB 833593. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512324.

Etymologie: „digitula“, da oft ein Sporenhöcker deutlich länger ist als die anderen und daher wie ein kleiner Finger aussieht.

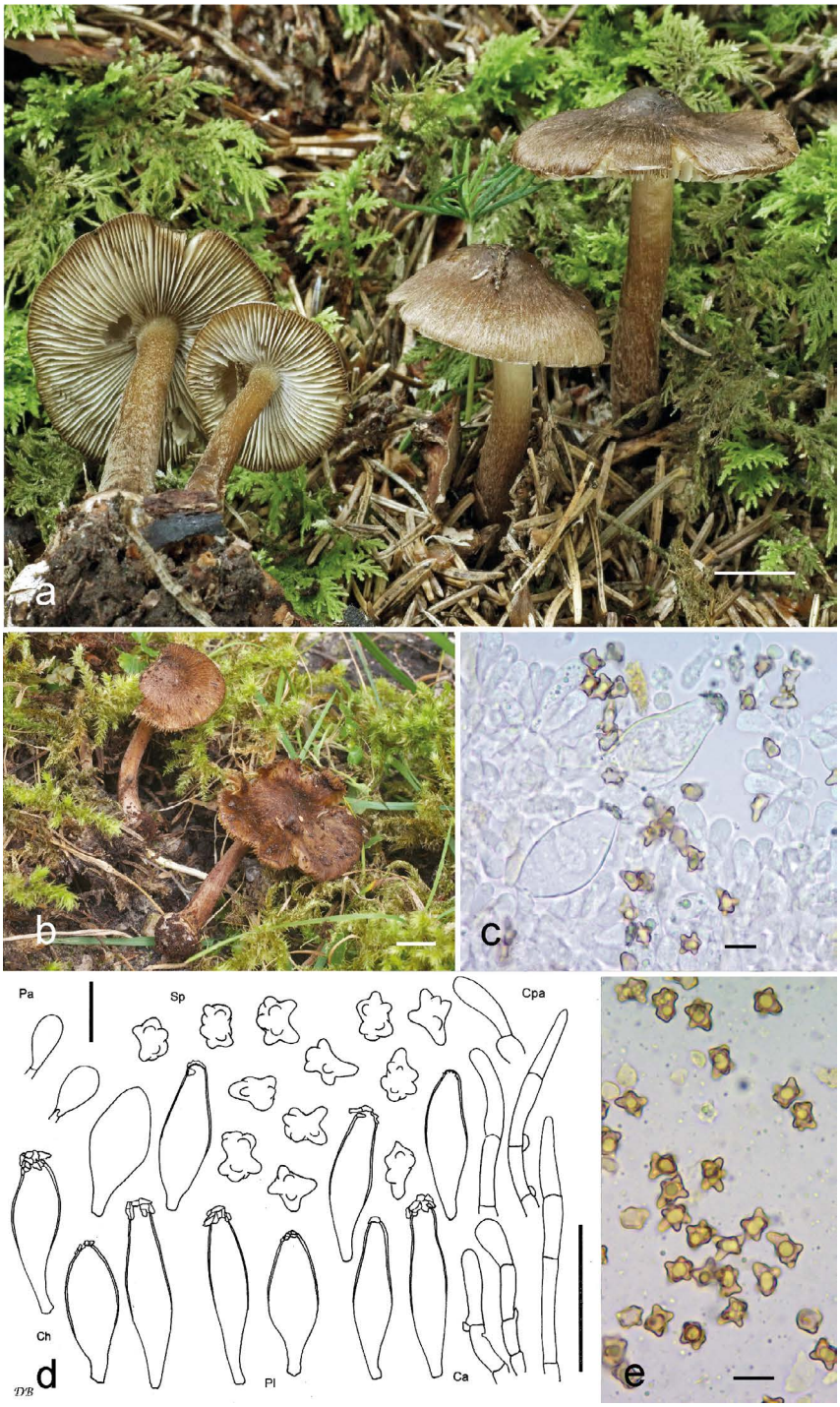
Holotyp: Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Halblech, Hoher Trauchberg, Gfäll, TK25 8331/1, ca. 990 m ü. NN, mitten im Wald bei *Picea abies*, *Abies alba*, *Fagus sylvatica*, 31. Jul. 2016, leg. J. Christan (Holotyp SMNS-STU-F-0901243, BAN2841; Isotypen DB31-7-16-2-Christan, AH 46939).

Diagnosis: *Inocybe digitula* has a glabrous to rimose brown to dark brown pileus, a greyish velipellis, a bulbous stipe, that is pruinose only near the apex, nodulose spores, measuring 6.6-11.2 µm (av. 8.8 µm) × 5.0-8.7 µm (av. 6.8 µm) with often one characteristically finger-like protruding nodule, and mostly ventricose (sub)fusiform or subutriform neckless and rather thin-walled hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 39-72 µm (av. 49 µm) × 12-21 µm (av. 18 µm). It is similar to *I. goniopusio*, but can be distinguished from this species e.g. by the bulbous base, with age not lacerate surface of pileus, on average larger spores and on average shorter and neckless hymenial cystidia with thinner walls. From *I. napipes* it differs by smaller spores and smaller hymenial cystidia. From both and other species it also differs by ITS sequence data.

Beschreibung

Hut 15-35 mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, zunächst ohne, dann mit eher niedrigem breitem Buckel, Rand erst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen; zuweilen zum Rand hin stark eingerissen; junge Fruchtkörper mit Resten einer graulichen Velipellis; Farbe warm nussbraun mit ockerlicher Beinote, braun mit rötlichem Hauch, bis hin zu dunkelbraun oder auch beinahe schwarzbraun in der Hutmitte (Mu 10YR 5/6-5/8, 4/3-4/6, 3/2-3/6; 7.5YR 4/4-4/6, 5/4-5/6), daher manche Fruchtkörper mit intensivem Farbkontrast; Oberfläche zunächst glatt und feinfaserig, dann subrimulos bis rimos, bis eingewachsen fein fibrillos mit anliegenden Fasern; in der Hutmitte gelegentlich feinwarzig; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** normal bis gedrängt stehend (ca. 60-80, l = 1-3), schmal bis ausgebuchtet mit herablaufendem Zahn angewachsen, wenig bauchig, lange Zeit weißlich, dann bräunlich; Schneide gezähnelt, zuweilen wellig, weißlich. **Stiel** 30-50 × 3-5 mm, zylindrisch oder leicht gebogen, Basis mit einer mehr oder weniger gerandeten Knolle (bis zu 10 mm), anfangs gänzlich weißlich überfasert, später streifig oder glatt, anfangs beige, dann braun bis dunkelbraun, nahe der Basis auch schwärzlich braun, am Apex allerdings beige bleibend; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, bräunlich im Stiel, vor allem in der Stielrinde. **Geruch** unauffällig, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun mit rötlicher Nuance (Mu 7.5YR 3/2-3/4; 5YR 3/3-3/4), Lamellen zuweilen mit olivlichem Hauch (Mu 10YR 5/8, 4/6), Stiel in allen Kollektionen dunkelbraun oder beinahe schwärzlich.

Sporen 6,6-8,8-11,2 µm (SD 0,9 µm) × 5,0-6,8-8,7 µm (SD 0,7 µm); Q = 1,0-1,3-1,7 (SD 0,2) (n = 200 von 5 Koll.), höckerig, mit fünf bis zehn ungleichmäßig vorragenden obtusen Höckern, und in jeder Kollektion Sporen mit einem langen (bis zu 5,5 µm), fingerähnlich vorragenden Höcker. **Basidien** 20-37 × 7-10 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 39-49-72 µm (SD 5 µm) × 12-18-21 µm (SD 2 µm); Q = 2,0-2,7-4,8 (SD 0,5) (n = 75 von 5 Koll.), meist recht bauchig subclavat bis beinahe ovoid, oder auch (sub)utriform, in der Regel halslos, ohne oder mit nur kurzem Fuß, zuweilen mit gelblich-bräunlichem oder orange-bräunlichem amorphen Inhalt, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände meist recht dünn, 0,5-1,0 µm dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in Form und Größe; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 3,5-10 (12) µm breiten, oft, aber nicht immer mit bräunlichem bis dunkelbraunem oder beinahe schwarzbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** hyphoide kettige Elemente; letztes Element subclavat oder subkonisch, zuweilen bräunlich mit 3 % KOH. **Schnallen** überall vorhanden.



Tafel 8 – *Inocybe digitula*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901243); Foto: J. Christan; b DB13-9-18-20; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901243); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901243); e Sporen (DB13-9-18-20).

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt aus bergigen Regionen Deutschlands, Österreichs und der Schweiz, drei der Funde bei Nadelbäumen, die Zusammensetzung der Bäume bei dem vierten Fund ist nicht genau bekannt. Eine Kollektion aus Norwegen (s.u.) wuchs in einem Kiefernwald auf kalkhaltigem Boden. Einige Fruchtkörper wuchsen auf verrottendem Holz. In UNITE sind Bodenproben-Sequenzen dieses Arten-Clades aus Lettland (UDB0274682) und Estland (z.B. UDB0180951 und 20 weitere) veröffentlicht worden.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Pfronten, Achtal, TK25 8429/1, 1050 m ü. NN, *Picea abies*, 13. Sep. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-9-18-20).

Norwegen, Hordaland, Stord, Storsøy NR, Storsøya N. Coord.: 32V LM 0825,4336, lat./long.: 59.8832°'N, 5.5734°'E, lågurtfuruskog, 20. Jul. 2013, leg. T.E. Brandrud; det. D. Bandini & B. Oertel (TEB 132-13; O-F-249064 - UDB035994).

Österreich, Oberösterreich, Braunau am Inn, Schalchen, Kobernausser Wald, ÖK25V 3328-Ost, ca. 550 m ü. NN, *Picea abies*, *Abies alba*, *Larix decidua*, 18. Aug. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB18-8-14-27). – Tirol, Reutte, Ehrwald-Obermoos, ÖK25V 2221-Ost, 1460 m ü. NN, auf kalkhaltigem Boden bei *Picea abies*, 4. Aug. 2015, leg. J. Christan; det. D. Bandini & B. Oertel (DB4-8-15-2-Christan).

Schweiz, Kanton Schwyz, Gemeinde Sattel, Leiterenfluewald bei Halsegg, TK25 1151, 1320 m ü. NN, bei verschiedenen Gebüschen, 22. Jul. 2018, leg. P. Gerber; det. D. Bandini & B. Oertel (Paratypus: DB22-7-18-Gerber/ Isoparatypus: TU TU114960, ITS: UDB0746168).

Wesentliche Charakteristika: ● glatter bis eingewachsen faseriger Hut; ● grauliche Velipellis; ● knollige, oft schwärzliche Stielbasis; ● meist bauchige, oft subclavate bis beinahe ovoide oder (sub)utriforme, halslose und recht dünnwandige Hymenialzystiden; ● Sporen mit wenigen prononcierten Höckern und oft einem einzigen deutlich vorragenden langen Höcker.

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

- ***Inocybe acuta*** Boud.: u.a. durch spitzen Buckel, deutlich größere, weniger prononciert höckerige Sporen, oft (sub)fusiforme, im Durchschnitt größere Hymenialzystiden, Standort stets bei *Salix* – vgl. Boudier (1917), Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe assimilata*** Britzelm.: u.a. durch kleinere Sporen mit mehr, aber weniger prononcierten Höckern – vgl. Britzelmayr (1881), Saccardo (1887), Stangl (1989).
- ***Inocybe deborae*** E. Ferrari, ***Inocybe pseudoasterospora*** Kühner & Boursier: u.a. durch fehlende Knolle, deutlich größere Sporen und größere, nicht selten sackförmige Hymenialzystiden sowie ein anderes, eher planares bis collines Habitat – vgl. Kühner & Boursier (1932), Ferrari (2010).

- ***Inocybe globulina*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch kleinere und weniger ausgeprägt höckerige Sporen mit mehr Höckern – siehe weiter unten.
- ***Inocybe goniopusio*** Stangl: u.a. durch oft abfasernde Hutoberfläche, keine deutliche Knolle, im Durchschnitt kleinere Sporen, aber größere Hymenialzystiden mit dickeren Wänden und oft recht langem Hals – vgl. Stangl (1989) und siehe weiter unten.
- ***Inocybe napipes*** J.E. Lange: u.a. durch im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden, oft mit leicht ausgezogenem Apex – vgl. Lange (1917), Stangl (1989).
- ***Inocybe sphagnophila*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weißliche Velipellis, keinere und weniger höckerige Sporen mit mehr Höckern – vgl. Bandini et al. (2017).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. acuta*, deren ITS eine Übereinstimmung von 86 % aufweist. Eine weitere Nachbarart ist *I. napipes* mit 84 % ITS-Ähnlichkeit.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. assimilata*, *I. deborae, I. goniopusio*, *I. pseudoasterospora*, *I. pseudoasterospora* var. *triangulispora*, *I. stellifera* Arnolds.

Inocybe globulina Bandini & B. Oertel spec. nov.

Tafel 9, Abb. 4

MycoBank-Nummer: MB 833594. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN625274.

Etymologie: „globulina“, wegen der beinahe rundknolligen Stielbasis.

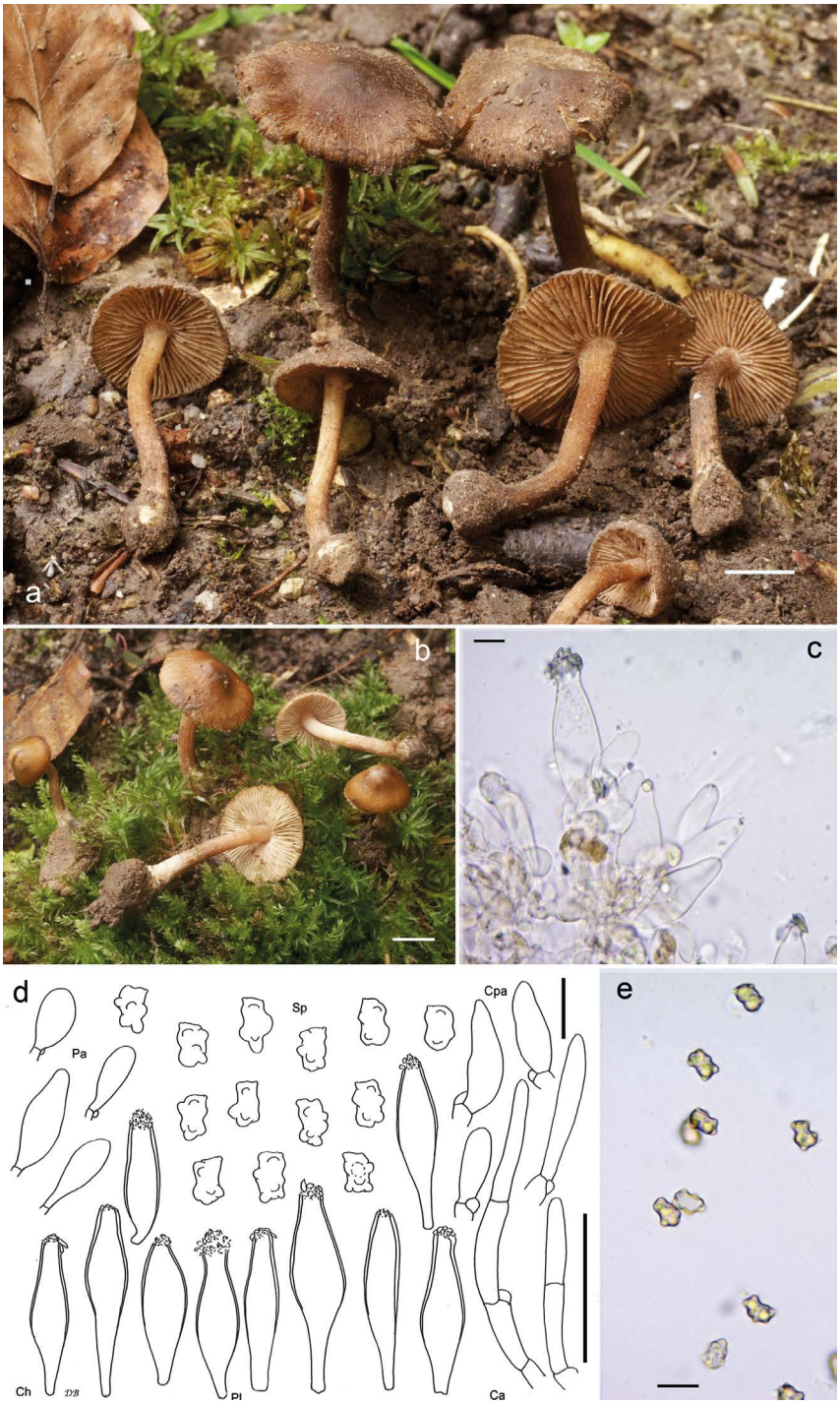
Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Heidelberg, TK25 6518/3, ca. 250 m ü. NN, *Quercus robur, Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 6. Jun. 2013, leg. D. Bandini (Holotyp SMNS-STU-F-0901269, BAN374; Isotypen DB6-6-13-1, AH 46940, TUR-A 208603).

Diagnosis: *Inocybe globulina* is macroscopically and microscopically most similar to *I. assimilata* and *I. sphagnophila*, pleurocystidia of *I. globulina* measuring 35-78 µm (av. 52 µm) × 9-21 µm (av. 14 µm), but can be distinguished from both e.g. by the usually globulose bulb, on average larger spores, measuring 6.5-10.5 µm (av. 8.3 µm) × 5.0-7.6 µm (av. 5.9 µm), and an often sticky, not subhygrophanous surface of pileus. *I. sphagnophila* also has quite different caulocystidia. The genetically distantly related species *I. alpigenes* differs e.g. by larger basidiomata, scurfy to (sub)squamulose surface of pileus, missing bulb, entolomoid spores and alpine habitat. The named as well as other nodulose-spored species with or without bulbous base of stipe differ furthermore in their ITS sequence data from *I. globulina*.

Beschreibung

Hut 10-40 mm breit, anfangs (fast) glockig oder (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, junge Fruchtkörper zuweilen ohne Buckel, ältere Exemplare im allgemeinen mit mehr oder weniger ausgeprägtem breiten Buckel, Rand erst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, später weiterhin nach unten gebogen, eben oder auch nach oben gebogen und dann um den Buckel herum vertieft; junge Fruchtkörper in der Hutmitte zuweilen mit flüchtigen Resten einer weißlich-graulichen Velipellis; Farbe braun, dunkel umbrabraun, auch kastanienbraun (Mu 7.5YR 3/2-3/4, 4/4-4/6, 5/6-5/8; 10YR 5/6-5/8, 4/4), manchmal in der Mitte beinahe schwärzlich braun und zum Rand hin deutlich heller und daher dann fast zweifarbig wirkend; Oberfläche anfangs glatt, später außen feinfilzig bis angedrückt fibrillos, aber auch fein rimos, oft leicht klebrig oder beinahe schmierig und daher mit Erdresten behaftet; junge Fruchtkörper zuweilen mit Resten einer weißlichen Cortina, die vom Hutrand herabhängt. **Lamellen** normal stehend (ca. 40-50 (60), l = 1-3), oft beinahe frei oder mit oder ohne Zahn schmal angewachsen, eben oder wenig bauchig, zunächst weißlich, dann hell milchkaffeebraun bis nussbraun; Schneide gezähnelt, weißlich bis concolor. **Stiel** 20-60 × 2-6 mm, manchmal zylindrisch, aber meist gebogen, oft sich leicht zur Basis hin verbreiternd, Basis knollig mit einer zumeist auffallend rundlichen, oft tief in der Erde verborgenen Knolle, zunächst gänzlich weißlich überfasert, bald streifig oder glatt, ockerbräunlich, bräunlich, nussbraun bis dunkelbraun, Knolle weißlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, bräunlich in der Stielrinde und bei älteren Fruchtkörpern auch im übrigen Stiel. **Geruch** subspermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun, dunkel graubraun (Mu 5YR 3/2; 7.5YR 4/4, 3/2; 10YR 3/3-3/4), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 6,5-8,3-10,5 µm (SD 0,7 µm) × 5,0-5,9-7,6 µm (SD 0,5 µm); Q = 1,0-1,4-1,7 (SD 0,1) (n = 200 von 5 Koll.), höckerig, mit 7-11 unterschiedlich geformten, mehr oder weniger vorragenden, abgerundeten Höckern. **Basidien** 25-30 × 7-10 µm, im allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 35-52-78 µm (SD 10 µm) × 9-14-21 µm (SD 2 µm); Q = 2,3-3,8-5,7 (SD 0,6) (n = 75 von 5 Koll.), (sub)fusiform, (sub)utriform, subzylindrisch, sublageniform oder subclavat, im allgemeinen ohne oder mit nur kurzem Hals und mit weitem Apex, mit kurzem oder langem Fuß oder mit trunkater Basis, Apex mit Kristallen oder ohne Kristalle, Wände sehr unterschiedlich breit von Aufsammlung zu Aufsammlung bis 2,0 (2,5) µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Form, aber im allgemeinen kürzer; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4,5-10 (12) µm breiten, schwach bis stärker mit braunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, und dort zumeist schmale hyphoide und mehrfach segmentierte Elemente; zuweilen auch (sub)clavate und/oder subzylindrische Zystiden mit nur bis 0,5 µm dicken Wänden, blass gelblich-grünlich mit KOH 3 %. **Schnallen** überall vorhanden.



Tafel 9 – *Inocybe globulina*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901269); b DB29-5-13-2; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901269); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901269); e Sporen (DB29-5-13-2).

Abb. 4 – *Inocybe globulina*, DB28-5-13-2.

Habitat & Verbreitung

Häufig entlang geschotterter Wegränder oder an Böschungen in Moos oder auf bloßer Erde, aber auch in Wäldern. Die meisten Kollektionen wurden bei Laubbäumen gefunden, oft direkt am Stamm von *Quercus robur*; zuweilen auch mit *Picea abies* und *Fagus sylvatica* in der Nähe. Die Art scheint kalkliebend zu sein. Alle eigenen Funde stammen aus Deutschland. In GenBank und UNITE sind Sequenzen, die sehr wahrscheinlich dieser Art zuzurechnen sind, aus Deutschland (KM576454) und Norwegen (UDB035756) bezeugt. Die Art fruktifiziert schon sehr früh im Jahr (ab April).

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Heidelberg, TK25 6518/3, 220 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 28. Mai 2013, leg./det. D. Bandini (DB28-5-13-2). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 235 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 28. Mai 2013, leg./det. D. Bandini (DB28-5-13-3). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 240 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 28. Mai 2013, leg./det. D. Bandini (DB28-5-13-4). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 200 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 29. Mai 2013, leg./det. D. Bandini (DB29-5-13-2). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 250 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 29. Mai 2013, leg./det. D. Bandini (DB29-5-13-3). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 220 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 29. Mai 2013, leg./det. D. Bandini (DB29-5-13-4). – Ibidem, *Quercus robur*,

Fagus sylvatica, 3. Jun. 2013, leg./det. D. Bandini (DB3-6-13-2). – Ibidem, in ca. 1 km Entfernung, ca. 250 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, *Quercus robur*, 6. Jun. 2013, leg./det. D. Bandini (DB6-6-13-1). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 210 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 15. Apr. 2014, leg./det. D. Bandini (KR-M-0038233, DB15-4-14-1). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 220 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 28. Apr. 2014, leg./det. D. Bandini (DB28-4-14-1). – Ibidem, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 30. Apr. 2014, leg./det. D. Bandini (DB30-4-14-1). – Bayern, Freyung-Grafenau, St. Oswald-Riedlhütte, Stadtschneiderseige, TK25 7046/4, 720 m ü. NN, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 17. Aug. 2016, leg. D. Bandini, B. Oertel & J. Chris-tan; det. D. Bandini & B. Oertel (DB17-8-16-9). – Bayern, Regen, Lindberg, Zwieslerwaldhaus, Bärenloch, TK25 6842/4, ca. 900 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 19. Aug. 2016, leg. H. Villinger; det. D. Bandini & B. Oertel (DB19-8-16-32). – Bayern, Regen, Lindberg, Zwieslerwaldhaus, Ruckowitzhänge, TK25 6845/4, ca. 900 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 20. Aug. 2016, leg. D. Bandini, B. Oertel, J. Christan, C. Bässler & C. Hahn; det. D. Bandini & B. Oertel (DB20-8-16-1). – Rheinland-Pfalz, Bad Kreuznach, Hennweiler, NSG Hirtenwiese im Lützelsoon, TK25 6110/4, ca. 450 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, 9. Nov. 2019, leg. R. Keuker & H. Terlutter; det. D. Bandini (DB9-11-19-10). – Thüringen, Ilm-Kreis, Gehlberg, Tal der wilden Gera, TK25 5330/1, 22. Aug. 2007, leg. M. Kamke; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-8-7-Kamke).

Wesentliche Charakteristika: ● nussbrauner bis dunkelbrauner, meist einfarbiger, teilweise aber auch beinahe zweifarbiger Hut; ● glatte bis feinfilzige oder feinrimose, oft klebrige Hutoberfläche; ● nur ganz oben bereifter Stiel, endend in einer meist ausgeprägten rundlichen Knolle; ● im Durchschnitt relativ kleine höckerige Sporen (< 8,5 µm); ● im Durchschnitt recht kurze Hymenialzystiden (< 55 µm); ● vermutlich kalkhold.

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

- ***Inocybe acuta*** Boud.: u.a. durch Standort stets bei *Salix*, spitzen Hutbuckel, weniger rundliche Stielknolle, weit größere Sporen – vgl. Boudier (1917), Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe acutoides*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch Standort stets bei *Salix*, weniger rundliche Stielknolle, spitzen Hutbuckel, im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden – vgl. Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe alpigenes*** E. Horak: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, schorfige oder aufschuppende Hutoberfläche, fehlende Stielknolle, entolomoide Sporen, alpines Habitat mit Zwergweiden – vgl. Horak (1987).
- ***Inocybe assimilata*** Britzelm.: u.a. durch auffällige grauliche Velipellis, subhygrophane Hutoberfläche, weniger ausgeprägte Stielknolle, im Durchschnitt kleinere Sporen, charakteristisch mit kurzem konischen Element endende Caulozystiden – vgl. Britzelmayr (1881), Saccardo (1887), Stangl (1989).

- ***Inocybe glabrodisca*** P.D. Orton: u.a. durch stets weit weniger verdickte Stielbasis, größere und dickwandigere Hymenialzystiden, im Durchschnitt größere Sporen – vgl. Orton (1960).
- ***Inocybe napipes*** J.E. Lange: u.a. durch eine rübenförmige Knolle, größere Sporen mit meist deutlicher ausgeprägten Höckern, Zystiden in „Plattfisch"-Form, meist feuchten Waldstandort auf saurem Boden – vgl. Lange (1917), Stangl (1989).
- ***Inocybe sphagnophila*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch fehlende rundliche Knolle, im Durchschnitt kleinere Sporen, wellige, sich gabelnde Caulozystiden, feuchten Waldstandort auf saurem Boden – vgl. Bandini et al. (2017).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. alpigenes*, deren ITS eine Übereinstimmung von 86 % aufweist. Eine weitere Nachbarart mit einer ITS-Übereinstimmung von 82 % ist *I. acuta*.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. acutoides*, *I. alpigenes*, *I. assimilata*, *I. glabrodisca.*

Inocybe goniopusio Stangl, Hoppea 46: 276 (1989)

Tafel 10, Abb. 5

= *I. stellifera* Arnolds Ecologische Atlas van paddenstoelen in Drenthe 1: 232 (2015), nom. nov. für *I. pseudoasterospora var. microsperma* Kuyper & P.-J. Keizer, Persoonia 14(4): 441 (1992).

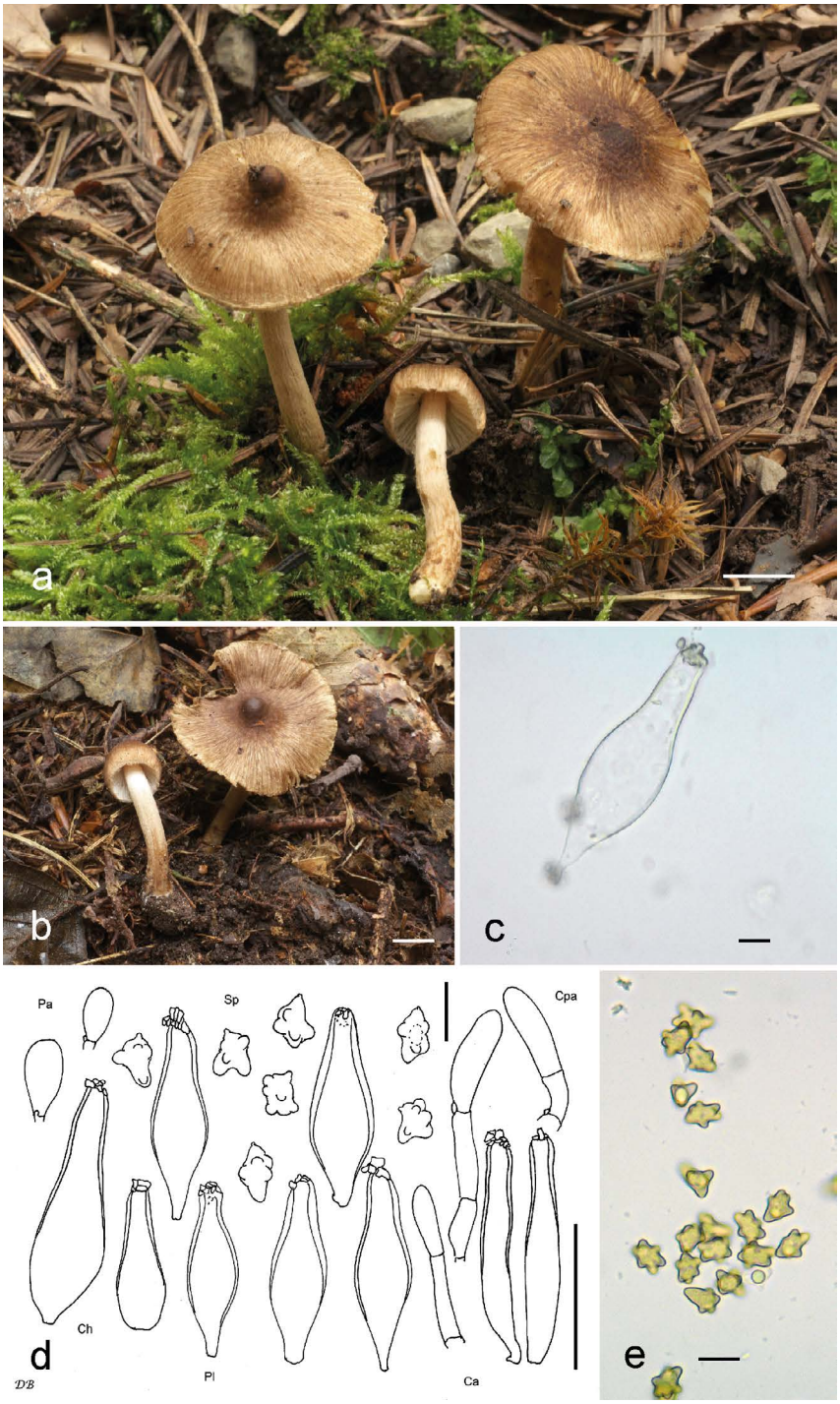
= *I. pseudoasterospora var. triangulispora* E. Ludw., Pilzkompendium 4: 452 (2017).

Holotyp: Bayern, Regen, Bodenmais, TK25 6944, 20. Sep. 1983, leg. J. Stangl (M-0020800).

ITS GenBank-Akz.-Nr. MK584747 (vom Holotyp).

Beschreibung

Hut 15-40 mm breit, anfangs (sub)konisch, auch subglobos oder (fast) glockig, später breit konvex oder ausgebreitet, zunächst ohne, dann mit ausgeprägtem spitzen bis breiten Buckel, Rand erst eingebogen, dann eben oder auch wellig nach oben gebogen, und dann um die Mitte herum vertieft; keine Reste einer Velipellis beobachtet; Farbe ockerbraun, hellbraun, nussbraun, braun, wenn alt auch dunkelbraun (Mu 10YR 5/6-5/8, 4/3-4/6, 3/4-3/6), in der Mitte ziemlich oft beinahe schwärzlich braun; Oberfläche anfangs feinfilzig oder filzig rimos bis fein fibrillos, später stark rimos bis fibrillos mit angedrückten, aber oft divergierenden Fasern, daher zuweilen zweifarbig mit dunklen Fasern auf hellerer Trama, und zum Rand hin mit zunehmendem Alter charakteristisch mehr oder weniger abfasernd, im Zentrum gewöhnlich warzig oder kleinfeldrig aufgerissen; junge Fruchtkörper mit feiner



Tafel 10 – *Inocybe goniopusio*; a DB2-10-14-1; b DB30-9-14-3; c Cheilozystide (DB11-8-13-7); d Mikrotafel (DB7-8-11-4); e Sporen (DB2-10-14-1).

Abb. 5 – *Inocybe goniopusio*, DB7-10-18-14.

beige-farbener Cortina. **Lamellen** normal bis eher entfernt stehend (ca. 35-50, l = 1-3), schmal bis breit angewachsen, (wenig) bauchig, anfangs weißlich, später blass ockerbraun, milchkaffeebraun; Schneide gezähnelt, weißlich bis concolor. **Stiel** 20-80 × 2-6 mm, zylindrisch oder gebogen, zuweilen verdreht und sich zur Basis hin verdickend, Basis verdickt oder fast knollig, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später streifig oder glatt, anfangs weißlich, später fleischfarben, bräunlich, in manchen Kollektionen besonders zur Stielspitze hin auch zart rosalich-violettlich-bräunlich, zur Basis hin öfter braun; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel, bräunlich oder auch rosalich-violett in der Stielrinde, später zuweilen bräunlich an der Stielbasis. **Geruch** pilzartig, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun mit oder ohne Rotnuance (Mu 7.5YR 3/2-3/4; 10YR 3/4-3/6), Lamellen und Stiel etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 6,3-8,4-10,5 µm (SD 0,9 µm) × 5,2-6,4-8,6 µm (SD 0,7 µm); Q = 1,0-1,3-1,8 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), höckerig, mit eher wenigen, im Profil oft mit drei oder vier stark vorragenden obtusen Höckern. **Basidien** 25-35 × 7-10 (12) µm, im allgemeinen 4-sporig, aber auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,7 µm. **Pleurozystiden** 43-61-78 µm (SD 8 µm) × 11-18-24 µm (SD 2 µm); Q = 2,4-3,5-4,9 (SD 0,6) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)fusiform oder (sub)utriform, auch (sub)lageniform, oft mit kurzem, aber in manchen Kollektionen auch mit recht langem Hals, am Apex in der Regel weit, gewöhnlich mit nur kurzem Fuß, manchmal ohne Fuß und mit abgerundeter

Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 2,5 (4,0) µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber zuweilen variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten oder (sub)zylindrischen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 6-10 µm breiten, mit bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 40-80 × 10-15 µm, subzylindrisch, Apex mit oder ohne Kristalle, Wände bis 1,5 µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit dünnwandigen farblosen hyphoiden und segmentierten Elementen. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe goniopusio wächst bei Laub- wie bei Nadelbäumen, und zwar auf eher saurem Boden sowohl auf planarem wie submontanem oder montanem Terrain. Wir haben Material aus Deutschland, den Niederlanden und Österreich untersucht. Sequenzen in GenBank zufolge ist die Art in Deutschland (KM576439), in Dänemark (AM087286), Schweden (AM882920, AM882921.2 und MK278240) und Japan (MK310004) nachgewiesen. In UNITE sind Bodenproben-Sequenzen dieses Arten-Clades aus Estland veröffentlicht worden (UDB072247, UDB090955, UDB0660779 und UDB0697500).

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Schönbrunn, TK25 6519/4, 370 m ü. NN, *Picea abies*, 14. Okt. 2011, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-10-11-7). – Ibidem, in einiger Entfernung, 390 m ü. NN, *Picea abies*, 2. Okt. 2014, leg./det. D. Bandini (DB2-10-14-1). – Bayern, Freyung-Grafenau, St. Oswald-Riedlhütte, Stadtschneiderseige, TK25 7046/4, 720 m ü. NN, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, *Alnus glutinosa*, 17. Aug. 2016, leg. D. Bandini, B. Oertel & J. Christan; det. D. Bandini & B. Oertel (DB17-8-16-11). – Ibidem, in einiger Entfernung, 720 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 17. Aug. 2016, leg. A. Huber; det. D. Bandini (DB17-8-16-25). – Bayern, Regen, Lindberg, Zwieslerwaldhaus, Ruckowitzhänge, TK25 6845/4, 900 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 20. Aug. 2016, leg. H. Villinger; det. D. Bandini (DB20-8-16-11). – Brandenburg, Vehlefanz nördlich von Berlin, Krämer Forst, unter *Pinus sylvestris* auf nährstoffarmem, sandigem und sonnenexponiertem Boden, 18. Okt. 1998, leg. E. Ludwig (M-0216696) [Dies ist der Holotyp von *I. pseudoasterospora* var. *triangulispora*]. – Nordrhein-Westfalen, Soest, Möhnesee, Hevesee, TK25 4514/2, 220 m ü. NN, *Salix* spec., *Alnus glutinosa*, *Quercus robur*, 8. Okt. 2018, leg./det. D. Bandini (DB8-10-18-1). – Saarland, Merzig-Wadern, Britten, Girtenmühl, Losheimer Bach, TK25 6406/3, 415 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, 30. Sep. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB30-9-14-3).

Niederlande, Drente, Hoogeveen, Pesse, Spaarbank bos, am Wegrand unter *Quercus*, 20. Aug. 1986, leg. D.J. Keizer (L-3964983) [Dies ist der Holotyp von *I. stellifera*].

Österreich, Salzburg, Tamsweg, Prebersee, ÖK25V 3230-Ost, 1450 m ü. NN, *Picea abies*, *Alnus incana*, 11. Aug. 2013, leg./det. D. Bandini (DB11-8-13-7). – Ibidem, in einiger Entfernung, 1500 m ü. NN, *Picea abies*, *Alnus incana*, 15. Aug. 2013, leg. D. Bandini & B. Oertel; det. D. Bandini (DB15-8-13-6). – Oberösterreich, Braunau am Inn, Schalchen, Kobernausser Wald, ÖK25V 3328-Ost, 550 m ü. NN, *Picea abies*, *Abies alba*, *Larix decidua*, 18. Aug. 2014, leg./det. D. Bandini (DB18-8-14-25).

Wesentliche Charakteristika: ● brauner Hut in verschiedenen Nuancen, oft mit fast schwarzbrauner Mitte; ● Hutoberfläche nach außen abfasernd, Mitte meist warzig oder kleinfeldrig aufgerissen; ● Stielbasis verdickt oder fast knollig; ● Stielfarbe vor allem oben manchmal mit rosalich-violettlicher Nuance, auch in der Stielrinde; ● Sporen höckerig, mit wenigen stark prononcierten Höckern; ● Standort bei Laub- und Nadelbäumen.

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

- ***Inocybe acuta*** Boud.: u.a. durch Standort stets bei *Salix*, spitzen Buckel, deutlich größere, weniger prononciert höckerige Sporen, im Durchschnitt größere Hymenialzystiden – vgl. Boudier (1917), Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe assimilata*** Britzelm.: u.a. durch kleinere Sporen mit mehr, aber weniger prononcierten Höckern – vgl. Britzelmayr (1881), Saccardo (1887), Stangl (1989).
- ***Inocybe deborae*** E. Ferrari, ***Inocybe pseudoasterospora*** Kühner & Boursier: u.a. durch deutlich größere Sporen und größere, nicht selten sackförmige Hymenialzystiden – vgl. Kühner & Boursier (1932), Ferrari (2010).
- ***Inocybe digitula*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch knollige Stielbasis, im Durchschnitt keinere Sporen und kleinere Hymenialzystiden – siehe weiter oben.
- ***Inocybe globulina*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch glattere Hutoberfläche, deutliche Stielknolle, weniger höckerige Sporen mit mehr Höckern – siehe weiter oben.
- ***Inocybe napipes*** J.E. Lange: u.a. durch glattere Hutoberfläche, deutliche Stielknolle, im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden, oft mit leicht ausgezogenem Apex – vgl. Lange (1917), Stangl (1989).
- ***Inocybe perlucida*** Bandini & E. Ferrari: u.a. durch kleinere, zierlichere Fruchtkörper, durchscheinend gerieften Hut, fehlende Knolle, deutlich größere Sporen – vgl. Bizio & Ferrari (1999), Ferrari (2006) und siehe weiter oben.
- ***Inocybe sphagnophila*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch weißliche Velipellis, kleinere und weniger höckerige Sporen mit mehr Höckern – vgl. Bandini et al. (2017).

DNA-Sequenz: Die ITS vom Typ von *I. goniopusio* unterscheidet sich von den beiden identischen Typus-ITS-Sequenzen von *I. stellifera* und *I. pseudoasterospora* var. *triangulispora* in einer einzigen Base und hier auch nur teilweise (bei *I. goniopusio* kommen in Position 57 der Sequenzen sowohl “A” als auch “G” vor, bei den beiden

anderen nur "A"). Von den Typen von *I. goniopusio* und *I. pseudoasterospora* var. *triangulispora* liegen auch 670 bp der LSU vor. Die Sequenzen sind gleich. Neben *I. goniopusio* findet sich keine Art, die mit Hilfe der ITS als ähnlich oder entfernt ähnlich eingestuft werden könnte. *Inocybe goniopusio* muss somit innerhalb des Genus *Inocybe* als „Lonely Rider" bezeichnet werden, und *I. pseudoasterospora* ist also DNA-analytisch völlig unähnlich.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. assimilata*, *I. deborae* (= *I. pseudoasterospora*), *I. goniopusio*, *I. pseudoasterospora*, *I. perlucida*, *I. pseudoasterospora* var. *triangulispora*, *I. stellifera*.

Kommentar: Die Beschreibung von *I. goniopusio* beruht im wesentlichen auf unseren eigenen Funden. Die Angaben in der einschlägigen Literatur wurden jedoch berücksichtigt – vgl. z.B. Alessio & Rebaudengo (1980), Weholt (1984), Kuyper & Keizer (1992), Stangl (1989), Martin (1999), Arnolds et al. (2015) –. Die Sporen des Holotyps haben die Maße 6,8-8,3-10,5 µm (SD 0,8 µm) × 5,1-6,8-8,4 µm (SD 1,0 µm); Q = 1,1-1,2-1,5 (SD 0,1) (n = 40), damit sind sie im Durchschnitt ein wenig breiter als die der eigenen gemessenen Kollektionen. Die Pleurozystiden haben die Maße 45-57-71 µm (SD 7 µm) × 13-16-20 µm (SD 2 µm); Q = 2,7-3,6-4,9 (SD 0,6) (n = 15). Sie weichen also nur unwesentlich von denjenigen der eigenen gemessenen Kollektionen ab.

Inocybe involuta Kuyper, Z. Mykol. 55: 111 (1989)

Tafel 11, Abb. 6-7

Holotyp: Niederlande, Friesland, Schiermonnikoog, 6. Okt. 1988, leg. E. Arnolds (L-0017086).

GenBank-Akz.-Nr. MN512329 (von der Kollektion SMNS-STU-F-0901270, Doppel DB13-10-16-19).

Beschreibung

Hut 15-30 (40) mm breit, anfangs (sub)konisch oder (fast) glockig oder gewellt, später breit konvex und im Alter ausgebreitet, zunächst ohne, dann zuweilen mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand anfangs oft stark und abrupt eingebogen oder nach unten gebogen, dann eben oder auch nach oben gebogen, und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit einer dünnen Schicht einer weißlichen Velipellis, später zu beobachten als weißliche Flöckchen oder als lockerer Kranz um den Hutrand; Farbe sehr variabel von beinahe strohfarben, blass ockerbräunlich, bräunlich, graulich-bräunlich, braun to blass kastanienbraun oder rötlich braun (Mu 10YR 7/4-7/6, 5/6-5/8, 4/3-4/6, 3/2-3/6; 7.5YR 4/4-4/6, 5/4-5/6); Oberfläche zunächst glatt, später zum Rand hin fein fibrillos oder rimulos, meist aber mit nicht oder kaum divergierenden Fäserchen; junge Fruchtkörper mit weißlicher

Cortina. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 30-35 (40), l = 1-3), dicklich, meist mit herablaufendem Zahn angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, dann blass graulich, blass graulich-bräunlich, aber auch gelblich oder ockerlich, oft mit rostigen Flecken; Schneide oft uneben oder gekerbt, gezähnelt, weißlich oder concolor oder auch dunkler braun. **Stiel** 20-50 × 2-6 mm, meist recht robust, zylindrisch oder gebogen, manchmal sich nach unten zu leicht verdickend, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später streifig oder wie locker auf ganzer Länge bereift oder auch glatt, anfangs fleischfarben, später oft mehr oder weniger rosalich oder rosalich-rötlich, besonders oben am Stiel, ganz oben am Apex heller und an der Basis oft weißlich überfasert; nur ganz oben oder locker bis etwa zur Stielmitte, ganz selten auch etwas weiter unten bereift. **Fleisch** weißlich oder blass graulich bis sehr blass strohfarben im Hut, blass bräunlich-rosalich bis rötlich-rosalich im Stiel, besonders nahe der Stielspitze. **Geruch** (sub)spermatisch mit einer süßlichen Nuance, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut nussbraun bis dunkelbraun mit schwacher rötlicher oder rosalicher oder sogar violettlicher Nuance (Mu 7.5YR 4/4-4/6; 5YR 3/2-3/4), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen, aber einige Stiele werden rosalich-rötlich beim Trocknen.

Sporen 8,2-9,7-11,6 µm (SD 0,8 µm) × 4,8-5,7-6,7 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,5-1,7-1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut, subobtus, in manchen Kollektionen mit undeutlichem Pseudoporus, wenn auf Sand gewachsen nicht selten teilweise deformiert. **Basidien** 25-35 × 7-12 µm, im allgemeinen 4-sporig, in manchen Kollektionen aber auch 2-sporig und dann teilweise mit größeren Sporen. **Pleurozystiden** 43-62-80 µm (SD 8 µm) × 11-18-27 µm (SD 4 µm); Q = 2,1-3,6-5,0 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)fusiform oder (sub)utriform, auch (sub)lageniform, am Apex in der Regel weit, ohne oder mit kurzem oder längerem Hals, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 2,5 (4,0) µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber zuweilen variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub) zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-10 µm breiten, mit ockerlichem bis bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben oder locker bis zur Stielmitte, ganz selten auch etwas weiter unten, 45-80 × 10-15 (20) µm, bauchig (sub)utriform oder (sub)lageniform, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 1,5 (2,0) µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Diese Art ist, wie die Sequenzen in den Datenbanken sowie unsere eigenen Funde (um die 50 Kollektionen) zeigen, weit verbreitet und recht häufig. In GenBank und UNITE sind Sequenzen, die sehr wahrscheinlich dieser Art zuzurechnen sind, aus

Tafel 11 – *Inocybe involuta*; a SMNS-STU-F-0901270; b DB28-9-15-14; c Cheilozystide (DB12-9-17-13); d Mikrotafel (SMNS-STU-F-0901270); e Sporen (DB19-10-14-1).

Abb. 6 – *Inocybe involuta*, DB28-9-15-11.

Abb. 7 – *Inocybe involuta*, DB15-9-17-2.

Deutschland (JX561231, AY634140 und AY634142), der Schweiz (KC818331), Österreich (UDB034277), Italien (JF908192), Polen (KX867484 und KX867483), Lettland (KR019844), Estland (UDB026108 und UDB015335), Norwegen (UDB035843), Finnland (AM882913.2), Russland (KJ769277), China (KX510015), Kanada (HQ604086, HQ604087 und KC965573) und den USA (EU292350/ EU292414, EU292580 und UDB007418) bezeugt. In UNITE sind Bodenproben-Sequenzen dieses Arten-Clades aus Estland veröffentlicht worden (UDB0132387 u.a.). Die Art scheint mit Koniferen assoziiert zu sein, bei unseren Funden war entweder *Picea* oder *Pinus* am Standort. Die Art wächst sowohl auf trockenen sandigen, bzw. kiesigen wie feuchteren Böden und ebenso an der Nordsee wie in den Bergen der Alpen.

Weitere untersuchte Kollektionen (Auswahl):

Deutschland, Baden-Württemberg, Freiburg-Hochschwarzwald, Hinterzarten, TK25 8014/4, 880 m ü. NN, *Picea abies*, 18. Jul. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB18-7-14-10). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Sandhausen, TK25 6617/4, 115 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Helianthemum*, *Quercus robur*, 19. Okt. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB19-10-14-1). – Bayern, Berchtesgadener Land, Schönau am Königssee, TK25 8343/4, 585 m ü. NN, *Picea abies*, 19. Aug. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB19-8-14-25). – Bayern, Ostallgäu, Schwangau, Nähe unterer Parkplatz Adlerhorst/Drehhütte, TK25 8430/2, 810 m ü. NN, *Picea abies*, *Fraxinus excelsior*, *Fagus sylvatica*, 15. Okt. 2016, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB15-10-16-19). – Bayern, Garmisch-Partenkirchen, Mittenwald, Nähe Scharnitz, TK25 8533/3, 920 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Pinus mugo*, *Dryas octopetala*, 12. Sep. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB12-9-17-13). – 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 (DB12-10-17-3). – Hessen, Bergstraße, Viernheim, Nähe Viernheimer Heide, TK25 6417/4, 100 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 26. Nov. 2011, leg. D. Gödert; det. D. Bandini & B. Oertel (DB26-11-11-6).

Finnland, Koillismaa, Kuusamo municipality, Oulanka National Park, Ampumavaara, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec., *Picea abies*, 22. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-8-15-24).

Österreich, Salzburg, Tamsweg, Prebersee, ÖK25V 3230-Ost, 1500 m ü. NN, *Picea abies*, *Alnus incana*, 14. Aug. 2013, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-8-13-9). – Tirol, Reutte, Weißenbach am Lech, Lechaue, ÖK25V 2215-West, 870 m ü. NN, *Juniperus* spec., *Dryas octopetala*, *Salix* spec. *Pinus sylvestris*, 28. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB28-9-15-11). – Tirol, Reutte, Tannheimer Tal, Nähe Grän, ÖK25V 2214-Ost, 1200 m ü. NN, *Picea abies*, 19. Sep. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB19-9-16-24). – Tirol, Reutte, Weißenbach, Lechufer, ÖK25V 2215-West, 880 m ü. NN, *Salix* spec., *Juniperus* spec., *Dryas octopetala*, *Pinus sylvestris*, *Alnus* spec., 13. Okt. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (SMNS-STU-F-0901270, BAN2849, Doppel DB13-10-16-19). – Tirol, Imst,

Nassereith, ÖK25V 2221-West, 900 m ü. NN, *Picea abies*, *Pinus sylvestris*, *Juniperinus* spec., 8. Sep. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB8-9-17-19). – Oberösterreich, Braunau am Inn, near St. Johann am Walde, ÖK25V 3328-Ost, 510 m ü. NN, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 25. Jul. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB25-7-18-13).

Wesentliche Charakteristika: ● blass strohfarbene bis rotbraune Hutfarbe; ● glatte, nur außen teilweise fein fibrillose oder rimulose Hutoberfläche; ● oft deutlicher Farbkontrast zwischen weißlichen Lamellen und rötlich-rosalichem Stiel; ● Lamellen eher weit stehend und dicklich; ● Standort vermutlich stets mit Nadelbäumen (*Pinus*, *Picea*).

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

- ***Inocybe astraiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch ausblassende Hutoberfläche, keinen deutlichen Farbkontrast zwischen weißlichen Lamellen und rötlichem Stiel, im Durchschnitt kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden, Standort nur bei *Pinus* – siehe weiter oben.
- ***Inocybe nemorosa*** (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch im Durchschnitt kürzere Sporen und kürzere meist (sub)fusiforme Hymenialzystiden mit sich nach oben zu stark verdickenden und damit teilweise berührenden Wänden – vgl. Heim (1931), Grund & Stuntz (1968).
- ***Inocybe nitidiuscula*** (Britzelm.) Lapl.: u.a. durch weniger starken Farbkontrast zwischen Lamellen und oberem Stielende, schlankere, oft fast lanzettliche Hymenialzystiden, deren Wände sich oft abrupt verdicken und sich dann oben am Hals berühren, sowie durch meist schlank (sub)zylindrische oder (sub)fusiforme Caulozystiden – vgl. Britzelmayr (1891), Stangl (1983), Kuyper (1986), Stangl (1989), Marchetti et al. (2014).
- ***Inocybe inodora*** Velen.: u.a. durch reichliche und auch später oft in der Hutmitte sichtbare weißliche Velipellis, eher gelblich-ockerliche, bzw. orangelich-bräunliche Hutfarbe, gänzlich bereiften Stiel, größere Sporen – vgl. Velenovský (1920-22), Kuyper (1986), Stangl (1989).
- ***Inocybe rufuloides*** Bon: u.a. durch größere Sporen und meist kürzere, oft fast kopfige Hymenialzystiden – vgl. Bon (1984), Kuyper (1986).
- ***Inocybe tarda*** Kühner: u.a. durch dunklere Hutfarbe, plumpere und oft im Durchschnitt größere Sporen, oft meist schlank (sub)fusiforme oder (sub)zylindrische Hymenialzystiden, Standort nur bei *Pinus* – vgl. Kühner (1955).

DNA-Sequenz:

Beispielhaft für diese Art wurde die Kollektion SMNS-STU-F-0901270 (DB13-10-16-19) sequenziert. Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. nitidiuscula*, deren ITS eine Übereinstimmung von 97 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege von: *I. inodora*, *I. involuta*, *I. nitidiuscula*, *I. rufuloides*, *I. tarda.* Zusätzlich: Sequenzen einer Original-Kollektion (det. D.E. Stuntz) von *I. nemorosa* (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz (MH586780 (ITS1)/ MH586817 (ITS2)).

Kommentar: Die Beschreibung von *I. involuta* beruht im wesentlichen auf unseren eigenen Funden. Die Angaben in der Erstbeschreibung wurden jedoch berücksichtigt. Die Sporen des Holotyps haben die Maße 9,0-10,5-13,0 µm (SD 1,0 µm) × 5,3-6,2-7,2 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,5-1,7-2,0 (SD 0,1) (n = 40), damit sind sie im Durchschnitt länger und schmaler als die der eigenen gemessenen Kollektionen. Möglicherweise ist dieser Unterschied auf die nachweislich vorhandenen 2-sporigen Basidien zurückzuführen. Die Sporen unserer eigenen Kollektionen, selbst derjenigen aus Finnland, sind demgegenüber sehr einheitlich in der Größe. Die Pleurozystiden des Holotyps haben die Maße 50-64-77 µm (SD 7 µm) × 19-24-30 µm (SD 4 µm); Q = 2,0-2,8-4,2 (SD 0,6) (n = 15). Sie sind also ein wenig breiter als diejenigen der eigenen gemessenen Kollektionen, aber in etwa gleich lang.

Inocybe laurina Bandini, B. Oertel & C. Hahn spec. nov.

Tafel 12, Abb. 8-9

MycoBank-Nummer: MB 833595. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512325.

Etymologie: „laurina“ nach dem mythischen Zwergenkönig Laurin, wegen der oft sehr geringen Größe der Fruchtkörper.

Holotyp: Deutschland, Hessen, Bergstraße, Viernheim, Nähe Viernheimer Heide, TK25 6417/1, 100 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 23. Okt. 2016, leg. D. Bandini (Holotyp SMNS-STU-F-0901247, BAN2845; Isotypen DB23-10-16-6, AH 46941, KR-M-0012551, TUR-A 208604).

Diagnosis: *Inocybe laurina* is characterised by small size of pileus, brown smooth, felty or innately fibrillose pileus, ample whitish velipellis when young, only near the apex pruinose stipe, that is pinkish-reddish near the apex and thickly covered by whitish tissue, smooth spores, measuring 7.8-10.7 µm (av. 9.5 µm) × 5.3-7.1 µm (av. 6.1 µm), often rather thin-walled (sub)utriform or (sub)fusiform hymenial cystidia, measuring 41-84 µm (av. 64 µm) × 12-20 µm (av. 16 µm) and growth on calcareous soil with conifers, preferably *Pinus*. By the given combined features it can be distinguished from the genetically related *I. nemorosa* and from *I. astraiana*. From both and other somewhat similar species it also differs by ITS sequence data.

Beschreibung

Hut 5-20 (30) mm breit, anfangs subglobos, (fast) glockig oder subkonisch, später breit konvex oder ausgebreitet, zunächst oft ohne, dann meist mit ausgeprägtem oder beinahe papillenartigem breitem Buckel, Rand erst eingebogen, später nach unten gebogen, eben oder auch nach oben gebogen, und dann um die Mitte herum

vertieft; junge Fruchtkörper oft mit einer dicken Schicht einer weißlichen Velipellis wie in ein weißes Laken gehüllt, die oft bald gänzlich verschwindet oder aber um die oder auf der Mitte oder am Rand noch sichtbar ist; Farbe ockerbraun, nussbraun, braun mit rötlicher Nuance oder dunkelbraun (Mu 10YR 5/6-5/8, 4/4-4/6, 3/4-3/6; 7.5YR 4/4-4/6, 3/4), in der Hutmitte oft heller aufgrund von Resten der Velipellis, im Alter aber bisweilen auch mit dunklerer Hutmitte (siehe Abb. 9); Oberfläche anfangs oft aufgrund der dicken Velipellis beinahe wollig wirkend, dann mehr oder weniger filzig oder eingewachsen faserig, aber auch gänzlich glatt, später in der Hutmitte oft schollig aufgerissen; junge Fruchtkörper mit weißlicher Cortina. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 25-35, l = 1-2), dicklich, breit meist mit herablaufendem Zahn angewachsen, (wenig) bauchig, anfangs weißlich, später graulich-bräunlich bis braun mit teilweise intensiver olivlicher Note; Schneide gezähnelt, zuweilen wellig, weißlich. **Stiel** 10-50 × 1- 3 mm, meist mehr oder weniger gebogen, anfangs dicht weißlich überfasert, später netzartig oder genattert oder im Alter kahl, anfangs blass fleischfarben, blass bräunlich mit ockerlicher Note, und am Apex mehr oder weniger rosalich-rötlich unter der Überfaserung; nur oben bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, rötlich-bräunlich oben am Stiel, besonders in der Stielrinde, ansonsten weißlich mit rosalicher Note. **Geruch** spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun oder dunkel graubraun (Mu 7.5YR 3/2-3/4; 10YR 3/3-3/6), Lamellen mit blassem Olivhauch, Stiel etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,8-9,5-10,7 µm (SD 0,5 µm) × 5,3-6,1-7,1 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,4-1,6-1,8 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, meist (sub)amygdaloid, aber in manchen Kollektionen entweder subelliptisch oder subovoid oder bauchig mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex obtus oder subobtus, in manchen Kollektionen mit undeutlichem, in anderen mit deutlichem Pseudoporus. **Basidien** 25-32 × 7-10 µm, im allgemeinen 4-sporig, aber in manchen Kollektionen, besonders bei extremem Habitat, wie etwa in Dünensand gewachsen, auch 2-sporig, und dann Sporen bis 12,5 µm. **Pleurozystiden** 41-64-84 µm (SD 9 µm) × 12-16-20 µm (SD 2 µm); Q = 2,7-4,1-5,7 (SD 0,6) (n = 45 von 3 Koll.), in der Regel (sub)utriform, subfusiform, oft mit deutlichem Übergang von Bauch zu Hals, mit kurzem oder längerem (und dann oft leicht welligem) Hals, am Apex im allgemeinen weit, meist mit ziemlich kurzem Fuß, manchmal auch mit trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 1,5 (2,0) µm am Apex dick, in manchen Kollektionen beinahe dünnwandig, grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden, und zuweilen mit zahlreichen Zystiden in unterschiedlichen intermediären Stadien. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-10 µm breiten, zumeist mit braunem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur oben am Stiel, 45-90 × 10-15 (20) µm, typischerweise lang und schlank mit welligen Wänden und kurzem Fuß oder ohne

Tafel 12 – *Inocybe laurina*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901247); b DB8-11-14-3; c Cheilozystide (DB22-8-14-10); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901247); e Sporen (DB8-11-14-3).

Abb. 8 – *Inocybe laurina*, DB12-9-17-18.

Abb. 9 – *Inocybe laurina*, DB-1-8-17-Hahn; Foto: C. Hahn

Fuß, (sub)zylindrisch, (sub)utriform oder irgendwie deformiert, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 1,5 µm am Apex dick, grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit dünnwandigen farblosen hyphoiden und segmentierten Elementen. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Gemessen an der Zahl unserer Kollektionen (ca. 30) ist *I. laurina* offenbar eine recht häufige Art, die von uns sowohl im Flachland wie bis in 1800 m Höhe gefunden wurde. Sie ist kalkliebend und wächst im Flachland u.a. auf trockenem Binnendünengelände, während sie im Voralpenbereich oft an Ufern von Bergbächen oder Flüssen, nicht selten direkt am Ufer oder in zeitweilig trocken liegenden Bereichen des Flussbettes zu finden ist. Ein Fund in einer unter Schutz stehenden Kiesgrube (Kalk-Magerrasen) wuchs direkt am Rand eines zeitweise trocken fallenden Tümpels auf Sandboden. Begleitbäume sind stets Nadelbäume, sehr oft *Pinus*, aber nicht selten auch *Picea abies*. Wir haben Funde aus Deutschland, Finnland und Österreich. In UNITE und GenBank sind Sequenzen aus Estland (UDB015345, UDB024672, UDB024680 und UDB024681) und Alaska (KF617999) veröffentlicht worden, die sehr wahrscheinlich dieser Art zuzurechnen sind. In UNITE sind Bodenproben-Sequenzen dieses Arten-Clades aus Lettland (UDB0306836) und Estland (z.B. UDB077615 und viele weitere) enthalten.

Weitere untersuchte Kollektionen (Auswahl):

Deutschland, Baden-Württemberg, Freudenstadt, Baiersbronn, Wilder See, Hornisgrinde, TK25 7415/1, 850 m ü. NN, *Abies alba*, *Picea abies*, 20. Sep. 2015, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (KR-M-0042677, DB20-9-15-21). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Sandhausen, TK25 6617/4, 113 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 25. Okt. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB25-10-17-5). – Bayern, Berchtesgadener Land, Schönau am Königssee, Jenner-Pass, TK25 8444/1, 1750 m ü. NN, *Pinus mugo*, *Alnus incana*, 19. Aug. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB19-8-14-11). – Bayern, Berchtesgadener Land, Berchtesgaden, TK25 8344/3, ca. 1600 m ü. NN, *Picea abies*, 20. Aug. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB20-8-14-39). – Bayern, Berchtesgadener Land, Berchtesgaden, Scharitzkehlstraße, TK25 8344/3, ca. 1200 m ü. NN, *Picea abies*, 21. Aug. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-8-14-7). – Bayern, Berchtesgadener Land, Ramsau, Hintersee, TK25 8343/3, 795 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Picea abies*, *Salix* spec., 22. Aug. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-8-14-10). – Bayern, Ostallgäu, Füssen, Friedhof, TK25 8430/1, 798 m ü. NN, *Picea omorika*, *Pinus sylvestris*, 27. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB27-9-15-12). – Bayern, Bad Tölz-Wolfratshausen, Schlehdorf, TK25 8333/4, 670 m ü. NN, *Fraxinus excelsior*, *Pinus sylvestris*, *Fagus sylvatica*, 9. Sep. 2016, leg. D. Bandini & J. Christan; det. D. Bandini & B. Oertel (DB9-9-16-5). – Bayern, Fürstenfeldbruck, Rothschwaiger Wald, Kiesgrube bei Rothschwaig, 48°09’36,80”N, 011°11’56,13”O, 537 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 1. Aug. 2017, leg. C.

Hahn; det. D. Bandini & B. Oertel (DB1-8-17-Hahn). – Bayern, Oberallgäu, Bad Hindelang, Untergschwend, TK25 8428/2, 1100 m ü. NN, *Picea abies*, 15. Sep. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB15-9-18-4). – Bayern, Ostallgäu, Schwangau, Drehhütte, TK25 8430/2, 910 m ü. NN, *Picea abies*, 20. Sep. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB20-9-18-23). – Hessen, Bergstraße, Viernheim, Nähe Viernheimer Heide, TK25 6417/1, 100 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, 8. Nov. 2014, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB8-11-14-3). – Rheinland-Pfalz, Mainz, Mainz-Gonsenheim, NSG Großer Sand, TK25 5915/3, 140 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Helianthemum nummularium*, 10. Nov. 2011, leg. W. Prüfert; det. D. Bandini & B. Oertel (KR-M-0043253, DB10-11-11-9).

Finnland, Koillismaa, Kuusamo, Oulanka National Park, Isoniemi, bei Oulankajoki, *Pinus sylvestris*, *Betula* spec., *Picea abies*, 23. Aug. 2015, leg. D. Bandini, J. Vauras & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB23-8-15-4).

Österreich, Vorarlberg, Bludenz, Lech am Arlberg, Lech-Zug, ÖK25V 2215-West, 28. Aug. 2014, 1540 m ü. NN, *Pinus mugo*, *Dryas octopetala*, 28. Aug. 2014, leg. B. Oertel & G. Schmidt-Stohn; det. D. Bandini & B. Oertel (DB28-8-14-3b). – Tirol, Reutte, Weißenbach am Lech, Lechaue, ÖK25V 2215-West, 870 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Juniperus versicolor*, *Dryas octopetala*, *Salix* spec., 24. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB24-9-15-24). – Tirol, Reutte, Höfen, Hahnenkamm, ÖK25V 2214-Ost, 1800 m ü. NN, *Pinus mugo*, *Picea abies*, *Salix* spec. 18. Sep. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB18-9-16-13).

Wesentliche Charakteristika: ● Hut meist < 2 cm breit; ● junge Fruchtkörper mit reichlicher weißlicher Velipellis; ● dickliche Lamellen; ● Stiel oben rosalich-rötlich unter dichter weißlicher Überfaserung; ● lange, schmale Caulozystiden mit welligen Wänden; ● kalkliebend; ● Standort bei Nadelbäumen, am häufigsten bei *Pinus*.

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

- ***Inocybe astraiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch stabilere, meist größere Fruchtkörper mit größeren Hüten, starkes Ausblassen der Hutfarbe zum Rand hin, im Durchschnitt kleinere Sporen und größere Hymenialzystiden – siehe weiter oben.
- ***Inocybe fuscidula*** Velen.: u.a. am Apex nicht deutlich rosalich-rötliche Farbe im Stiel(fleisch), deutlich kleinere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Velenovský (1920-22), Kuyper (1985).
- ***Inocybe hypophaea*** Furrer-Ziogas: u.a. durch größere Hüte, fehlende dichte weißliche Velipellis, am Apex nicht deutlich rosalich-rötliche Farbe im Stiel(fleisch), im Durchschnitt breitere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Furrer-Ziogas (1952), Kühner (1955).
- ***Inocybe lechiana*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch spärliche grauliche Velipellis, oft fast schwärzlich braune Hutmitte, im Durchschnitt schmalere Sporen, kürzere Hymenialzystiden – siehe weiter unten.

- ***Inocybe nemorosa*** (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch fehlende dichte weißliche Velipellis, kürzere Hymenialzystiden, Standort bei Laubbäumen – vgl. Heim (1931), Grund & Stuntz (1968).
- ***Inocybe nitidiuscula*** (Britzelm.) Lapl.: u.a. durch größere Hüte, rötlichere Hutfarbe, fehlende dichte weißliche Velipellis, im Durchschnitt größere Sporen, meist sich oben stark verengende Hymenialzystiden – vgl. Britzelmayr (1891), Stangl (1983), Kuyper (1986), Stangl (1989), Marchetti et al. (2014).
- ***Inocybe parvipileus*** E. Ludw.: u.a. durch deutlich größere und schmalere Sporen, längere und schlankere Hymenialzystiden mit langem Fuß – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe pseudofuscidula*** E. Ludw.: u.a. durch spärliche, leicht grauliche Velipellis, fehlende rosalich-rötliche Farbe am Stiel und im Stielfleisch, im Durchschnitt größere Sporen, Standort bei *Salix* und anderen Laubbäumen (Holotyp und eigene Kollektion) – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe virgatula*** Kühner: u.a. durch größere Hüte, fehlende dichte weißliche Velipellis, am Apex nicht deutlich rosalich-rötliche Farbe im Stiel(fleisch), im Durchschnitt breitere Sporen und kürzere Hymenialzystiden – vgl. Kühner (1955).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. nemorosa,* deren ITS eine Übereinstimmung von 93 % aufweist. Eine weitere Nachbarart ist *I. astraiana* mit 92 % Ähnlichkeit.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. fuscidula*, *I. hypophaea*, *I. nitidiuscula*, *I. parvipileus*, *I. pseudofuscidula*, *I. virgatula.* Zusätzlich: Sequenzen einer Original-Kollektion (det. D.E. Stuntz) von *I. nemorosa* (R. Heim) Grund & D.E. Stuntz (MH586780 (ITS1)/ MH586817 (ITS2)).

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

Tafel 13, Abb. 10

MycoBank-Nummer: MB 833596. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512330.

Etymologie: „lechiana“, da die Art mehrfach am Ufer des Lech gefunden wurde.

Holotyp: Österreich, Tirol, Reutte, Nähe Rieden, ÖK25V 2215-West, 860 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Juniperus* spec., 18. Sep. 2018, leg. D. Bandini (Holotyp SMNS-STU-F-0901268, BAN2834; Isotypen DB18-9-18-26, TUR-A 208605).

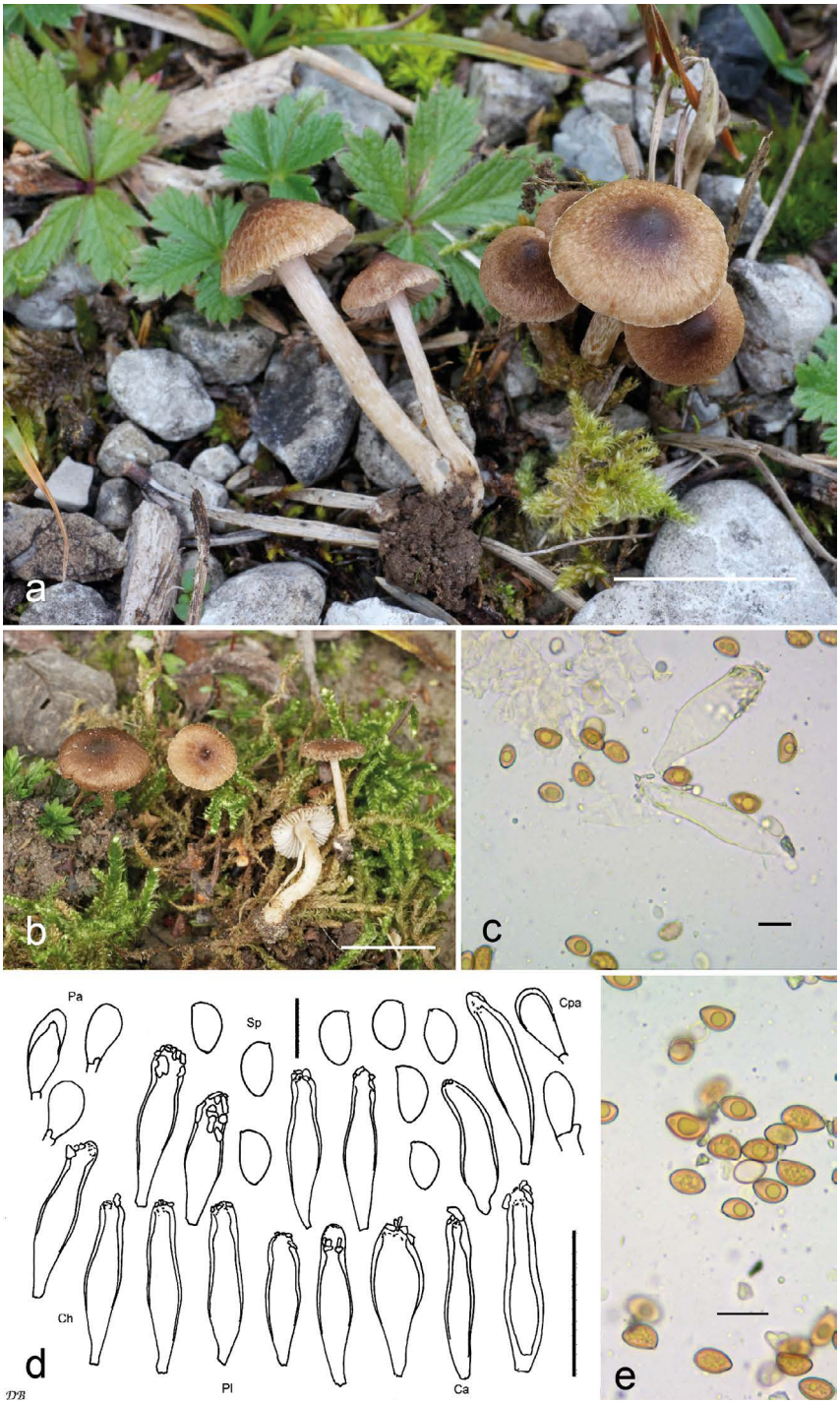
Diagnosis: *Inocybe lechiana* is a very small species with smooth, innately fibrillose to finely tomentose pileus surface, faint greyish velipellis, usually rather strong colour-contrast in the pileus, rather distant thickly lamellae, a stipe that is thickly covered with whitish tissue, smooth spores, measuring 8.1-11.1 µm (av. 9.5 µm) × 4.9-6.6 µm (av. 5.7 µm), rather short and mostly (sub)cylindrical to (sub)utriform hymenial cystidia, measuring 30-66 µm (av. 47 µm) × 7-18 µm (av. 12 µm), growing on calcareous soil.

By these combined characteristics and by ITS sequence data it can be distinguished from on first sight somewhat similar and other species. No genetically closely neighboured species is known yet.

Beschreibung

Hut 5-10 mm breit, anfangs (sub)konisch, später breit konvex oder ausgebreitet, oft mit ausgeprägtem breitem Buckel, manchmal aber auch in der Mitte eingedrückt, Rand erst schwach eingebogen oder nach unten gebogen, dann weiterhin nach unten gebogen oder eben; junge Fruchtkörper mit oft nur schwach sichtbaren Resten einer graulichen Velipellis; Farbe blass kaffeebraun, braun bis dunkelbraun (Mu 10YR 5/4-5/8, 4/3-4/6, 3/3-3/6; 7.5YR 5/4, 4/4), meist dunkler bis beinahe schwärzlich braun in der Hutmitte; Oberfläche glatt bis fein eingewachsen faserig oder feinfilzig mit angedrückten Fasern; junge Fruchtkörper mit feiner weißlicher Cortina. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 15-30, l = 1-3), dicklich, (schmal) angewachsen, bauchig, anfangs weißlich, später graulich bis ockerbräunlich oder graubräunlich; Schneide unregelmäßig, gezähnelt, weißlich bis concolor. **Stiel** 15-30 × 1-3 mm, zylindrisch oder gebogen, nicht selten sich zum Apex hin verdickend, anfangs dicht gänzlich weißlich überfasert, später netzartig oder genattert, anfangs schmutzig beige, dann fleischfarben bis blass bräunlich; nur ganz oben bereift. **Fleisch** weißlich in Hut und Stiel. **Geruch** spermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun mit rötlicher Nuance (Mu 7.5YR 3/2-3/4; 5YR 3/2-3/4), Lamellen und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,1-9,5-11,1 µm (SD 0,7 µm) × 4,9-5,7-6,6 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,4-1,7-1,9 (SD 0,1) (n = 120 von 3 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid, mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut bis akut, aber auch subobtus, mit undeutlichem Keimporus. **Basidien** 25-28 × 7-9 µm, im allgemeinen 4-sporig, selten auch 2-sporig. **Pleurozystiden** 30-47-66 µm (SD 7 µm) × 7-12-18 µm (SD 2 µm); Q = 2,6-4,2-6,6 (SD 0,9) (n = 45 von 3 Koll.), meist (sub)zylindrisch oder (sub) utriform, manchmal auch subclavat, in der Regel mit nur kurzem oder auch keinem Hals, aufgrund sich abrupt verdickender Zystidenwände oben oft leicht verengt erscheinend, zuweilen schwach wellig, am Apex weit, mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 2,5 (3,0) µm am Apex dick, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; zuweilen mit blassem amorphem Inhalt gefüllt. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber zuweilen variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, dünnwandigen oder schwach verdickten Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-10 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, 35-55 × 10-15 µm, (sub)zylindrisch, (sub)utriform, aber oft irgendwie deformiert, im allgemeinen mit kurzem Hals und kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 1,5 µm am Apex dick, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit subclavaten, farblosen, dünnwandigen bis leicht verdickten Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.



Tafel 13 – *Inocybe lechiana*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901268); b DB22-9-15-16; c Cheilozystiden (DB22-9-15-16); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901268); e Sporen (DB22-9-15-16).

Abb. 10 – *Inocybe lechiana*, DB12-9-18-9.

Habitat & Verbreitung

Inocybe lechiana ist kalkhold und wächst offenbar sowohl an feuchteren wie an trockenen Standorten. Bei allen Fundorten waren Nadelbäume, *Pinus* oder *Picea*, in der Nähe. Bisher ist die Art lediglich aus den Alpen und dem Alpenvorland in Deutschland und Österreich bekannt. In GenBank sind entsprechend nur aus Deutschland (KF000663, KF000664, KF000669 und KF000684) und Österreich (EF644132) Sequenzen veröffentlicht worden, in UNITE findet sich zu diesem Arten-Clade keine UDB-Sequenz.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Füssen, TK25 8430/1, 800 m ü. NN, *Betula pendula*, *Picea abies*, *Populus* spec., 22. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB22-9-15-16). – Bayern, Weilheim-Schongau, Wessobrunn, NSG Paterzeller Eibenwald, TK25 8132/1, 700 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, *Alnus incana*, 12. Sep. 2016, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB12-9-16-10).

Österreich, Tirol, Reutte, Tannheimer Tal, Nähe Grän, ÖK25V 2214-Ost, 1200 m ü. NN, feuchter Graben mit *Picea abies*, *Alnus incana* 16. Sep. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB16-9-16-10). – Tirol, Reutte, Weißenbach, Lechufer, ÖK25V 2215-West, 760 m ü. NN, *Salix* spec., *Pinus sylvestris*, 18. Sep. 2016, leg. D. Bandini;

det. D. Bandini & B. Oertel (DB18-9-16-37). – Tirol, Reutte, Rieden, ÖK25V 2215-West, 860 m ü. NN, *Picea abies*, *Salix* spec., *Fraxinus excelsior*, 12. Sep. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB12-9-18-9). – Tirol, Reutte, Rieden, Lechaue, ÖK25V 2215-West, 870 m ü. NN, *Pinus sylvestris*, *Juniperus* spec., 19. Sep. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB19-9-18-25).

Wesentliche Charakteristika: ● kleine Fruchtkörper (Hut bis 1 cm); ● meist deutlicher Farbkontrast durch dunkle Hutmitte; ● dickliche, eher entfernt stehende Lamellen; ● Stiel dicht weißlich überfasert, daher später genattert oder netzartig; ● Hymenialzystiden im Durchschnitt < 50 µm und oft mit zum Apex hin abrupt verdickten Wänden; ● kalkliebend.

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

- ***Inocybe brunneoatra*** (R. Heim) P.D. Orton: u.a. durch größere Fruchtkörper, nicht geschlossen faserige, sondern aufbrechende Hutoberfläche, keine netzigen oder genatterten Überfaserungsreste am Stiel, eng stehende Lamellen, schmalere, ungewöhnlich geformte Sporen und deutlich längere und breitere und außerdem nicht (sub)zylindrische Hymenialzystiden – vgl. Heim (1931).
- ***Inocybe fuscidula*** Velen.: u.a. durch größere Fruchtkörper, fehlenden Farbkontrast im Hut, keine netzigen oder genatterten Überfaserungsreste am Stiel, deutlich kleinere Sporen, größere Hymenialzystiden – vgl. Velenovský (1920-22), Kuyper (1985).
- ***Inocybe hypophaea*** Furrer-Ziogas: u.a. durch größere Fruchtkörper, fehlenden Farbkontrast im Hut, keine netzigen oder genatterten Überfaserungsreste am Stiel, im Durchschnitt schmalere Sporen, größere Hymenialzystiden – vgl. Furrer-Ziogas (1952), Kühner (1955).
- ***Inocybe parvipileus*** E. Ludw.: u.a. durch fehlenden Farbkontrast im Hut, schlankere Sporen, größere Hymenialzystiden – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe phaeodisca*** Kühner: u.a. durch größere Fruchtkörper, am Apex rosalich-rötlichen Stiel, größere Hymenialzystiden – vgl. Kühner (1955).
- ***Inocybe pseudofuscidula*** E. Ludw.: u.a. durch größere Fruchtkörper, fehlenden Farbkontrast im Hut, keine netzigen oder genatterten Überfaserungsreste am Stiel, im Durchschnitt längere Sporen, größere Hymenialzystiden – vgl. Ludwig (2017).
- ***Inocybe pseudorubens*** Carteret & Reumaux: u.a. durch weißliche Velipellis, oft aufschuppende Hutoberfläche, fusiforme Hymenialzystiden, schmalere Sporen – vgl. Carteret & Reumaux (2001).
- ***Inocybe virgatula*** Kühner: u.a. durch größere Fruchtkörper, fehlenden Farbkontrast am Hut, keine netzigen oder genatterten Überfaserungsreste am Stiel, im Durchschnitt schmalere Sporen, größere Hymenialzystiden – vgl. Kühner (1955).

DNA-Sequenz: Bis jetzt sind zu *I. lechiana* keine nahen genetisch verwandten Arten bekannt. Die DNA-analytisch ähnlichsten Taxa sind *I. submuricellata* var. *stenospermina* Grund & D.E. Stuntz mit 84 % und *I. leptocystis* G.F. Atkinson mit 83 % Übereinstimmung.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. fuscidula*, *I. hypophaea*, *I. parvipileus*, *I. pseudofuscidula*, *I. pseudorubens*, *I. virgatula.*

Inocybe mimeana Bandini & B. Oertel spec. nov.

Tafel 14

MycoBank-Nummer: MB 833597. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512323.

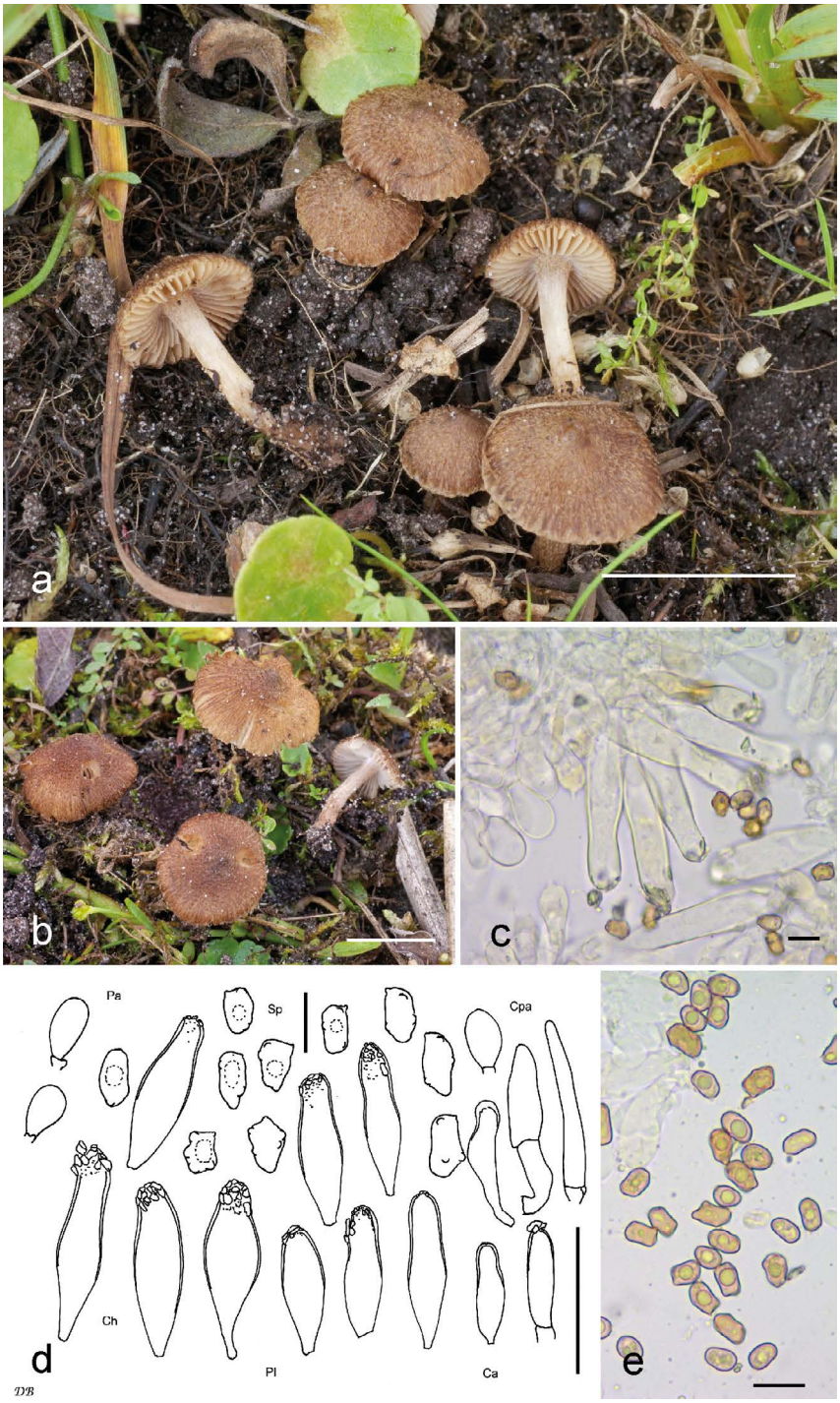
Etymologie: „mimeana“ nach dem Zwerg Mime in der Oper Rheingold von Richard Wagner, wegen der kleinen Größe der Fruchtkörper.

Holotyp: Niederlande, Friesland, Ameland, Hollum, in der Nähe der Jan Roepeheide, 4 m ü. NN, *Salix caprea*, *Salix repens,* 4. Sep. 2018, leg. D. Bandini (SMNS-STU-F-0901242, BAN2840; Isotypen DB4-9-18-8, AH 46942, L, TUR-A 208606).

Diagnosis: *Inocybe mimeana* is morphologically and molecularly most closely related to *I. kittilensis* and *I. acutoides*, but can be distinguished from both e.g. by smaller basidiomata, squamulose to subquarrose pileus, on average smaller spores, measuring 7.1-9.9 µm (av. 8.5 µm) × 4.9-6.5 µm (av. 5.6 µm), and shorter hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 37-70 µm (av. 53 µm) × 10-26 µm (av. 15 µm). It differs from these and other somewhat similar species also by molecular data.

Beschreibung

Hut 5-15 (20) mm breit, anfangs halbrund, dann breit konvex bis ausgebreitet, in der Regel mit mehr oder weniger abgegrenztem, aber nicht ausgeprägtem, niedrigem, breitem Buckel, Rand anfangs zuweilen erst schwach eingebogen, dann nach unten gebogen; auch bei jungen Exemplaren keine Velipellis festgestellt; Farbe nussbraun, trüb braun, im Alter auch beinahe ockerbraun (Mu 7.5YR 4/4-4/6; 10YR 4/4-4/6, 5/6-5/8), im allgemeinen am Buckel dunkler braun; Oberfläche anfangs fein bis dicht- oder feinwollig filzig, meist dann außerhalb des Zentrums fein aufschuppend, teilweise mit abstehenden kleinen Faserbündelchen, und zum Rand hin (eingewachsen) faserig bis rimos; junge Fruchtkörper mit reichlicher spinnwebartiger schwach milchkaffeebrauner Cortina, und daher am Rand zuweilen heller; der Hutrand ist oft leicht gezähnelt. **Lamellen** eher entfernt stehend (ca. 30-40, l = 1-2), dicklich, breit angewachsen, mit oder ohne schwach herablaufenden Zahn, bauchig, erst weißlich, dann blass strohfarben, blass ockerlich bis bräunlich mit schwacher Rotnuance; Schneide grob gezähnelt, weißlich bis concolor. **Stiel** 15-25 × 1-2 mm, zylindrisch oder sich leicht nach unten zu verdickend, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später streifig oder kahl, anfangs beige, später blass fleischfarben oder schwach



Tafel 14 – *Inocybe mimeana*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901242); b DB4-9-18-5; c Cheilozystiden (SMNS-STU-F-0901242); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901242); e Sporen (SMNS-STU-F-0901242).

bräunlich, bei älteren Exemplaren in der unteren Hälfte dunkler; nur ganz oben bereift. **Fleisch** wässrig weißlich im Hut, im Stiel erst weißlich, dann bräunlich, auch in der Stielbasis. **Geruch** unauffällig, im Schnitt schwach erdig. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun mit schwacher Rotnuance (Mu 7/5YR 3/2; 5YR 3/2-3/3), Lamellen und Stiel etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 7,1-8,5-9,9 µm (SD 0,6 µm) × 4,9-5,6-6,5 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,2-1,5-1,9 (SD 0,1) (n = 200 von 5 Koll.), höckerig, oft länglich oder beinahe rechteckig, mit 7-11 oft unterschiedlich, oft aber nur sehr schwach vorragenden, meist obtusen, selten subakuten Höckern, manchmal auch beinahe glattsporig bis entolomoid. **Basidien** 24-29 × 7-9 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 37-53-70 µm (SD 6 µm) × 10-15-26 µm (SD 3 µm); Q = 2,1-3,8-6,6 (SD 0,7) (n = 75 von 5 Koll.), meist (sub) utriform, auch subfusiform, manchmal auch subzylindrisch oder (sub)clavat, meist mit nur angedeutetem oder kurzem Hals, am Apex weit, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände in der Regel bis 1,5 (2,0) µm am Apex dick, manchmal am Apex aber auch bis 3,5 µm dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber etwas variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten oder (sub)zylindrischen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-12 µm breiten, zumeist mit braunem bis dunkelbraunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 30-55 × 10-15 µm, (sub)utriform, (sub)zylindrisch oder auch (sub)clavat, Apex selten mit Kristallen, Wände bis 1,5 µm am Apex dick, blass gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe mimeana wurde bislang nur auf der niederländischen Insel Ameland gefunden, in unmittelbarer Nähe von kleineren in Dünennähe gelegenen Teichen, deren Ufer mit *Salix repens* und *Salix caprea* bewachsen waren. Die Pilze wuchsen sehr versteckt unter den Zweigen der niedrigen Kriechweiden in schattigem, feuchtem sandigen Grund. Es sind keine Sequenzen in UNITE oder GenBank veröffentlicht, die zu dieser Art passen.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Niederlande, Friesland, Ameland, Hollum, nahe Fahrradweg nach Ballum, 3 m ü. NN, *Salix caprea*, *Salix repens*, 4. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB4-9-18-4). – Ibidem, in einigen hundert Metern Entfernung, 3 m ü. NN, *Salix caprea*, *Salix repens*, 4. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB4-9-18-5). – Ibidem, in ca. 50 m Entfernung zum vorigen Standort, 3 m ü. NN, *Salix caprea*, *Salix repens*, 4. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB4-9-18-6). – Friesland, Ameland, Ballum, nahe Flugplatz, 4 m ü. NN, *Salix caprea*, *Salix repens*, 4. Sep. 2018, leg./det. D. Bandini (DB4-9-18-7). – Friesland, Ameland, Hollum, nahe Leuchtturm, 2 m ü. NN, *Salix caprea*, *Salix repens*, 1. Sep. 2019, leg. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB1-9-19-1).

Wesentliche Charakteristika: ● kleine Fruchtkörper (< 2 cm); ● meist fein aufschuppende Hutoberfläche; ● Sporen höckerig, meist länglich, im Durchschnitt nur um 8,5 µm; ● im Durchschnitt recht kurze Hymenialzystiden (< 55 µm) mit höchstens kurzem weiten Hals; ● Habitat feucht mit *Salix*, Dünennähe.

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

- ***Inocybe acuta*** Boud.: u.a. durch größere Fruchtkörper, spitzen Hutbuckel, dunklere Hutfarbe, knollige Stielbasis, deutlich größere Sporen – vgl. Boudier (1917), Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe acutoides*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch größere Fruchtkörper, spitzen Hutbuckel, nicht typisch aufschuppende Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden – vgl. Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe borealis*** M. Lange: u.a. durch größere Fruchtkörper, im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden, Standort zumeist mit *Picea abies* und *Betula* – vgl. Lange (1957).
- ***Inocybe bufonia*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch größere Fruchtkörper, oft warzige Hutmitte, im Durchschnitt breitere Sporen und größere Hymenialzystiden, borealen, hochmontanen bis subalpinen feuchten Standort zumeist mit *Picea abies* – vgl. Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe curvipes*** P. Karst.: u.a. durch größere Fruchtkörper, subclavate bis (fast) ovoide Hymenialzystiden meist mit typischer abgerundeter Spitze und größere Sporen mit typischer „Gummibärchen"form – vgl. Karsten (1890), Stangl (1989).
- ***Inocybe kittilensis*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch größere Fruchtkörper, prominenten Buckel, dunklere, nicht aufschuppende Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe lapponica*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch mehr oder weniger spitzen Hutbuckel, eher fibrillose Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und längere Hymenialzystiden – vgl. Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe paludicola*** Kokkonen & Vauras: u.a. durch größere Fruchtkörper, nicht typisch aufschuppende Hutoberfläche, im Durchschnitt größere Sporen und längere Hymenialzystiden, Habitat in mesotrophen bis eutrophen Mooren u.a. bei *Pinus sylvestris* – vgl. Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe paludosella*** G.F. Atk.: u.a. durch größere Fruchtkörper, ausgeprägten Buckel, rimose Hutoberfläche, deutlich größere Sporen – vgl. Atkinson (1918).
- ***Inocybe porcorum*** Vauras & Kokkonen: u.a. durch größere Fruchtkörper, größere Sporen und größere Hymenialzystiden, Standort bei *Pinus sylvestris* oft auf trockenen Heideflächen – vgl. Kokkonen & Vauras (2012).
- ***Inocybe pseudoteraturgus*** Vauras & Kokkonen: u.a. durch größere Fruchtkörper, im Durchschnitt längere und deutlich breitere Sporen und längere und schlankere

Hymenialzystiden, Habitat mit *Pinus sylvestris* und/oder *Picea abies* – vgl. Kokkonen & Vauras (2012).

- ***Inocybe purpureobadia*** Esteve-Rav. & A. Caball.: u.a. durch oft sehr dunkle Hutfarbe, grauliche Velipellis, zumindest am Apex zart rötlich oder violettlich getönte(s) Stielfarbe/Stielfleisch, größere und weniger höckerige Sporen, Standort bei *Pinus sylvestris,* bzw. *Quercus ilex* – vgl. Esteve-Raventós & Caballero Moreno (2009).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. kittilensis*, deren ITS eine Übereinstimmung von 90 % aufweist. Eine weitere Nachbarart ist mit einer ITS-Übereinstimmung von 89 % *I. acutoides*.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. acutoides*, *I. borealis*, *I. bufonia*, *I. kittilensis*, *I. lapponica*, *I. paludicola*, *I. paludosella*, *I. porcorum*, *I. pseudoteraturgus*, *I. purpureobadia.*

Inocybe perchtana Bandini & B. Oertel spec. nov.

Tafel 15, Abb. 11-12

MycoBank-Nummer: MB 833598. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512326.

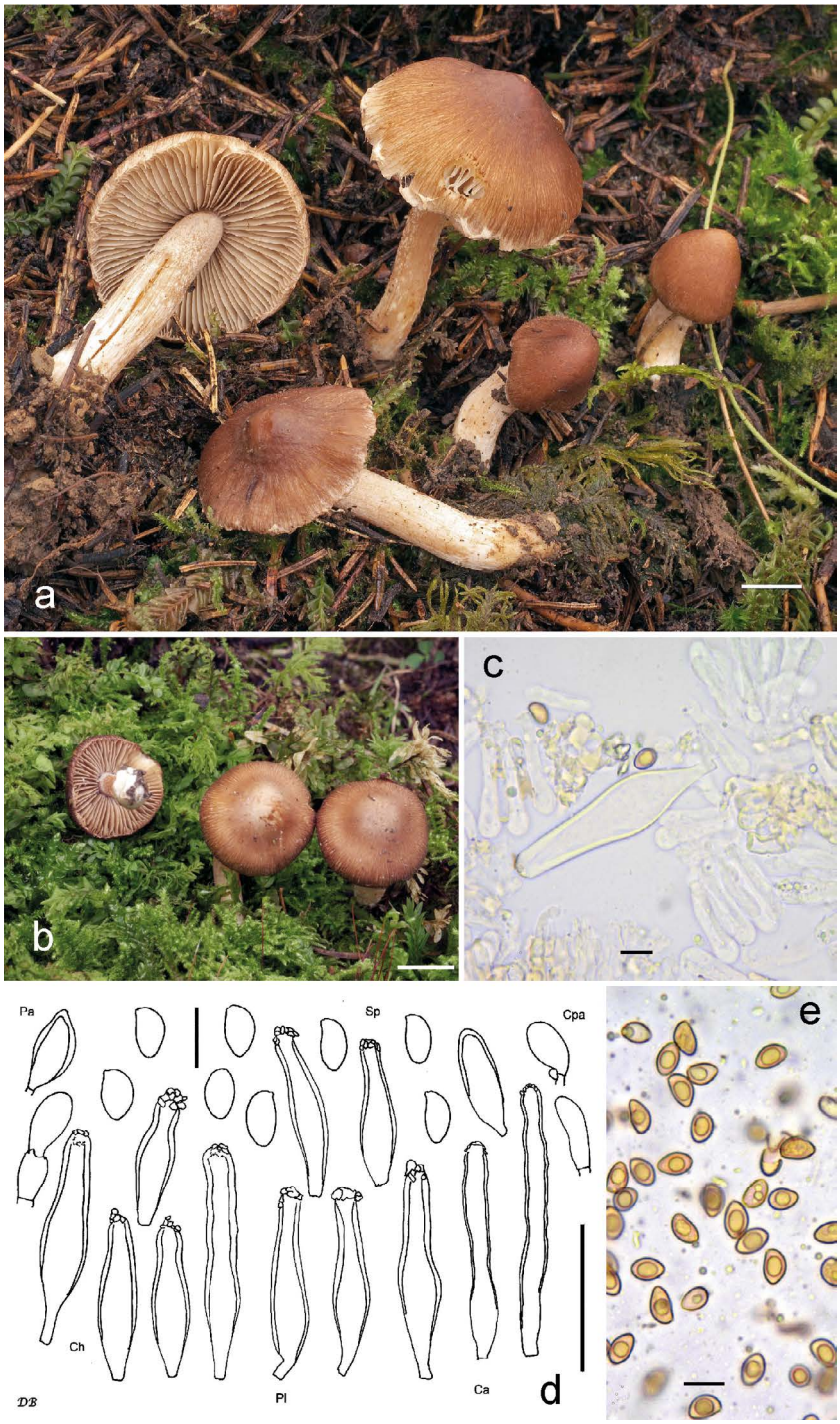
Etymologie: „perchtana“ nach der Waldfee Perchta, da die Art in dichten Wäldern gefunden wurde.

Holotyp: Österreich, Tirol, Reutte, Tannheimer Tal, Nähe Tannheim, ÖK25V 2214-West, 1250 m ü. NN, *Picea abies*, 21. Sep. 2016, leg. D. Bandini (Holotyp SMNS-STU-F-0901245, BAN2843; Isotypen DB21-9-16-18, AH 46943, TUR-A 208607).

Diagnosis: *Inocybe perchtana* is a rather stout species with red(dish)-brown pileus, glabrous to finely rimulose surface with whitish velipellis, entirely pruinose stipe, reddening flesh in the stipe, rather small smooth spores, measuring 7.0-10.2 µm (av. 8.6 µm) × 4.5-6.4 µm (av. 5.3 µm), sublageniform, (sub)utriform oder (sub)fusiform pleurocystidia often with rather long neck, measuring 36-78 µm (av. 62 µm) × 9-20 µm (av. 14 µm) and long and slim caulocystidia with undate walls. By these combined characteristics and by ITS sequence data it can be distinguished from the genetically most closely related species *I. erythospilota* as well as from other somewhat similar species.

Beschreibung

Hut 20-40 mm breit, zunächst (fast) glockig oder (sub)konisch, dann breit konvex oder ausgebreitet, anfangs zuweilen ohne, dann oft mit mehr oder weniger ausgeprägtem breitem Buckel, Rand erst eingebogen oder nach unten gebogen, dann weiterhin nach unten gebogen, eben oder auch nach oben gebogen, und dann um die Mitte herum vertieft; junge Fruchtkörper mit Resten einer weißlichen Velipellis, die entweder



Tafel 15 – *Inocybe perchtana*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901245); b DB21-9-18-22; c Cheilozystide (SMNS-STU-F-0901245); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901245); e Sporen (DB21-9-18-27).

Abb. 11 – *Inocybe perchtana*, DB7-9-17-18.

Abb. 12 – *Inocybe perchtana*, DB24-9-15-26.

schnell verschwindet oder aber auch bei älteren Fruchtkörpern noch als Fleck in der Hutmitte, bzw. als weißlicher Behang am Hutrand sichtbar ist; Farbe meist rötlich- bis rotbraun in unterschiedlicher Intensität (Mu 2.5YR 3/4-3/6; 5YR 4/4-4/6; 7.5YR 4/4-4/6), oft etwas heller in der Mitte; Oberfläche anfangs glatt bis sehr feinfilzig, später zum Rand hin fein rimulos, selten leicht warzig in der Hutmitte; Rand zuweilen mit Resten der Velipellis behangen. **Lamellen** normal stehend (ca. 40-60, l = 1-3), angewachsen, zuweilen mit herablaufendem Zahn, eben bis (wenig) bauchig, anfangs weißlich bis beige, später bräunlich bis rotbraun oder rostig braun; Schneide gezähnelt, weißlich bis concolor. **Stiel** 25-50 × 2-6 mm, zylindrisch oder gebogen, oft sich leicht zur Basis hin verdickend, Basis in der Regel nicht knollig, anfangs gänzlich weißlich überfasert, später streifig oder glatt, anfangs beige, dann fleischfarben oder rötlich-bräunlich; auf ganzer Länge bereift, aber manchmal nur sehr spärlich in der unteren Stielhälfte. **Fleisch** bei vielen Fruchtkörpern im Stiel bei Beschädigung oder im Schnitt leicht rötend. **Geruch** aromatisch bis subspermatisch, zumindest im Schnitt. **Farbe des Exsikkats:** Hut graubraun, braun mit graulicher Note, braun, aber auch dunkel rötlich braun (Mu 7.5YR 4/2; 10YR 4/3-4/4, 3/3-3/4; 2.5YR 2.5/2-2.5/4), Lamellen und Stiel heller, Stiel oft mehr oder weniger rötend beim Trocknen.

Sporen 7,0-8,6-10,2 µm (SD 0,6 µm) × 4,5-5,3-6,4 µm (SD 0,3 µm); Q = 1,3-1,6-1,9 (SD 0,1) (n = 200 von 5 Koll.), glatt, (sub)amygdaloid bis zuweilen ovoid, manchmal mit schwacher Hilardepression, Apex (sub)obtus, manchmal (sub)akut, selten auch ausgezogen. **Basidien** 25-30 × 7-10 (11) µm, im allgemeinen 4-sporig, manchmal auch 2-sporig, und dann Sporen bis 11,5 µm. **Pleurozystiden** 36-62-78 µm (SD 9 µm) × 9-14-20 µm (SD 2 µm); Q = 2,7-4,4-6,7 (SD 0,9) (n = 75 von 5 Koll.), sublageniform, (sub)utriform oder (sub)fusiform, oft mit ziemlich langem und zuweilen leicht welligem Hals, aber auch mit kurzem Hals, Apex in der Regel weit, im allgemeinen mit ziemlich kurzem Fuß, Apex überwiegend mit Kristallen, Wände bis 2,5 (3,0) µm am Apex dick, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber zuweilen variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen, manchmal auch kettigen (1-2) dünnwandigen oder schwach dickwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-13 µm breiten, oft aber nicht immer mit braunem oder rötlich-bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** hauptsächlich in der oberen Stielhälfte, aber auch – wenn auch zuweilen nur spärlich – in der unteren Stielhälfte, bis 90 µm × 7-10 µm, meist lang und schmal (sub)zylindrisch mit welligen Wänden, am Apex weit, mit kurzem Fuß, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 2,0 µm am Apex dick, gelblich-grünlich mit 3 % KOH; vermischt mit dünnwandigen farblosen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Bisher bekannt von ungefähr 25 eigenen Funden aus Deutschland und Österreich. In GenBank befindet sich eine Sequenz aus Slowenien (HF674581, Ektomy-

korrhiza-Probe von *Fagus sylvatica*) und in UNITE eine Sequenz aus Estland (UDB0304525, Bodenprobe). Alle unsere eigenen Kollektionen waren ausschließlich mit *Picea abies* assoziiert, allerdings stammen sie aus einem geographisch eng umgrenzten Raum. Daher sind mehr Funde aus anderen Gegenden nötig, um die Bandbreite der Begleitbäume von *I. perchtana* zu eruieren.

Weitere untersuchte Kollektionen (Auswahl):

Deutschland, Bayern, Ostallgäu, Achtal Nähe Pfronten, TK25 8429/1, ca. 1100 m ü. NN, *Picea abies*, 24. Sep. 2015, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB24-9-15-26). – Bayern, Ostallgäu, Pfronten, TK25 8429/1, 1250 m ü. NN, *Picea abies*, 21. Sep. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-9-18-28).

Österreich, Tirol, Reutte, Tannheimer Tal, Nähe Grän, ÖK25V 2214-Ost, ca. 1200 m ü. NN, *Picea abies*, 17. Sep. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB17-9-16-17). – Tirol, Reutte, Tannheimer Tal, Nähe Haldensee, ÖK25V 2214-Ost, ca. 1200 m ü. NN, *Picea abies*, 20. Sep. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB20-9-16-21). – Tirol, Reutte, Tannheimer Tal, Nähe Tannheim, ÖK25V 2214-West, ca. 1250 m ü. NN, *Picea abies*, 21. Sep. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-9-16-25). – Tirol, Reutte, Nähe Nesselwängle-Haller, ÖK25V 2214-Ost, ca. 1200 m ü. NN, *Picea abies*, 7. Sep. 2017, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB7-9-17-18). – Tirol, Reutte, Tannheimer Tal, Nähe Tannheim, ÖK25V 2214-West, 1230 m ü. NN, *Picea abies*, 21. Sep. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-9-18-22). – Ibidem, in einiger Entfernung, 1230 m ü. NN, *Picea abies*, 21. Sep. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-9-18-27).

Wesentliche Charakteristika: ● stämmige Fruchtkörper; ● rötlich- bis rotbrauner Hut; ● glatte bis – zum Rand hin – fein rimulose Hutoberfläche; ● weißliche Velipellis; ● auf ganzer Länge, in der unteren Hälfte aber zuweilen spärlich mit metuloiden Zystiden besetzter Stiel; ● Caulozystiden am Apex oft lang und schmal; ● Fleisch vor allem im Stiel sehr oft leicht rötend; ● Sporen verhältnismäßig klein (im Durchschnitt < 9 µm); ● Standort montan, alle eigenen Funde bei *Picea abies*.

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

- ***Inocybe angulatosquamulosa*** Stangl: u.a. durch trüb ockerliche Hutfarbe, durch dunklere Fäserchen gesprenkelte Hutoberfläche, nicht rötendes Stielfleisch – vgl. Stangl (1984).
- ***Inocybe auricomella*** Kühner: u.a. durch kleinere Fruchtkörper, junge Fruchtkörper mit Ockerton in der Hutfarbe, nicht rötendes Stielfleisch, deutlich kürzere Caulozystiden, alpiner Standort, z.B. bei *Salix herbacea* – vgl. Kühner (1988).
- ***Inocybe cuniculina*** Bandini & B. Oertel: u.a. durch fuchsige Hutfarbe, keine weißliche Velipellis, größere Sporen, nicht rötendes Stielfleisch, Habitat in Dünen bei *Salix repens* – siehe weiter oben.

- ***Inocybe erythospilota*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch dunkelbraune Hutfarbe ohne Rottöne, fehlende weißliche Velipellis, nicht gänzlich bereifte Stiele – vgl. Grund & Stuntz (1984).
- ***Inocybe furfurea*** Kühner: u.a. durch weniger robuste Fruchtkörper, oft stark kontrastierende Hutfarbe, keine weißliche Velipellis, aufbrechende oder rissige Hutoberfläche, im Durchschnitt kürzere Sporen und kürzere Hymenialzystiden, anderes Habitat – vgl. Kühner (1955), Bandini et al. (2019a).
- ***Inocybe fuscescentipes*** Kühner: u.a. durch eher trübe ockerlich-braune bis nussbraune oder dunkelbraune Hutfarbe, oft teilweise schwärzende Hüte, nicht rötendes Stielfleisch, im Durchschnitt größere Sporen, Hymenialzystiden mit fein granuliertem Apex – vgl. Kühner (1988).
- ***Inocybe leiocephala*** D.E. Stuntz: u.a. durch nicht rötendes Stielfleisch, größere Sporen, Hymenialzystiden mit fein granuliertem Apex – vgl. Smith & Stuntz (1950), Larsson et al. (2014).
- ***Inocybe leochroma*** Bandini, Vauras & B. Oertel: u.a. durch mehr ockerlich-orangeliche Hutfarbe, grauliche Velipellis, nicht rötendes Stielfleisch, grobe Stielpruina – vgl. Bandini et al. (2019a).
- ***Inocybe pelargonium*** Kühner: u.a. durch mehr ockerlich-orangeliche Hutfarbe, nicht rötendes Stielfleisch, kleinere Sporen, kürzere Hymenialzystiden – vgl. Kühner (1955), Kuyper (1986), Stangl (1989), Bandini et al. (2019a).
- ***Inocybe subbrunnea*** Kühner: u.a. durch nicht rötendes Stielfleisch, im Durchschnitt größere Sporen, Hymenialzystiden mit fein granuliertem Apex – vgl. Kühner (1955), Larsson et al. (2014).
- ***Inocybe vaccina*** Kühner: u.a. durch leuchtendere Hutfarbe, oft aufschuppende Hutoberfläche, kürzere und anders geformte Caulozystiden – vgl. Kühner (1955), Kuyper (1986).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. erythospilota* mit 95 % Übereinstimmung in der ITS.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. angulatosquamulosa*, *I. erythospilota*, *I. furfurea*, *I. fuscescentipes*, *I. leiocephala*, *I. pelargonium*, *I. subbrunnea*, *I. vaccina.*

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

Tafel 16

MycoBank-Nummer: MB 833599. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512327.

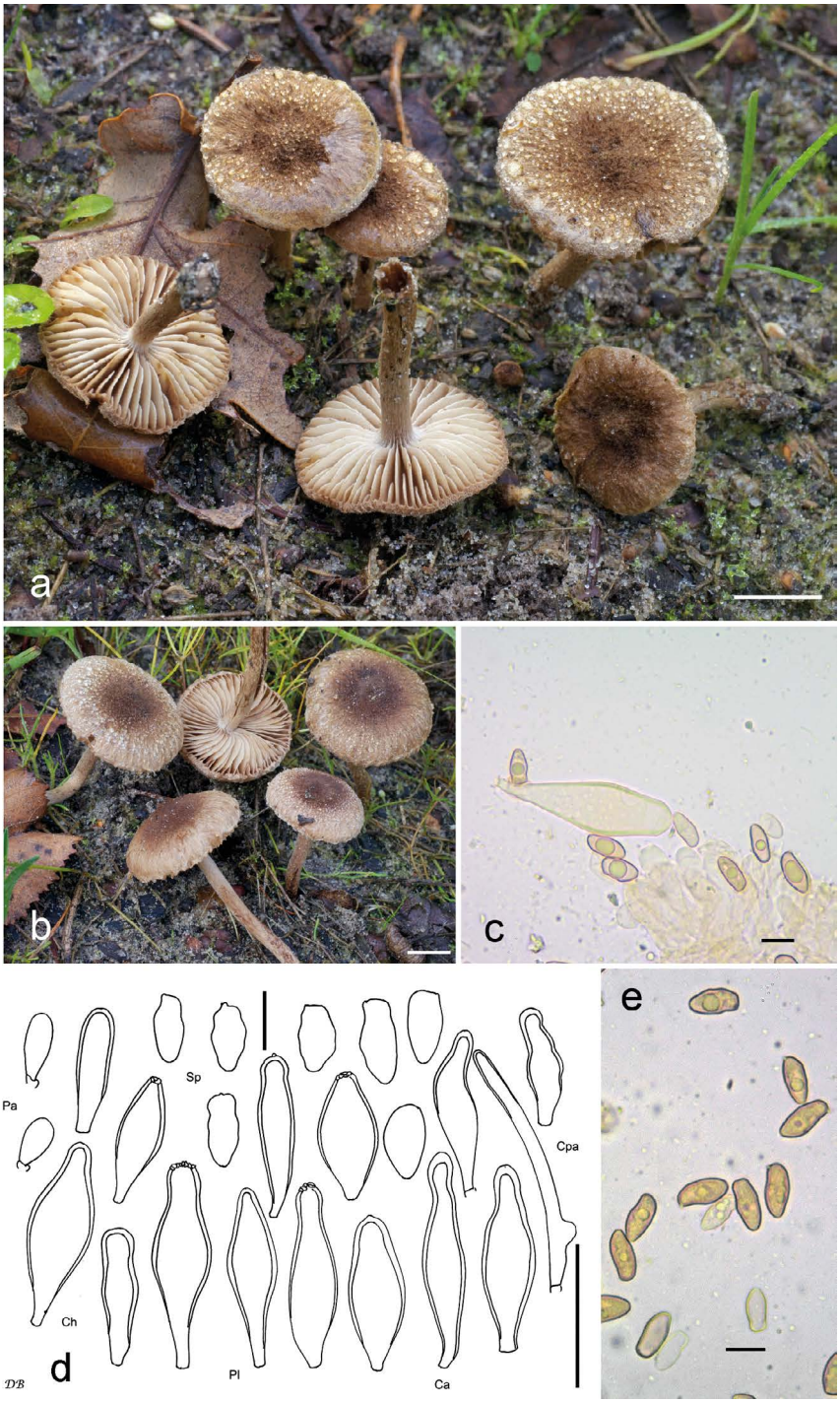
Etymologie: „pluppiana“ wegen der Ähnlichkeit zu dem liebenswürdigen literarischen Troll Plupp, erfunden von der Schwedin Inga Berg, der mit dieser Art seine stämmige Figur und seine Vorliebe für feuchte Habitate teilt.

Holotyp: Niederlande, Drente, Eursinge, 22 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula*, *Pinus sylvestris*, *Quercus robur*, 10. Okt. 2018, leg. D. Bandini (Holotyp SMNS-STU-F-0901254, BAN2820; Isotypen DB10-10-18-3, L, TUR-A 208608).

Diagnosis: *Inocybe pluppiana* is morphologically and genetically related to *I. lacera,* from which species it differs e.g. by smaller but wider spores with undate to (sub) angular walls, measuring 8.9-14.2 µm (av. 11.0 µm) × 4.5-6.3 µm (av. 5.3 µm), and on average shorter hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 38-67 µm (av. 52 µm) × 10-25 µm (av. 17 µm). From *I. helobia* it differs e.g. by stouter and larger basidiomata without pronounced umbo, lanose to (sub)squamulose surface of pileus and on average smaller spores. From this and other somewhat similar species it also differs by ITS sequence data.

Beschreibung

Hut 15-50 mm breit, anfangs subglobos, glockig oder subkonisch, später breit konvex oder ausgebreitet, im allgemeinen ohne oder mit nur niedrigem breiten Buckel, Rand lange eingebogen, dann nach unten gebogen bis eben oder auch nach oben gebogen und dann um die Mitte herum vertieft; oft mit verstreuten Resten einer zuweilen auch bei älteren Exemplaren noch am Rand sichtbaren, weißlichen bis blass graulichen Velipellis; Farbe sehr variabel, hellbraun bis dunkelbraun in unterschiedlichen Nuancen oder graulich braun bis dunkel graubraun (Mu 10YR 5/4-5/8, 4/3-4/6, 3/2-3/6; 7.5YR 4/4-4/6, 3/4), oft mit dem Alter stark zum Rand hin ausblassend und daher mit mehr oder weniger intensivem Farbkontrast, dann oft auch mit dunkleren auf helleren Fäserchen; Oberfläche fibrillos-wollig bis stark und dicht wollig, Fasern meist nicht divergierend, aufgrund von trockener Witterung oder intensiver Sonneneinstrahlung zuweilen in der Hutmitte feldrig aufreißend, nach außen teilweise aufschuppend und am Rand fibrillos; junge Fruchtkörper mit reichlicher beigefarbener bis bräunlicher Cortina. **Lamellen** eher weit stehend (ca. 35-45, l = 1-3), dicklich, breit mit herablaufendem Zahn angewachsen, wenig bauchig, anfangs weißlich, dann beige bis graulich-bräunlich, im Alter auch braun mit rötlich-olivlicher Nuance; Schneide oft unregelmäßig, gezähnelt, weißlich bis concolor, manchmal mit bräunlichen oder rostigen Flecken. **Stiel** 15-40 × 4-15 mm, kräftig und stumpig, zylindrisch oder leicht gebogen, anfangs gänzlich mit feinwolligen weißlichen bis beigefarbenen Fasern bedeckt, später streifig oder glatt, anfangs beige, dann bräunlich bis braun, zur Basis hin später beinahe schwärzlich braun, am Apex beinahe weißlich; nur ganz oben



Tafel 16 – *Inocybe pluppiana*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901254); b DB10-10-18-5; c Cheilozystide (SMNS-STU-F-0901254); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901254); e Sporen (SMNS-STU-F-0901254).

bereift. **Fleisch** im Hut wässrig graulich, mit dem Alter am Rand zuweilen beinahe schwärzlich-bräunlich, im Stiel wässrig braun bis schwärzlich braun, vor allem in der Stielrinde. **Geruch** aromatisch, nicht spermatisch. **Farbe des Exsikkats:** Hut dunkelbraun (Mu 10YR 3/2-3/6, 2/2; 7.5YR 3/2-3/4), Lamellen und Stiel heller, kein deutliches Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 8,9-11,0-14,2 µm (SD 1,0 µm) × 4,5-5,3-6,3 µm (SD 0,4 µm); Q = 1,6-2,1-2,7 (SD 0,2) (n = 120 von 3 Koll.), länglich, in der Regel mit mehr oder weniger welligen oder fast eckigen Wänden, zuweilen laceroid, selten (beinahe) glatt, nicht selten leicht deformiert, meist mit trunkater Basis, oft mit mehr oder weniger ausgeprägter Hilardepression, Apex subakut, subobtus mit undeutlichem Pseudoporus. **Basidien** 25-32 × 7-10 µm, im allgemeinen 4-sporig. **Pleurozystiden** 38-52-67 µm (SD 8 µm) × 10-17-25 µm (SD 3 µm); Q = 2,1-3,2-5,6 (SD 0,7) (n = 45 von 3 Koll.), extrem variabel in der Form, meist (sub)utriform bis (sub)zylindrisch, manchmal bauchig subfusiform oder (sub)clavat, zuweilen deformiert, im allgemeinen ohne oder mit nur kurzem Hals, und am Apex gewöhnlich weit, zuweilen aber mit papillenartigem Apex, ohne oder mit nur kurzem Fuß, Apex in der Regel mit (teilweise sehr fein granulierten) Kristallen, Wände bis 3,0 (3,5) µm am Apex dick, sehr unterschiedlich von Kollektion zu Kollektion, aber meist recht gleichmäßig dick an Bauch und Apex, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber variabler in der Form, manchmal bräunlich bis braun, besonders in der Nähe des Apex; vermischt mit zahlreichen farblosen bis bräunlichen oder gar braunen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 5-15 µm breiten, oft, aber nicht immer mit braunem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis blass bräunlichen Hyphen. **Caulozystiden** nur ganz oben am Stiel, 30-70 × 10-15 µm, oft leicht deformiert subzylindrisch oder subutriform, meist mit welligen Wänden, ohne oder mit nur kurzem Hals und Fuß, meist ohne Kristalle, Wände bis 1,0 µm dick, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Die eigenen Kollektionen stammen aus Deutschland und den Niederlanden und wurden in den Monaten Juni bis Oktober zumeist, aber nicht nur bei *Salix*, oft auch in Verbindung mit *Sphagnum*, gefunden, und zwar oft an feuchten sandigen Wegrändern oder an Teichufern oder auch in feuchten, anmoorigen Dünensenken, aber zuweilen auch an trockeneren Standorten. In UNITE sind eine Fruchtkörper-Sequenz aus Großbritannien (UDB0754132; bei *Salix* und *Phragmites*) und mehrere Bodenproben-Sequenzen aus Estland (UDB054213, UDB054298, UDB055336, UDB068467 und UDB0663203) veröffentlicht worden.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Nordrhein-Westfalen, Kleve, Kevelaer, Wemb, TK25 4403/1, 30 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula*, 13. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-10-18-3). – Ibidem, in einiger Entfernung, 30 m ü. NN, *Salix* spec.,

Betula pendula, 13. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB13-10-18-6). – Ibidem, in einiger Entfernung, 30 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula*, 14. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-10-18-3).

Niederlande, Drente, Kraloo, 15 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula, Quercus robur*, *Pinus sylvestris*, 9. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB9-10-18-8). – Ibidem, in einiger Entfernung, 15 m ü. NN, *Betula pendula, Quercus robur*, *Pinus sylvestris*, 9. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB9-10-18-9). – Ibidem, in einiger Entfernung, alt. 20 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula, Quercus robur*, *Pinus sylvestris*, 9. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB9-10-18-12). – Drente, Eursinge, 22 m ü. NN, *Betula pendula, Quercus robur*, *Pinus sylvestris*, 10. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB10-10-18-5). – Drente, Assen, *Quercus robur*, 3. Okt. 2019, leg. E. Arnolds & D. Bandini; det. D. Bandini (DB3-10-19-9). – Friesland, Ameland, Hollum, nahe Jan Roepespad, 2 m ü. NN, anmooriger sandiger Grund mit *Salix repens, Erica tetralix*, *Vaccinium oxycoccos*, 26. Sep. 2013, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB26-9-13-1). – Ibidem, in einiger Entfernung, 4 m ü. NN, *Salix repens*, 26. Sep. 2013, leg./det. D. Bandini (DB26-9-13-2). – Ibidem, in ca. 100 m Entfernung, 4 m ü. NN, *Salix repens*, 12. Okt. 2014, leg./det. D. Bandini (DB12-10-14-2). – Ibidem, in ca. 300 m Entfernung, 3 m ü. NN, *Salix repens, Erica tetralix*, *Vaccinium oxycoccos*, 14. Jun. 2015, leg./det. D. Bandini (DB14-6-15-2). – Ibidem, in einiger Entfernung, 3 m ü. NN., *Salix repens, Erica tetralix*, *Vaccinium oxycoccos*, 12. Jun. 2016, leg./det. D. Bandini (DB12-6-16-2). – Friesland, Ameland, nahe Flugplatz Ballum, 3 m ü. NN, *Salix repens*, *Erica tetralix*, *Vaccinium oxycoccos*, 20. Jun. 2018, leg./det. D. & G. Bandini; det. D. Bandini (DB20-6-18-1). – Limburg, Bergen, nahe Well, 20 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula*, *Pinus sylvestris*, 14. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-10-18-5). – Limburg, nahe Bergen, 22 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula*, *Pinus sylvestris*, 14. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-10-18-6). – Limburg, Bergen, nahe Afferden, 23 m ü. NN, *Salix* spec., *Betula pendula*, *Pinus sylvestris*, 14. Okt. 2018, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB14-10-18-7).

Wesentliche Charakteristika: ● stabile bis stumpige Fruchtkörper; ● Stiel im Verhältnis zu Hutgröße oft recht kurz; ● meist wollige, oft nach außen stark ausblassende Hutoberfläche; ● weißliche bis blass grauliche Velipellis; ● Sporen zumeist wellig bis fast eckig, im Durchschnitt um 11 µm lang; ● Standort oft mit *Salix* auf (teils anmoorigem) Sandboden, z.B. an Gewässerrändern mit *Sphagnum*.

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

- ***Inocybe bresadolana*** Bon: u.a. durch spitzen Hutbuckel, fibrillose Hutoberfläche, im Durchschnitt deutlich größere und schlankere Sporen – vgl. Bon (1983).
- ***Inocybe helobia*** (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh.: u.a. durch zierlichere und kleinere Fruchtkörper meist mit deutlichem Buckel, feinfilzige bis stark fibrillose

Hutoberfläche, fehlenden Farbkontrast, im Durchschnitt größere Sporen, die leicht wellig, aber auch (fast) glatt oder laceroid sein können – vgl. Kuyper (1986).

- ***Inocybe impexa*** (Lasch) Kuyper: u.a. durch auffällige sich charakteristisch spinnwebartig in der Hutmitte konzentrierende weißliche Velipellis, laceroide und im Durchschnitt größere Sporen sowie längere Hymenialzystiden – vgl. Lasch (1829), Kuyper (1986).
- ***Inocybe lacera*** (Fr. : Fr.) P. Kumm.: u.a. durch weniger starken Farbkontrast in der Hutfarbe, laceroid geformte, im Durchschnitt längere und schmalere Sporen, im Durchschnitt längere Hymenialzystiden – vgl. Fries (1821), Kuyper (1986), Stangl (1989).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist mit 97 % ITS-Übereinstimmung *Inocybe lacera*.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. bresadolana*, *I. helobia.*

Inocybe vestalis Bandini, Weholt & B. Oertel spec. nov.

Tafel 17

MycoBank-Nummer: MB 833600. ITS-LSU GenBank-Akz.-Nr. MN512328.

Etymologie: „vestalis“ wegen der oft reichlichen weißlichen Velipellis, die an den Schleier einer Vestalin erinnert.

Holotyp: Deutschland, Baden-Württemberg, Ortenaukreis, Rohrhardsberg, TK25 7814/4, ca. 1100 m ü. NN, *Picea abies*, *Abies alba*, *Fagus sylvatica*, 21. Jul. 2012, leg. D. Bandini & B. Oertel (Holotyp SMNS-STU-F-0901263, BAN2830; Isotypen DB21-7-12-1, AH 46944).

Diagnosis: *Inocybe vestali*s is related to *I. grammata,* from which species it differs e.g. by smaller basidiomata, velipellis not concentrated in the centre of the pileus, on average smaller spores, measuring 6.7-10.0 µm (av. 7.9 µm) × 4.2-6.7 µm (av. 5.5 µm), and shorter mostly (sub)utriform or (sub)lageniform, occasionally subcapitate hymenial cystidia, pleurocystidia measuring 40-65 µm (av. 52 µm) × 10-21 µm (av. 15 µm), with thinner walls. From this and other somewhat similar species it also differs by ITS sequence data.

Beschreibung

Hut 15-40 mm breit, lange Zeit (sub)konisch, dann ausgebreitet oder verbogen, zunächst ohne, dann mit deutlichem breitem Buckel, Rand erst nach unten gebogen, dann eben, im Alter auch nach oben gebogen, und dann in der Mitte vertieft; junge Fruchtkörper von einer mehr oder weniger dichten weißlichen Velipellis überlagert, die oft auch später noch zumindest am Hutrand sichtbar ist; Farbe ockerlich-bräunlich,

Tafel 17 – *Inocybe vestalis*; a Holotyp (SMNS-STU-F-0901263); b DB15-7-16-1; c Cheilozystide (SMNS-STU-F-0901263); d Mikrotafel vom Holotyp (SMNS-STU-F-0901263); e Sporen (DB21-8-12-7).

haselnussbraun, schwach fuchsig oder warm bernsteinfarben, bis zu braun mit Rotnuance (Mu 5YR 5/6-5/8; 10YR 5/6-5/8; 7.5YR 4/4-4/6), anfangs aufgrund der Velipellis zuweilen fast blass strohfarben oder graulich, im Alter manchmal fast schwärzlich in der Mitte; Oberfläche recht dünn, zunächst glatt und beinahe seidig, später fein rimulos bis rimos, dann mit zuweilen leicht divergierenden Fasern, wodurch die hellere Trama sichtbar wird; klebrig und daher in der Regel mit Erd- und/oder Pflanzenresten behaftet; keine Reste einer Cortina beobachtet. **Lamellen** normal stehend (ca. 40-60, l = 1-3), beinahe frei, bis schmal oder auch breit angewachsen, wenig bauchig, zunächst weißlich, dann graulich, bräunlich oder graulich-bräunlich, zuweilen mit Olivnuance; Schneide schwach gezähnelt, weißlich bis concolor. **Stiel** 20-60 × 2-5 mm, zylindrisch oder verbogen, und/oder sich nach unten zu leicht verdickend, Basis verdickt bis (fast) gerandet knollig, meist tief in der Erde steckend, anfangs dicht weißlich überfasert, später streifig, rosalich-rötlich unter der Überfaserung, auf ganzer Länge bereift. **Fleisch** weißlich im Hut, rosalich-rötlich im Stiel. **Geruch** angenehm süßlich aromatisch, an die Blüten von *Mahonia* erinnernd. **Farbe des Exsikkats:** Hut trüb graulich braun bis dunkel braun (Mu 10YR 4/3–4/6, 3/4–3/6), Lamellen mehr rötlich braun und Stiel concolor oder etwas heller, kein Nachdunkeln oder Schwärzen beim Trocknen.

Sporen 6,7-7,9-10,0 µm (SD 0,7 µm) × 4,2-5,5-6,7 µm (SD 0,5 µm); Q = 1,2-1,5-2,0 (SD 0,2) (n = 200 von 5 Koll.), höckerig, oft gleichmäßig geformt mit 8-12 relativ schwach vorragenden obtusen Höckern, zuweilen aber auch sehr variabel in der Form, manchmal fast dreieckig in der Kontur, und/oder mit einem deutlich vorragenden Höcker. **Basidien** 25-30 × 7-9 µm, im allgemeinen 4-sporig, zuweilen aber auch 2-sporig, dann Sporen deformiert und bis 11,3 µm. **Pleurozystiden** 40-52-65 µm (SD 6 µm) × 10-15-21 µm (SD 2 µm); Q = 2,2-3,5-4,8 (SD 0,5) (n = 75 von 5 Koll.), meist (sub)utriform oder (sub)lageniform, auch subfusiform, oft mit deutlich abgesetztem meist kurzen Hals, zuweilen fast kopfig, in der Form nicht selten an eine Amphore erinnernd, am Apex in der Regel weit, ohne oder mit nur kurzem Fuß oder trunkater Basis, Apex in der Regel mit Kristallen, Wände bis 2,0 (2,5) µm am Apex dick, gelblich-grünlich mit 3 % KOH. **Cheilozystiden** ähnlich in der Größe, aber variabler in der Form; vermischt mit zahlreichen farblosen (sub)clavaten, (sub)zylindrischen oder subglobosen dünnwandigen Parazystiden. **Pileipellis** sich zusammensetzend aus der Epicutis, bestehend aus 4-10 µm breiten, nicht oder nur schwach mit leicht bräunlichem parietalem Pigment inkrustierten Hyphen und der Subcutis mit breiteren und helleren bis farblosen Hyphen. **Caulozystiden** auf ganzer Stiellänge, 40-60 × 10-16 µm, in der Form wie Hymenialzystiden, aber manchmal leicht deformiert und/oder mit welligen Wänden, Wände bis 1,5 µm am Apex dick, gelblich-grünlich mit 3 % KOH, oft mit grünlichen Guttulen gefüllt; vermischt mit (sub)clavaten oder fast runden dünnwandigen Cauloparazystiden. **Schnallen** überall vorhanden.

Habitat & Verbreitung

Inocybe vestalis scheint bergige Gegenden zu bevorzugen, denn lediglich eine Kollektion wurde auf unter 200 m, die anderen aber auf mehr als 600 m ü. NN gefunden.

Bei fast allen Aufsammlungen war *Picea abies* am Standort, bei zwei Kollektionen sogar als einzige Baumart. Wir haben Kollektionen aus Deutschland, Norwegen und Österreich. Eine aus einer *Abies*-Ektomykorrhiza isolierte Sequenz aus Japan ist in GenBank veröffentlicht, die wahrscheinlich *Inocybe vestalis* zuzurechnen ist (AB922911). Aus Estland sind Bodenproben-Sequenzen in UNITE präsentiert worden (UDB0287736, UDB0374367, UDB0158307, UDB0384330, UDB0592928, UDB0593737 und UDB0731634). Mehrere Fundorte mit basischem Boden legen nahe, dass *I. vestalis* kalkhold ist.

Weitere untersuchte Kollektionen:

Deutschland, Baden-Württemberg, Ortenaukreis, Seebach, Weg zum Ruhestein, TK25 7415/1, 920 m ü. NN, *Fagus sylvatica*, *Abies alba*, 15. Jul. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB15-7-16-1). – Baden-Württemberg, Rhein-Neckar-Kreis, Wiesenbach, TK25 6618/2, 180 m ü. NN, *Quercus robur*, *Fagus sylvatica*, *Picea abies*, 7. Aug. 2016, leg. D. Bandini; det. D. Bandini & B. Oertel (DB7-8-16-3). – Bayern, Regen, Lindberg, Zwieslerwaldhaus, Ruckowitzhänge, TK25 6845/4, ca. 900 m ü. NN, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 20. Aug. 2016, leg. D. Bandini, C. Bässler, C. Hahn, J. Christan & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB20-8-16-2). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 900 m ü. NN, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 20. Aug. 2016, leg. D. Bandini, C. Bässler, C. Hahn, J. Christan & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB20-8-16-3). – Ibidem, in einiger Entfernung, ca. 900 m ü. NN, *Picea abies*, *Fagus sylvatica*, 20. Aug. 2016, leg. D. Bandini, C. Bässler, C. Hahn, J. Christan & B. Oertel; det. D. Bandini & B. Oertel (DB20-8-16-12). – Sachsen-Anhalt, Harz, Oberharz am Brocken, Kramershai, TK25 4229/4, ca. 650 m ü. NN, *Picea abies*, 28. Jul. 2012, leg. H. Schubert; det. D. Bandini (DB-28-7-12-h1-Schubert).

Norwegen, Østfold county, Fredrikstad municipality, Tofteberg, *Picea abies*, *Corylus avellana*, *Populus* spec., *Alnus* spec., *Quercus* spec., 3. Jul. 2016, leg. M. Pettersen; det. D. Bandini, B. Oertel & Ø. Weholt.

Österreich, Tirol, Imst, Silz, Kühtai, ÖK25V 2221-Ost, alt. ca. 1600 m ü. NN, *Picea abies*, 21. Aug. 2012, leg./det. D. Bandini & B. Oertel (DB21-8-12-7).

Wesentliche Charakteristika: ● Hüte meist lange (sub)konisch und oft verbogen; ● junge Fruchtkörper mit oft dichter weißlicher Velipellis; ● Stiel dicht weißlich überfasert; ● Sporen verhältnismäßig klein (im Durchschnitt < 8 µm); ● Hymenialzystiden im Durchschnitt < 55 µm, oft in Form einer Amphore und oft mit Guttulen angefüllt; ● Standort bei Nadelbäumen.

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

- ***Inocybe acriolens*** Grund & D.E. Stuntz: u.a. durch zum Rand hin in feine Schüppchen aufbrechende Hutoberfläche, größere Sporen, fusiforme Hymenialzystiden mit engem Hals und deutlich dickeren Wänden sowie stechend aromatischen Geruch – vgl. Grund & Stuntz (1975).

- ***Inocybe entolomatospora*** Bidaud, Ferville & Armada: u.a. durch größere, stabilere Fruchtkörper, weißliche Hutfarbe, kleinere Sporen und kleinere Hymenialzystiden, (sub)spermatischen oder leicht honig-artigen Geruch – vgl. Bidaud et al. (2012).
- ***Inocybe grammata*** Quél.: u.a. durch größere Fruchtkörper, in der Hutmitte zentrierte Velipellis, im Durchschnitt größere Sporen und größere Hymenialzystiden ohne deutlich abgesetzten Hals und mit dickeren Wänden, eher unangenehmen Geruch – vgl. Le Bréton & Quélet (1879), Peck (1898), Stangl (1989), Vauras (1997).
- ***Inocybe grammatoides*** Esteve-Rav., Pancorbo & E. Rubio: u.a. durch dunklere Hutfarbe, im Durchschnitt größere Sporen und längere Hymenialzystiden mit dickeren Wänden und nicht deutlich abgesetztem Hals, Standort oft bei *Salix* auf Sandboden an Gewässern oder mit anderen Laubbäumen (eigene Aufsammlungen) – vgl. Crous et al. (2019).

DNA-Sequenz: Die DNA-analytisch ähnlichste Art ist *I. grammata*, deren ITS eine Übereinstimmung von 85 % aufweist.

Untersuchte Typusbelege und/oder verglichene Typus-Sequenzen von: *I. acriolens*, *I. albodisca* (= *I. grammata*, siehe Vauras 1997), *I. entolomatospora*, *I. grammatoides.*

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. Die hier vorgenommenen Synonymisierungen wurden anhand von Typus-Studien, bzw. im Fall von *I. deborae* anhand einer authentischen Kollektion und soweit möglich auch anhand von Typus-Sequenzen gemacht. *Inocybe helobia* und *I. perlucida* unterscheiden sich deutlich von allen uns bekannten *Inocybe*-Arten. Daher haben wir die zuvor nur als Varietäten beschriebenen Taxa zu Arten erhoben.

Da DNA-Sequenzen, vor allem ITS-Sequenzen, aus der Identifizierung von Pilzen nicht mehr weg zu denken sind, haben wir uns entschlossen, ITS- und partielle LSU-Sequenzen der Typen der neuen Arten zu veröffentlichen, obwohl wir 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 etwa einordnen würden.

Die hier veröffentlichten neuen Arten gehören sämtlich zur früheren Untergattung *Inocybe* der Gattung *Inocybe* (vgl. u.a. Kuyper 1986, Stangl 1989, Bon 1997, 1998). Seit der Publikation von vier weiteren Gattungen der Inocybaceae (*Inosperma*, *Mallocybe*, *Nothocybe* und *Pseudosperma*) entfällt aber nun das Autonym „subgenus *Inocybe*“ (Matheny et al. 2019): Eine Unterteilung von *Inocybe* ss. str. in Untergattungen

wird nun nicht mehr vorgenommen. Die in dieser Arbeit erwähnten Arten gehören also zur neuerdings enger gefassten Gattung *Inocybe,* die sich – von wenigen Ausnahmen abgesehen – durch das Vorhandensein von überwiegend dickwandigen Pleurozystiden auszeichnet (Matheny et al. 2019).

Zwar darf man Sequenzähnlichkeit nicht mit Phylogenie verwechseln, doch legen vorläufige Analysen (unveröffentlicht) nahe, dass etliche der neu beschriebenen Arten morphologisch gut in das Sektionsschema in den Schlüsseln von Bon (1997, 1998) einzuordnen sind, obwohl zahlreiche neue Erkenntnisse und Arten der letzten Jahrzehnte eine Überarbeitung des Bon´schen Systems notwendig machen. Nicht immer finden sich dort gelistete „Nachbar"arten auch phylogenetisch in derselben Sektion bzw. Untersektion (vgl. Bandini et al. 2019b), daher werden im Folgenden nicht alle Arten einer Untersektion zugeordnet.

Inocybe lechiana, ebenso wie *I. pluppiana* und *I. helobia* sind nach dem bisherigen System *Inocybe* sect. *Inocybe* (= *Inocybe* sect. *Lacerae* Fries) zuzuordnen, die hauptsächlich dadurch definiert ist, dass die Caulozystiden entweder überhaupt fehlen sollen oder nur ganz oben am Stiel vorhanden sind. Die letztgenannten beiden Arten gehören zur Untersektion *Lacerinae* (Fr.) Bon, deren Mitglieder nach Definition von Bon (1997) längliche laceroide oder schwach eckige Sporen von mehr als 12 µm Länge besitzen.

Inocybe astraiana, *I. castorina* und *I. laurina* sind *Inocybe* sect. *Tardae* Bon zuzurechnen, die sich durch Caulozystiden im oberen Stielviertel, -drittel oder bis etwa zur Stielmitte auszeichnet. *Inocybe astraiana* und *I. laurina* können in *Inocybe* subsect. *Tardinae* eingruppiert werden, die durch rosalich-rötliches (seltener auch gelblich-orangeliches) Fleisch oben am Stiel charakterisiert ist, während *I. castorina Inocybe* subsect. *Gausapatinae* Bon angehört, deren Stielfleisch blass und deren Hutoberfläche u.a. meist filzig-(fein)wollig ist.

Inocybe amelandica, *I. athenana*, *I. cuniculina* und *I. perchtana* haben bis zur Stielbasis bereifte Stiele und sind damit *Inocybe* sect. *Splendentes* R. Heim ex Singer zuzurechnen, wobei letztgenannte Art unterhalb der Stielmitte oft so spärlich bereift ist, dass sie, wie dies auch bei *I. furfurea* der Fall ist (vgl. Bandini et al. 2019a), auch bei *Inocybe* sect. *Tardae* ausgeschlüsselt werden sollte.

Von den vier höckersporigen Arten gehören drei zu *Inocybe* sect. *Cortinatae* Kühner & Boursier (Bon 1998): *Inocybe digitula, I. globulina* und *I. mimeana*. *Inocybe vestalis* schließlich hat einen auf ganzer Länge bereiften Stiel und ist daher der *Inocybe* sect. *Marginatae* Kühner zuzuordnen.

Einige der neu beschriebenen Arten, vor allem *I. astraiana* und *I. laurina* oder auch *I. globulina,* sind nach der Anzahl der eigenen Funde zu schließen, durchaus häufig (siehe auch Kommentare zu den betreffenden Arten), wurden aber bislang vermutlich aufgrund der früheren Tendenz zu weiten Artkonzepten (z.B. durch Kuyper 1986) anderen Taxa zugerechnet. So wurde *I. astraiana* vermutlich *I. nitidiuscula* und *I. globulina* beispielsweise *I. napipes* oder *I. assimilata* zugerechnet, *I. laurina* dagegen

möglicherweise für *I. nitidiuscula* oder auch *I. fuscidula* gehalten. *Inocybe perchtana*, eine vermutlich weniger häufige Art, könnte bislang mit *I. leiocephala* verwechselt worden sein und *I. digitula* mit *I. napipes* oder *I. goniopusio*.

Andere Arten wachsen auf Sonderstandorten, wie etwa *I. amelandica*, *I. castorina*, *I. cuniculina* oder *I. pluppiana* und sind vermutlich relativ seltene Arten. Dies könnte auch auf *I. athenana* zutreffen, die bislang nur bei *Abies* in einem geographisch relativ eng umgrenzten Gebiet gefunden wurde.

Die hier außerdem porträtierte, sehr wenig bekannte Art *I. involuta* ist offensichtlich eine häufige, aber vermutlich zumeist mit *I. nitidiuscula* verwechselte Art, und die ebenfalls nicht seltene Art *I. goniopusio* wurde vermutlich vor allem deshalb oft verkannt, weil sie durchaus nicht immer violettliche Schattierungen am Stiel zeigt.

Danksagung

Wir bedanken uns für die Ausleihe, Vermittlung oder Überlassung von Typus-Belegen bei den Kuratoren F. Javier Rejos (AH), Henning Knudsen (C), Kathie T. Hodge und Teresa Iturriaga (CUP), Georg Zizka und Christian Printzen (FR), Philippe Clerc (G), Régis Courtecuisse (LIP), Nicolien Sol (L), Dagmar Triebel (M), Lorinda Leonardi (NYS), Ondřej Koukol (PR), Jan Holec (PRM), Mike Thiv und Holger Thüs (STU), Marco Floriani (TR) und Jukka Vauras (TUR-A).

Für die Überlassung oder Leihgaben von Typusbelegen bedankt sich die Erstautorin sehr herzlich bei Xavier Carteret (Chaville, Frankreich), Fernando Esteve-Raventós (Alcalá de Henares, Spanien), Erminio Ferrari (Verbania Suna, Italien), Alain Ferville (Metz, Frankreich), Patrick Reumaux (Paris, Frankreich) und Jukka Vauras (Turku, Finnland). Wir möchten uns weiterhin herzlich beim Regierungspräsidium Karlsruhe und der Verwaltung des Nationalpark Schwarzwald für die finanzielle Unterstützung der Feldarbeit, sowie der Sequenzierung von Arten aus dem Nationalpark Schwarzwald bedanken (Projekt „Pilzflora Wilder See“, Markus Scholler). Claus Bässler vom Nationalpark Bayerischer Wald danken wir für die Finanzierung der Sequenz von *I. perlucida.* 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 das Zeigen von *Inocybe*-Standorten möchten wir uns bei Eef Arnolds (Beilen, Niederlande), Tor Erik Brandrud (Roa, Norwegen), Josef Christan (München), Paul Gerber (Zürich, Schweiz), Dagmar Gödert (Herxheim), Christoph Hahn (Mammendorf), Albin Huber (Ziemetshausen), Maren Kamke (Felm), Roswitha Keuker (Münster), Morten Pettersen (Fredrikstad, Norwegen), Wolfgang Prüfert (Mainz-Gonsenheim), Geert Schmidt-Stohn (Bienenbüttel), Hartmut Schubert (Harzgerode), Heinrich Terlutter (Münster), Harald Villinger (Oberaurach) und Øyvind Weholt (Fredrikstad, Norwegen). Martin Bemmann (Heidelberg) dankt die Erstautorin wie immer herzlich für vielfältige Hilfe.

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

Literatur

Alessio CL, Rebaudengo E (1980) – *Inocybe*, Iconographia Mycologica **29**, Suppl. **3**, Bd. **1** (Generalia et Descriptiones) u. **2** (Tabulae), Tridenti, Trento.

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

Alvarado P, Manjón JL, Matheny PB, Esteve-Raventós F (2010) – *Tubariomyces*, a new genus of Inocybaceae. Mycologia **102(6)**: 1389-1397.

Arnolds E, Chrispijn R, Enzlin R (eds) (2015) – Ecologische Atlas van Paddestoelen in Drenthe, Deel 2, Graslanden, heiden, moerassen en cultuurland. Paddestoelen Werkgroep Drenthe, Drenthe.

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

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

Bandini D, Oertel B, 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.

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.

Beller J (1982) – Novitates – Espèces nouvelles. Documents Mycologiques **12(46)**: 32.

Bidaud A, Ferville A, Armada F (2012) – *Inocybe entolomatospora* sp. nov., espèce proche d'*Inocybe umbratica* Quél. Bulletin Mycologique et Botanique Dauphiné-Savoie **52(207)**: 25-32.

Bizio E, Ferisin G, Dovana F (2017) – *Inocybe costinitii* – A new species from the Istrian coast. Micologia e Vegetazione Mediterranea **31(2)**: 95-102.

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

Bon M (1976) – Novitates. Documents Mycologiques **6(24)**: 41-46.

Bon M (1983) [1982] – Novitates. Documents Mycologiques **12(48)**: 44.

Bon M (1984) – Macromycètes de la zone maritime (8ème supplément), les *Inocybes* sabulicoles. Documents Mycologiques **14(53)**: 9-40.

Bon M (1990a) – Flore mycologique du littoral (5 - *Inocybe*). Documents Mycologiques **20(78)**: 61-67.

Bon M (1990b) – Flore mycologique du littoral (6 - *Inocybe*, 2). Documents Mycologiques **20(79)**: 63-67.

Bon M (1997) – 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.

Boudier E (1917) – Dernières étincelles mycologiques. Bulletin de la Société mycologique de France **33**: 7-22.

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

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

Bruylants J (1970) [1969] – *Inocybe vulpinella* nov. sp. Bulletin de la Société mycologique de France **85**: 341-345.

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

Crous PW, Carnegie AJ, Wingfield MJ et al. (2019) – Fungal Planet Description Sheets: 868-950. Persoonia **42**: 291-473.

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.

Esteve-Raventós F, Caballero Moreno A (2009) – Especies nuevas e interesantes del género *Inocybe* (1). Fungi non Delineati **47**, Edizioni Candusso, Alassio.

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.

Favre J (1960) – Catalogue descriptif des champignons supérieurs de la zone subalpine du parc national Suisse. Ergebnisse der wissenschaftlichen Untersuchungen des schweizerischen Nationalparks [NF] **6**: 323-610, Liestal [Reprint Teufen 1981].

Ferrari, E (2003) – Due interessanti *Inocybe* rinvenute nella Provincia del Verbano-Cusià-Ossola: *I. deborae* sp. nov. e *I. pseudoasterospora* Kühner & Boursier. Rivista Micologica Romana, Bollettino dell`Associazione Micologica ed Ecologica Romana **59-60**: 37-45.

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

Ferrari E (2007) – Tre rare *Inocybe* della zona del passo del Sempione: *Inocybe alboperonata* Kühner, *Inocybe tenuicystidiata* Horak & Stangl, *Inocybe pseudoasterospora* var. *mycenoides* M. Bon & E. Ferrari. Funghi e Ambiente **103-104**: 47-55.

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

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

Furrer-Ziogas C (1952) – Beitrag zur *Inocybe*-Bestimmung. Schweizerische Zeitschrift für Pilzkunde **30(8)**: 121-136.

Gillet CC (1874-1878) – Les Hyménomycètes ou description de tous les champignons qui croissent en France (Alençon).

Grund DW, Stuntz DE (1968) – Nova Scotian *Inocybes*, I. Mycologia **60**: 406-425.

Grund DW, Stuntz DE (1975) – Nova Scotian *Inocybes*, III. Mycologia **67**: 19-31.

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

Grund DW, Stuntz DE (1984) – Nova Scotian *Inocybes*, VIII. Mycologia **76**: 733-740.

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

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

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

Karsten PA (1890) – Fragmenta mycologica 30. Hedwigia **29**: 176-177.

Killermann S (1925) – Pilze aus Bayern. II. Teil. Denkschriften der Bayerischen Botanischen Gesellschaft in Regensburg **16**: 1-156.

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

Kropp BR, Matheny PB, Nanagyulyan SG (2010) – Phylogenetic Taxonomy of the *Inocybe splendens* group and evolution of supersection "*Marginatae*". Mycologia **102**: 560-573.

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

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* 1 Les *Inocybes* goniosporés (Suite). Bulletin de la Société mycologiques de France **48**: 118-161.

Kühner R, Romagnesi H (1953) – Flore Analytique des Champignons Supérieurs. Masson, Paris.

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)**: 1-247.

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

Kuyper TW, Keizer PJ (1992) – Studies in *Inocybe* VI. Persoonia **14(4)**: 441-443.

Lange JE (1917) – Studies in the Agarics of Denmark, Part III, *Pluteus*, *Collybia*, *Inocybe*. Dansk Botanisk Arkiv **2(7)**: 1-50 & pl 1-3.

Lange M (1957) – Macromycetes, Part 3/1, Greenland Agaricales (Pars), Macromycetes Caeteri, 2, Ecological and Plant Geographical Studies. Meddelelser om Grønland **148(2)**: 1-125.

La Rosa A, Bizio E, Saitta A, Tedersoo L (2017) – *Inocybe castaneicolor* (Agaricales, Basidiomycota), a new species in section *Splendentes.* Phytotaxa **316(1)**: 79-87.

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

Lasch WG (1829) – Enumeratio Hymenomycetum pileatorum Marchiae Brandenburgicae, nondum in floris nostratibus nominatorum, cum observationibus in cognitos et novorum descriptionibus. Linnaea **4:** 518-553.

Le Bréton A, Quélet L (1879) – Champignons récemment observés en Normandie, aux environs de Paris et de La Rochelle, en Alsace, en Suisse et dans les montagnes du Jura et des Vosges. Bulletin de la Société des Amis des Sciences naturelles du Musée de Rouen **15**, série **II**: 151-194.

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

Marchetti M, Franchi P (2008) – Studi sul genere *Inocybe*, V, Specie interessanti e nuove del litorale toscano, Parte prima. Rivista di Micologia **51(4)**: 301-355.

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

Martin M (1999) – *Inocybe pseudoasterospora* var. *microsperma* – Un *Inocybe* peu courant, récolté dans la région lyonnaise. Bulletin mycologique et botanique Dauphiné-Savoie **152**: 37-38.

Matheny PB, Bougher NL (2006) – The new genus *Auritella* from Africa and Australia (Inocybaceae, Agaricales): molecular systematics, taxonomy and historical biogeography. Mycological Progress **5**: 2-17.

Matheny PB, Hobbs AM, Esteve-Raventós F (2019, online version) – Genera of Inocybaceae: New skin for the old ceremony. Mycologia, https://doi.org/10.1080/00275514.2019.1668906.

Matheny PB, Kudzma LV (2019) – New species of *Inocybe* (Inocybaceae) from eastern North America. Journal of the Torrey Botanical Society **146:** 213-235.

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

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

Peck CH (1898) – Report of the State Botanist 1897. Annual Report on the New York State Museum of Natural History **51:** 267-321.

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

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

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

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

Smith AH, Stuntz DE (1950) – New or Noteworthy Fungi from Mt. Rainier National Park. Mycologia **42**: 80-134.

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

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

Stangl J, Glowinski H (1981) – Zwei neue Arten der Gattung *Inocybe* aus dem Ostseeraum. Karstenia **21(1)**: 26-30.

Stangl J, Veselský J (1974) – Fünfter Beitrag zur Kenntnis der selteneren *Inocybe*-Arten. Česká Mykologie **28**: 195-218 & pl 86.

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

Vauras J (1997) – Finnish Records of the Genus *Inocybe* (Agaricales) – Three new species and *I. grammata.* Karstenia **37**: 35-56.

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.

Weholt Ø (1984) – Notater om *Inocybe* II – Et bidrag til seksjonen *Cortinatae* (Notes on *Inocybe* II – A contribution to sect. *Cortinatae*). Agarica **5(10)**: 117-165.

Fungi selecti Bavariae Nr. 40

Conocybe pilosella (Pers.: Fr.) Kühner 1935 – **Engblättriges Samthäubchen**

Matthias Dondl[1] & Josef Christan[2]

Basidiomycota – Agaricomycetes – Agaricales – Bolbitiaceae – *Conocybe*

Beschreibung: Hut bis 20 mm im Ø, fast bis zum Scheitel durchscheinend gestreift, Hutfarben ziemlich trüb graubraun, hygrophan; Lamellen gedrängt, gelbbräunlich, aufsteigend angewachsen; Stiele etwas längsstreifig und deutlich fein behaart; Lamellen gedrängt; Geruch und Geschmack unauffällig.

Sporen 6,2-8,0 x 4,0-4,7 µm, im Schnitt 7,0 x 4,3 µm, Q = 1,63 (1,51-1,70), lateral ellipsoid, frontal ovoid, gelegentlich auch submitriform, mäßig dickwandig, ockergelb in KOH; Keimporus bis 1 µm, sehr variabel ausgeprägt, teils nur als Wandverdünnung (Kallus) ausgeprägt, teils auch sehr deutlich, selten fehlend; Basidien viersporig mit Schnallen; Cheilozystiden lecythiform mit kleinem Köpfchen und kurzem Hals, ca. 16-20 x 7-8,5 x 3-4 µm; Stielbereifung vom *Pilosellae*-Typ, bestehend ausschließlich aus langen Haaren, Elefantenrüsseln, Knubbeln, keuligen und spindeligen Elementen, ganz sporadisch auch lecythiforme Kaulozystiden vorhanden

Abb. 1 – Engblättriges Samthäubchen (*Conocybe pilosella*), Standort. Foto J. Christan

Funddaten: Bayern, Landkreis Ostallgäu, Gemeinde Füssen, Hopfen am See, Hopfener Wald, 02.09.2016; TK25 8330/331; 47.613488 N, 10.673873 E; 870 m; leg. J. Christan, det. M. Dondl; Herbar JC 2293.

Ökologie und Verbreitung: Fichtenmischwald, in der Flyschzone (Reiselsberger Sandstein); am Wegrand bei Fichten auf ± frischem Boden; mäßig verbreitet.

Diskussion: *C. pallidospora* Kühner & Watling hat viel hellere Sporen, *C. sienophylla* (Berk. & Br.) Sing. größere Sporen und freudigere Hutfarben. *C. rostellata* (Velen.) Hauskn. & Svrcek ist nach Hausknecht (2009) makroskopisch ähnlich, hat aber deutlich größere, eher mandelförmige Sporen. Allerdings sind in den in der Monografie angegebenen Sporenmittelwerten durchaus Überschneidungen zwischen C. *pilosella* und C. *rostellata* möglich, die vorliegende Kollektion liegt jedoch außerhalb des Intervalls für *C. rostellata*. Eine kleinsporige *C. rostellata* ist bei der vorliegenden Kollektion jedoch nicht völlig auszuschließen.

Bibliographie: Hausknecht A (2009) – *Conocybe* Fayod – *Pholiotina* Fayod. Fungi Europaei **11**: 1-968.

Anschrift der Autoren: [1]Lipowskystr. 12a, D-81373 München, matthias.dondl@pilze-muenchen.de. [2]Wiesbachhornstraße 8, D-81825 München, Josef.Christan@gmail.com.

Die Gattung *Leccinum* s.l. in Europa

Teil 1: Artkonzepte und Barcoding (eine Einführung) und Teil 2a: die Gattung *Leccinellum* in Europa – ein Überblick und die europäischen Taxa der Sektionen *Leccinellum* und *Calida* sect. nov.

Christoph Hahn[1]

Hahn C (2020) – The genus *Leccinum* s.l. in Europe. Part 1: species concepts and barcoding (an introduction) and part 2a: The genus *Leccinellum* in Europe – an overview and the European species of sect. *Leccinellum* and *Calida* sect. nov. Mycol. Bav. **20**: 103-153.

Key words: species concepts, DNA-Barcoding, ITS, *Leccinum*, *Leccinellum sect. Calida, Leccinellum sect. Hemixantha, Leccinellum aberrans, Leccinellum crocipodium*, *Leccinellum corsicum*, *Leccinellum pseudoscabrum*, *Leccinellum tlemcenense*

Summary: Different species concepts are summarized, potentials and limits of Barcoding in *Leccinum* s.l. are discussed, and a combination of ecological, morphological and genetical species concepts are recommended and used in this paper. The status of the genus *Leccinellum* as an entity for yellow, blackening leccinoid boletes is discussed and confirmed. Two new sections are described as new. The European species of the sections *Leccinellum* and *Calida* are discussed and delimited. As results *Boletus tlemcenensis* is considered as an older name for *Boletus lepidus* and is transferred to the genus *Leccinellum*. Furtherly the following new combinations are made: *Leccinellum aberrans* (replacing *Leccinum blumii*, the former nomen novum für *Boletus aberrans*), *Leccinellum rugosiceps*, *L. pseudoscabrum var. brunneobadium*, *L. pseudoscabrum* f. *pseudocarpini.*

Zusammenfassung: Es werden unterschiedliche Artkonzepte dargestellt und zusammengefasst, Möglichkeiten und Grenzen des Barcodings in der Gattung *Leccinum* s.l. diskutiert und eine kombinierte Anwendung des Ökologischen, Morphologischen und Genetischen Artkonzepts empfohlen und hier angewandt. Die Berechtigung und die Definition einer eigenen Gattung *Leccinellum* für schwärzende, gelbe Raufüße wird darauf basierend diskutiert und akzeptiert, die Gattung *Leccinellum* wird in drei Sektionen eingeteilt, von denen zwei neu beschrieben werden, und die in Europa vorkommenden Arten der Sektionen *Leccinellum* und *Calida* werden ausführlich diskutiert und gegeneinander abgegrenzt. Hierbei wird *Boletus tlemcenensis* als älterer Name für *Boletus lepidus* eingeführt und in die Gattung *Leccinellum* überführt. Für *Leccinum blumii* wird wieder auf das in der Gattung freie Epitheton *aberrans* zurückgegriffen. Weitere neue Kombinationen sind *Leccinellum rugosiceps*, *L. pseudoscabrum var. brunneobadium*, *L. pseudoscabrum* f. *pseudocarpini*.

Vorbemerkung

Die Anzahl für Europa anerkannter Arten innerhalb der Gattung *Leccinum* Gray s.l. (Raufußröhrlinge bzw. Raufüße ohne gastroide Arten) schwankt zwischen 16 (den Bakker & Noordeloos 2005) und ca. 40 (z.B. Lannoy & Estadès 2001). Die unterschiedliche Auffassung hinsichtlich des Trennens oder Synonymisierens von Taxa

Anschrift des Autors: [1]Grottenstr. 17, D-82291 Mammendorf, E-Mail: ch.j.hahn@gmail.com

der Gattung *Leccinum* s.l. sei am Beispiel der Heiderotkappe, *Leccinum versipelle* (Fr. in Fr. & Hök) Snell, verdeutlicht: den Bakker & Noordeloos (2005) fassen alle „Rotkappen" (inklusive heller, eventuell albinotischer Taxa), die an Arten der Gattung *Betula* als Symbiosepartner gebunden sind, zu einer einzigen polymorphen Art zusammen. Korhonen (2012) hingegen gibt als Vertreter eines engen Artkonzepts ein Plädoyer ab, sechs birkenbegleitende Rotkappen auf Artrang anzuerkennen. Hintergrund dieser Diskrepanz ist aber wohl nicht nur auf den in der Taxonomie oft anzutreffenden Gegensatz zwischen „Spaltern" und „Zusammenwerfern" (im englischen Sprachraum „splitter vs. lumper" – vgl. Svensson 1992, Faurby et al. 2016) zurückzuführen, sondern beruht auch auf teils in sich deutlich unterschiedlichen, jeweils angewandten Artkonzepten. In Bezug auf die Gattung *Leccinum* s.l. betrifft dies vor allem die Unterschiede zwischen genetischen Artkonzepten (z.B. dem Barcoding) und „klassischen" Konzepten wie dem Morphologischen oder dem Ökologischen Artkonzept (oder einer Verbindung der beiden zusammen mit dem Klassischen Artkonzept – siehe unten).

Ein Problem innerhalb der Gattung *Leccinum* s.l. ist hierbei, dass die für das Barcoding beliebte Region ITS zumindest in Bezug auf die (allerdings variablere, weniger konservative) ITS1-Region durch Insertion und Repetition von Mikro- bzw. Minisatelliten (vgl. den Bakker et al. 2004) nur eingeschränkt nutzbar ist. Die Minisatelliten müssen vorher erkannt werden und vor dem Alignment aus den Datensätzen entfernt werden. Binder & Hibbet (2006) nutzen daher vor allem und den Bakker & Noordeloos (2005) zum Teil die 28s-rDNA (LSU) zur Artunterscheidung. Diese Region ist aber für sich allein genommen – ebenso wie die 18s-rDNA (SSU) meist zu konservativ, um damit nah verwandte Arten zu unterscheiden:

„*The choice of rRNA genes depends on the purpose. The different genes are conservative to different degrees. The 18s and 28s rDNA are relatively more conserved compared with the ITS regions. Therefore the SSU and LSU genes are bound to be more efficient in differentiating higher taxonomic levels, such as families and genera*." (Rhagukumar 2017: 334)

Die nicht von Minisatelliten betroffene ITS2-Region allein ist zu kurz und ebenfalls zu konservativ (siehe unten bzw. Coleman 2015: 5), um eine gute Auflösung zu garantieren. Kurz gesagt: die Arterkennung über Barcoding ist in der Gattung *Leccinum* erschwert. Dies wiederum macht die Entscheidungsfindung hinsichtlich der Anerkennung von Taxa auf Artebene nicht einfach, wenn das Barcoding ein anderes Ergebnis als klassische Konzepte liefert.

Stehen sich klassische Artkonzepte und das Barcoding gegenüber, so wird zumindest von einigen, aber nicht allen Autoren gerne dem Barcoding der Vorzug gegeben. Genau deshalb ist die Gattung *Leccinum* s.l. so spannend. Weil hier ja das Barcoding erschwert ist, bleibt die Anwendung „klassischer" Artkonzepte als Alternative erhalten. Oder besser: die Synthese unterschiedlicher Artkonzepte, selbstredend unter Miteinbeziehung der molekularen Ergebnisse, erscheint hier besonders erstrebenswert.

Um diese Synthese zu ermöglichen, werden zu Beginn dieses Reviewartikels zur Gattung *Leccinum* s.l., welcher als mehrteilige Serie angelegt ist (erzwungen durch die hohe Anzahl beschriebener Taxa), als erster Teil unterschiedliche Artkonzepte zusammengefasst und verglichen.

Im zweiten Teil des Reviewartikels wird die Gattung *Leccinellum* Bresinsky & Manfr. Binder betrachtet – hierbei liegen die Schwerpunkte in diesem Beitrag auf der Abgrenzung der Gattung *Leccinellum* von anderen „Raufüßen", der Untergliederung der Gattung und auf Artebene auf den deutlich gelbporigen Taxa der Gattung. Es wird hierbei diskutiert, dass gerade in der Gattung *Leccinellum* die ökologische Einnischung der einzelnen Taxa von Bedeutung sein kann, dass aber auch manche – aber nicht alle – morphologischen Merkmale in ihrer Wichtigkeit wohl früher überschätzt wurden. Die Folgebeiträge dieser geplanten Artikelserie werden den Rest der Gattung *Leccinellum* sowie die Gattung *Leccinum* s.str. behandeln.

Teil 1: Einführung in Artkonzepte

Einleitung

„*Die Gattung Leccinum ist morphologisch wie physiologisch einheitlich und kann makroskopisch leicht erkannt werden. Die Arterkennung ist dagegen oft recht schwierig!*" (Engel et al. 1983: 9).

Hinsichtlich der makroskopischen Erkennbarkeit der Gattung *Leccinum* muss die Aussage heutzutage stark relativiert werden. So ist die makroskopische Definition der Gattung *Leccinum* in Nordamerika alles andere als einfach (vgl. Smith & Thiers 1968, 1971). Auch in Europa sind Arten mit leccinoidem Habitus (langstielig, Stiel mit Schüppchen besetzt) mittlerweile in drei Gattungen untergebracht: *Leccinum*, *Leccinellum* und *Hemileccinum* Šutara. Insbesondere die Abgrenzung zu *Hemileccinum* ist hierbei mit klassischen Artkonzepten sehr schwierig (vgl. Kuo & Ortiz-Santana 2020).

Engel et al. (1983) stellen 27 europäische Arten der Gattung *Leccinum* s.l. (inkl. *Leccinellum*) vor, merken aber an, dass einige Arten gerade erst neu beschrieben wurden und dass die Monographie noch nicht als vollständig erachtet werden sollte: „*Ich bin mir bewußt, daß auch heute die Kenntnis der Rauhstielröhrlinge noch unvollkommen ist, daß noch Klärendes und Neues zu erwarten ist. Daher kann dies Buch keine abgeschlossene Sache darstellen, sondern soll das zur Diskussion stellen, was die Werke von Watling (1970) und Pilat & Dermek (1974) beinhalten und was die Herren Prof. Dr. Roy Watling (Edinburgh) und Aurel Dermek (Bratislava), mit denen ich in engem brieflichen Kontakt stehe, mir an Informationen und an Unterlagen (so an Farbaquarellen) freundlicherweise zur Verfügung stellten*." (Engel et al. 1983 – Vorwort, bzw. Engel et al. 1978)

Lannoy & Estadès (1995) behandeln in ihrer französischsprachigen Monographie insgesamt 35 Arten (zzgl. einiger Varietäten und Formen) ausführlich, gehen aber leider

auf mehrere in Engel et al. (1983) enthaltene und abgebildete Arten nicht oder nur am Rande ein. Lannoy & Estadès (1995) stellen insbesondere anatomische Merkmale wie den genauen Aufbau der Hutdeckschicht – den Vorarbeiten von Blum (1962, 1967a, b, 1969) folgend – in den Fokus. Ihre Beschreibungen sind in sich konsistenter als in Engel et al. (1983). Engel et al. (1983) ist eine Kompilation der Vorarbeiten von z.B. Singer (1967), Pilát & Dermek (1974) und Watling (1970), die durch eigene Anmerkungen des Erstautors ergänzt werden. Durch den kompilatorischen Ansatz sind die einzelnen Artbeschreibungen oft nicht gut vergleichbar, da immer wieder unterschiedliche Merkmale behandelt werden. Da Lannoy & Estadès (1995) jedoch nicht alle Arten aus Engel et al. (1983) bearbeitet hatten, ist die auf dem von den beiden Autoren verwendeten Artkonzept für Europa zu erwartende Artenzahl größer als die von ihnen akzeptierten 35 Arten. Lannoy & Estadès (2001) haben für ihren monographischen Schlüssel schließlich ein paar Lücken geschlossen und nun 39 Arten direkt anerkannt und zudem einige weitere Arten zumindest erwähnt bzw. kurz diskutiert, ohne abschließend den Status derselben festzulegen.

Die Zahl anerkannter Arten stieg also Ende des 20. und Anfang des 21. Jahrhunderts stetig, der Bestimmungsaufwand ebenso, da für die Unterscheidung so vieler Arten ein entsprechend großes Merkmalsspektrum – sowohl makroskopisch als auch mikroskopisch und/oder makrochemisch – erhoben werden musste, um die damals aktuellen Schlüssel verwenden zu können.

den Bakker & Noordeloos (2005) gingen schließlich in eine gänzlich andere Richtung. Sie reduzierten die für Europa anerkannten Arten in der Gattung *Leccinum* s.l. auf nur noch 16:

„*Sixteen species are accepted for the European continent, of which one, Leccinum albostipitatum, is described as new to science*.“ (den Bakker & Noordeloos 2005: 511).

Weshalb *Leccinellum lepidum* (H. Bouchet ex Essette) Bresinsky & Manfr. Binder oder *Leccinellum corsicum* (Rolland) Bresinsky & Manfr. Binder weggelassen wurden, obwohl sie erwähnt wurden (als Fußnote), wird nicht erklärt. Es handelt sich um gut definierte und anerkannte, mediterrane Arten der Gattung i.w.S., sodass zumindest die erwähnte Anzahl der für Europa anerkannten Arten 18 hätte sein müssen – wenn zwei Arten nicht behandelt werden (warum auch immer), heißt das nicht, dass sie nicht existieren. Zumal der Gattungsname *Leccinum* sogar auf dem von Micheli (1729) verwendeten Begriff „Leccino“ für *Boletus corsicus* Rolland (≡ *Leccinellum corsicum*) beruht (vgl. Singer 1967: 82). Unabhängig davon fehlen aber auch weitere, aus Europa beschriebene Taxa in der Revision – wie z.B. *Leccinum crocistipidosum* H. Engel & Dermek aus dem *Leccinum scabrum*-Formenkreis, obwohl diese Art in der Gattungsbearbeitung von Engel et al. (1983) sowohl abgebildet als auch beschrieben wird.

den Bakker & Noordeloos (2005) basieren ihr Artkonzept v.a. auf den Ergebnissen der Analyse dreier Loci der DNA: ITS2, *Gapdh,* 28s-rDNA (LSU), während die Vorstudien wie Engel et al. (1983), Lannoy & Estadès (1995, 2001), Muñoz (2005) rein auf der Morphologie der untersuchten Taxa basieren. Insofern stehen sich hier

unterschiedliche Artkonzepte gegenüber. Doch auch den Bakker & Noordeloos (2005) haben sich nicht ausschließlich auf genetische Befunde gestützt – sie versuchten, die molekularen Ergebnisse und morphologische Merkmale zu korrelieren bzw. die Morphologie anhand der Genetik zu bewerten und so auch die Aussagekraft mancher morphologischer Merkmale zu prüfen bzw. zu bewerten. Einige der von den Bakker & Noordeloos (2005) vorgeschlagenen Synonymisierungen werden allerdings ohne zugrundeliegende DNA-Untersuchungen vollzogen (beispielsweise mangels sequenzierbaren Typusmaterials) oder beruhen auf nicht unbedingt repräsentativen Kollektionen von Taxa, von denen keine Sequenzen von Typusmaterial vorliegen. Manche Schlüsse von den Bakker & Noordeloos (2005) widersprechen sogar den eigenen genetischen Befunden der Autoren (vgl. auch Klofac 2007 hinsichtlich der Diskussion zu *Leccinum cerinum* Korhonen).

Das Konzept von den Bakker & Noordeloos (2005) wurde in Europa schnell aufgegriffen, obwohl es teils im direkten Widerspruch zu den Ergebnissen anderer, ebenfalls genetischer Studien wie z.B. Binder & Besl (2001) oder Binder & Hibbet (2006) steht, die andere Loci der DNA als Basis für ihre Stammbäume verwendeten. Auch der von den Bakker & Noordeloos (2005) erstellte Bestimmungsschlüssel wurde von einigen Autoren direkt übernommen – so z.B. von Gröger (2006), was einen doch großen Einfluss im deutschsprachigen Raum erwirkte. Kibby (2006) greift ebenfalls (zumindest großteils) das Konzept von den Bakker & Noordeloos (2005) für seinen synoptischen Schlüssel der Gattung *Leccinum* s.l. in Großbritannien auf, ebenso wie die „Funga Nordica“ (Knudsen & Taylor 2008, 2012). In gängigen Schlüsselwerken findet man nun also eine vergleichsweise kleine, überschaubare Gattung *Leccinum* s.l., und damit sind auch die Schwierigkeiten bei der Artbestimmung deutlich gesunken – wenn man das Konzept so anerkennt. Selbst kritische, diskussionswürdige Ergebnisse von den Bakker & Noordeloos (2005) wie die Neubeschreibung der „Espenrotkappe“ als *Leccinum albostipitatum* den Bakker, obwohl für diese Art ältere Namen zur Verfügung stehen – so z.B. *Leccinum leucopodium* (Pers.) Dörfelt & G. Berg – wurden direkt von MycoBank und IndexFungorum als „current name“ übernommen.

Klofac (2007) greift in seinem Gattungsschlüssel das Konzept von den Bakker & Noordeloos (2005) nicht auf, sondern behält das frühere, engere Konzept bei und diskutiert das „neue“, breite Konzept kritisch. Folglich schlüsselt er 44 Arten (zzgl. Varietäten und Formen) für Europa aus. Kritik an dem breiten Konzept von den Bakker & Noordeloos (2005) wird beispielsweise auch von Korhonen (2011, 2012) am Beispiel von *Leccinum versipelle* s.l. geübt.

Nun stehen sich also zwei Konzepte gegenüber – das stark reduzierende (und nicht vollständige, weil nicht alle beschriebenen Taxa aufgreifende) Konzept von den Bakker & Noordeloos (2005), dem im Moment wohl die meisten Autoren folgen, und das auf Lannoy & Estadès (1995, 2001) und Engel et al. (1983) beruhende, z.B. von Klofac (2007) vertretene Konzept.

ITS-Region (Internal Transcribed Spacer) – ITS1 und ITS2

Die Barcoding-Region ITS ist Grundlage vieler molekular-phylogenetischer Stammbäume (vgl. White et al. 1990,) und wird auch in vielen Gattungen zur Überprüfung von Artkonzepten bei Pilzen genutzt (Chase & Fay 2009, Fajarningsih 2016). Innerhalb der Boletales seien hierfür beispielhaft Beugelsdijk et al. (2008), Binder (1999), Jarosch (2001), Jargeat et al. (2014) und Rusevska et al. (2016) genannt.

Die als RNA transkribierte ITS-Region dient als Spacer (Abstandhalter) bei der Synthese von Ribosomen, wird später aber wieder aus dem Ribosom entfernt und abgebaut (vgl. Coleman 2015, Michot et al. 1983).

Die ITS-Region codiert also – im Gegensatz zu Strukturgenen – nicht die Reihenfolge von für die Proteinbiosynthese zu verknüpfenden Aminosäuren (vgl. Gemballa et al. 2010: 159 ff). Die ITS-Region enthält somit keine Codons, und Punktmutationen führen mangels Genprodukt zu keinen schadhaften Veränderungen von Proteinen. Folglich überrascht es nicht, dass die Mutationsrate der ITS-Region im Schnitt deutlich höher als bei Strukturgenen ist. Nach Coleman (2015: 2) ist sie um den Faktor 100 erhöht. Dies ermöglicht die Verwendung der ITS-Regionen für phylogenetische Rekonstruktionen auf Art- bzw. Gattungsebene, denn durch die erhöhte Mutationsrate unterscheiden sich auch relativ nah verwandte Taxa, jedoch ist gewöhnlich die Mutationsrate niedrig genug, damit sich nicht bereits innerartlich eine zu große Variationsbreite einstellt. So sind die z.B. beim Menschen für Vaterschaftstests untersuchten Mikro- bzw. Minisatelliten – kurze Sequenzen, die sich mehrfach wiederholen und in nichtkodierenden Bereichen (Introns) befinden, sodass sie nach der Transkription beim Prozessieren der mRNA ohnehin herausgeschnitten werden und somit frei mutieren können, ohne zu schaden – so variabel, dass man damit einzelne Individuen unterscheiden kann, aber selbstredend keine Arten (vgl. Butler 2009).

Da die ITS-Region keine Peptidkette codiert, könnte auch hier ein freies Mutieren, ähnlich wie bei den für Vaterschaftstests verwendeten Introns, denkbar sein. Die beiden aus der ITS-Region gebildeten RNA-Stränge (man unterscheidet zwischen der ITS1- und der ITS2-Region) haben jedoch im Gegensatz zu den Introns eine Aufgabe (eben als Abstandhalter) und werden hierfür eigens prozessiert (vgl. Coleman 2015). So bilden sich aus den beiden ITS-RNA-Strängen jeweils Sekundärstrukturen, indem der jeweils gebildete RNA-Strang mit sich selber durch Bilden von Schleifen einen Doppelstrang bildet – es werden so Helices aus mit sich selbst gepaarten RNS-Strängen gebildet – vgl. Michot et al. (1983: fig. 1a, 1b, 2a, 2b), Coleman (2015: fig. 1, 2). Damit diese Selbstverknüpfung möglich ist, müssen die entsprechenden Basenfolgen mit dem sich anknüpfenden Teil der RNA kompatibel sein. Punktmutationen können sich folglich bei der Bildung der für die Ribosomensynthese zeitweise wichtigen Sekundärstruktur der beiden Abstandhalter ITS1 und ITS2 schädlich auswirken.

Ein weiterer Aspekt, der dafür sorgt, dass die ITS-Region nicht frei mutieren darf, sind Anknüpfungspunkte für Proteine – so z.B. für das Nop15-Protein, welches Teil eines Proteinkomplexes ist, welcher für die Prozessierung der ITS2-RNA zuständig ist:

„*Interestingly, Granneman et al. [21], using yeast, showed by chemical modification protection that this same region, the 30 side of helix II and the adjacent single-stranded purine-rich sequence, is the residence of the Nop15 protein, part of the large protein complex responsible for ITS2 processing.*“ (Coleman 2015: 5, vgl. Granneman et al. 2011)

Der Anbindungsbereich für Nop15, ein Teil der ITS2-Region, ist daher u.a. bei Pilzen (z. B. Hefen) sogar sehr konservativ: „*In addition, ITS2 contains an enigmatic and highly conserved single-stranded region just 30 to helix II in yeasts, plants, and animals (black underline in Figures 1 and 2B).*“ (Coleman 2015: 5).

Kurz gesagt: die ITS-Region wird durch Reparaturmechanismen (vgl. z.B. Goedecke & Pfeiffer 2008) geschützt und mutiert nicht frei – manche Bereiche besser, andere schlechter, denn sonst könnten manche Bereiche nicht konservativer als die anderen sein. So ist die gesamte ITS2-Region konservativer als die leichter mutierende ITS1-Region: „…*particularly the more stable ITS2, have served to reconstruct family, genus, and species evolutionary histories*.“ (Coleman 2015: 3).

Da die von den ITS-Regionen durch Transkription gebildeten RNA-Moleküle prozessiert werden, gibt es auch innerhalb der ITS Introns, die nachträglich herausgeschnitten werden und die beispielsweise Mikrosatelliten enthalten können. So haben den Bakker et al. (2004) gezeigt, dass die ITS1-Region in der Gattung *Leccinum* eine auffallend große Heterogenität in der Länge zeigt. Hierfür sind Insertionen von Minisatelliten verantwortlich, die sich durch die mehrfache (12 bis 36fache) Wiederholung der Sequenzen CTATTGAAAAG bzw. CTAATAGAAAG und Mutationen derselben zeigen (den Bakker et al. 2004). Solche Introns müssen für das Erstellen von Stammbäumen aus der Analyse entfernt werden, da sie viel schneller mutieren als die restliche ITS-Region und somit zu variabel sind, insbesondere hinsichtlich der Anzahl der Wiederholungen.

Abgesehen von zu eliminierenden Introns kann es beim Alignment der ITS-Sequenzen zu Problemen kommen, wenn für die Stammbaumanalyse zu weit entfernt verwandte Arten einbezogen werden, da die ITS-Sequenzen dann bereits zu unähnlich sein bzw. generell Insertionen und Deletionen große Probleme bereiten können (vgl. Bruns 2001). Hierbei ist die Kenntnis der zu bildenden Sekundärstruktur der ITS1 und ITS2 hilfreich, verlangt aber besondere Kenntnisse der Person, die das Alignment vornimmt.

In Bezug auf das Barcoding, also das Erkennen und Definieren von einzelnen Arten, kann wiederum die ITS-Sequenz auch zu wenig variabel sein – biologische Arten können folglich auch die gleiche ITS-Sequenz aufweisen: „*Lack of ITS variation does not provide evidence of conspecificity. It only means that taxa are closely related*.“ (Bruns 2001: 10).

Thomas D. Bruns ist einer der Pioniere hinsichtlich der Verwendung der ITS als Grundlage der Artbestimmung bzw. der Phylogenie nah verwandter Arten – so ist er z.B. der Coautor der Grundlagenarbeit von White et al. (1990). Die Aussage, dass auch eine identische ITS nicht per se als Nachweis für Konspezifität angesehen

werden sollte, bestätigen Beker et al. (2016: 63) beispielsweise für die Gattung *Hebeloma* (Fr.) P. Kumm. Sie diskutieren mehrere Fälle (Artenpaare, Artengruppen), die genetisch im Moment nicht auflösbar sind, sich aber morphologisch-anatomisch sehr klar unterscheiden lassen und deshalb von den Autoren auf Artebene anerkannt werden. Auf der anderen Seite gibt es auch Beispiele in derselben Gattung, wo die Auflösung aufgrund zu hoher Variabilität der ITS (oder anderer Loci) schwierig bis nicht möglich ist – konkret sei hier der *Hebeloma velutipes*-Komplex genannt. Man kann zwar *Hebeloma leucosarx* P.D. Orton, *H. incarnatulum* A.H. Sm. und *H. velutipes* Bruchet mit Hilfe anderer Loci genetisch trennen, hinsichtlich der ITS-Region zeigen aber einige *H. velutipes*-Kollektionen ITS-Sequenzen, die für eine der beiden anderen genannten Arten typisch ist: „*The velutipes-complex in H. sect. Velutipes is a special case because H. velutipes is rather more variable intergenomically than commonly found in Hebeloma (Aanen et al. 2001, Chap. IX), but in fact it is easy to distinguish from both H. leucosarx and in H. incarnatulum with one or several loci. The ITS of many H. velutipes collections includes a H. leucosarx and H. incarnatulum ITS variant.*“ (Beker et al. 2016: 63) – vgl. auch Aanen et al. (2001).

Auch bei den Boletales ist bekannt, dass innerhalb einer Gattung die ITS-Region eine artabhängige Variabilität zeigt – so z.B. bei der Gattung *Paxillus* Fr. Während die ITS-Region von *Paxillus cuprinus* Jargeat, Gryta, Chaumeton & Vizzini, *P. involutus* (Batsch : Fr.) Fr. s. str. und *P. obscurisporus* C. Hahn in sich jeweils sehr einheitlich ist, ist die Variationsbreite der ITS-Region bei *Paxillus ammoniavirescens* Contu & Dessi s.l. sehr groß (Jargeat et al. 2014). Es scheint sich also selbst bei sehr nah verwandten Arten die Mutationsrate der ITS-Region deutlich zu unterscheiden, wodurch die Anwendbarkeit des ITS-Barcodings für die Arterkennung bzw. -definition jeweils im Einzelfall geprüft werden müsste und folglich Unterschiede oder Übereinstimmungen der ITS-Sequenzen nicht per se als Entscheidungskriterium verwendet werden können.

Für die Verwandtschaftsanalyse innerhalb von Familien oder Ordnungen hat es sich wegen der Schwierigkeiten, die die ITS-Region hier macht, durchgesetzt, Stammbäume anhand mehrerer Gene, darunter auch Strukturgene, zu berechnen. So beruhen in der Ordnung Boletales bzw. die Boletaceae die z.B. von Binder & Hibbet (2006), Nuhn et al. (2013) oder Wu et al. (2015) erstellten Stammbäume auf Multigenanalysen.

Für die Auflösung der Verwandtschaftsverhältnisse innerhalb einer Gattung, also die Gruppierung nah verwandter Arten in monophyletische Sektionen sowie die Unterscheidung einzelner Arten, sind die meisten auf Ordnungs- oder Familienebene verwendeten Loci zu konservativ. Hier wird daher weiterhin gerne auf die Barcodingregion ITS, aber eben auch – aufgrund der Probleme der ITS-Region – auf die als Blaupause für die RNA der LSU und SSU dienenden Gene der DNA zugegriffen. So haben Binder & Besl (2001) versucht, die Verwandtschaftsverhältnisse innerhalb der Gattung *Leccinum* s.l. durch Vergleich der 28s-rDNA (LSU) zu rekonstruieren.

Artkonzepte – allgemein und in der Gattung *Leccinum* s.l.

Nachfolgend werden das Biologische, das Morphologische, das Ökologische und Genetische Artkonzept kurz erläutert und zusammengefasst, da diese jeweils einzeln oder auch kombiniert in den unterschiedlichen Artauffassungen in der Gattung *Leccinum* angewendet werden. Es wird hierbei als Vereinfachung aber nicht zwischen den Begriffen „Artkonzept“ und „Arterkennung“ differenziert. Letzteres wäre genau genommen die Anwendung, also das Erkennen von Arten, ersteres die Grundlage für diese Erkennung.

Das **Biologische Artkonzept** beruht auf der Kreuzbarkeit innerhalb von Populationen bzw. zwischen Teilpopulationen. Mayr (1942) definiert die biologische Art entsprechend als „*groups of actually or potentially interbreeding natural populations which are reproductively isolated from other such groups*” (zitiert nach Aldhebiani 2018: 438). Die reproduktive Isolation ist somit entscheidend für die Unterscheidung von Arten. Anders ausgedrückt gehören Populationen, die im gleichen Gebiet vorkommen und daher potentiell in der Lage wären, Nachwuchs zu erzeugen, zu verschiedenen Arten, wenn das Erzeugen von fertilem Nachwuchs nicht möglich ist – sei es aufgrund genetischer Inkompatibilitäten, sei es aufgrund (z.B. bei Pflanzen) unterschiedlicher Bestäuber oder Blühzeiten, sei es bei Tieren aufgrund von Verhalten, das eine Kreuzung verhindert. Erzeugen sie jedoch fertile Nachkommen, so sind sie derselben Art zugehörig („was sich schart und paart gehört zur selben Art“).

Wie Aldhebiani (2018) treffend zusammenfasst, gibt es zwei größere Probleme bei der Anwendung des biologischen Artkonzepts. Zum einen kann es bei sich asexuell reproduzierenden Arten per se nicht angewendet werden. Zum anderen kann man geographisch getrennte Teilpopulationen nur sehr erschwert bewerten (z.B. durch künstliches Mischen der Population / durch Kreuzungstests). Eine Anwendung des Biologischen Artkonzepts wird insbesondere auch dann erschwert, wenn Kreuzungstests aufgrund besonderer Symbiosen nicht möglich sind, da die zu kreuzenden Arten nicht in Kultur genommen werden können – so z.B. in der Gattung *Leccinum* (im Gegensatz zur oben erwähnten Gattung *Hebeloma*, in der Kreuzungstests das angewandte Artkonzept stützen). Würde man zudem dieses Artkonzept stringent anwenden, so müssten beispielsweise viele auf Artebene anerkannte Pflanzenarten wegen der Ausbildung von Hybridpopulationen, also aus Kreuzung entstandenen, neuen Populationen, synonymisiert werden. Dies beträfe z.B. viele Weiden (Gattung *Salix* – vgl. Gramlich et al. 2018, Wagner et al. 2018) oder auch Birken (Gattung *Betula* – vgl. Anamthawat-Jónsson & Thórsson 2003, Tsuda et al. 2017).

Seifert (2014: 85) drückt seine Kritik am Biologischen Artkonzept, wie es Mayr (1942) definiert, sehr deutlich aus: „*It is shown that the species concept of Ernst Mayr does not consider the evolution and modes of reproduction of eucaryotic organisms as a whole. It is only translatable into a taxonomic practice in a very special situation: sexually reproducing and sympatrically occurring organisms that do not exchange genes. Mayr’s central criterion of reproductive isolation is not applicable*

to the pervasive cases of reticulate evolution, to numerous groups of organisms with asexual reproduction, to the frequent situations of allopatry and to classification of fossil organisms."

Die Anwendung des Biologischen Artkonzepts ist folglich nur für Sonderfälle möglich, vor allem für die Entscheidung, ob sympatrisch vorkommende Populationen zu einer gemeinsamen oder zwei getrennten Arten gehören. Ein Problem macht dabei der Aspekt der Netzwerkevolution (vgl. Baroni et al. 2003, Gontier 2015, Hörandl 2014), also das Entstehen neuer Abstammungslinien durch die Verschmelzung bereits bestehender Linien bzw. durch horizontalen Gentransfer.

Später ändert Mayr (1982) seine Definition des Biologischen Artkonzepts: „*A species is a reproductive community of populations (reproductively isolated from others) that occupies a specific niche in nature*".

Der Fokus auf die reproduktive Gemeinschaft, die eine spezifische Nische in der Natur besetzt, nähert sich dem Ökologischen Artkonzept an (siehe unten).

Hinsichtlich asexueller Organismen ist das **Morphologische Artkonzept** anwendbar. Cronquist (1978) definiert beispielsweise Arten als Gruppen von Individuen, die anhand morphologischer Merkmale erkennbar und von anderen Gruppen ähnlicher Individuen sicher und immer unterscheidbar sind. Aldhebiani (2018: 438) drückt es, sich auf Regan (1926) beziehend, so aus: „*In other words, morphological species concept states that a species is a community, or a number of related communities, whose distinctive morphological characters are, in the opinion of a competent systematist, sufficiently definite to entitle it, or them, to a specific name*."

Auch dieses Artkonzept ist teils problematisch. So ist die Entscheidung, ab wann Populationen für einen „kompetenten Systematiker" unterscheidbar sind, sehr subjektiv und kaum reproduzierbar, da sie von der jeweiligen Person abhängt, die die Entscheidung trifft (ein generelles Problem – welches bei Pilzen, wo das morphologische Artkonzept gerne angewendet wird, zu unterschiedlichen Schulen führen kann). Auf der anderen Seite können Arten, wenn sie merkmalsarm sind, äußerlich ununterscheidbar sein, dennoch biologische Arten darstellen. In solchen Fällen sind die Merkmale, an denen sich beispielsweise die Individuen der betreffenden Art gegenseitig erkennen, dem „kompetenten Systematiker" schlicht unbekannt.

Das Morphologische Artkonzept wurde in der Großpilztaxonomie mangels greifbarer Alternativen regelmäßig verwendet, bevor das Genetische Artkonzept anwendbar wurde. So basiert z.B. die Monographie der Gattung *Leccinum* von Lannoy & Estadès (1995) auf diesem Ansatz.

Das **Ökologische Artkonzept** basiert auf der Annahme, dass eine sympatrische Artaufspaltung nur möglich ist, wenn die sich auseinander entwickelnden Teilpopulationen auf unterschiedliche Nischen ausweichen, da sie sonst in direkter Konkurrenz bleiben und entweder wieder miteinander verschmelzen würden oder sich eine der beiden Teilpopulationen durchsetzen und die andere verdrängen würde. Van Valen

(1976: 233) drückt es wie folgt aus: „*A species is a lineage (or a closely related set of lineages) which occupies an adaptive zone minimally different from that of any other lineage in its range and which evolves separately from all lineages outside its range*."

Dieses Artkonzept versucht mit einzubeziehen, weshalb sich Arten aufgespalten haben, indem ihre ökologische Einnischung nachvollzogen werden kann. Auf die Gattung *Leccinum* bezogen kann dies beispielsweise die Coevolution mit Mykorrhizapartnern (z.B. Nadelbäume bei *Leccinum vulpinum* Watling s.l. im Vergleich zu Laubbäumen bei anderen „Rotkappen") oder die Spezialisierung auf spezielle Lebensraumtypen sein – so z.B. in Bezug auf Extremstandorte wie Moore (z.B. *Leccinum palustre* M. Korhonen) oder trocken-flachgründige Böden über Schiefer und anthropogen auf Abraumhalden (z.B. *Leccinum schistophilum* Bon).

Das **Genetische Artkonzept** basiert auf folgender Idee (Simpson 1943): „*a genetic species is a group of organisms so constituted and so situated in nature that a hereditary character of any one of these organisms may be (possibly, but not necessarily) transmitted to a descendant of any other*." (Simpson 1943: 146)

Es wird folglich ein vererbbares Merkmal angenommen, welches an die Nachkommen weitergegeben wird. Anhand des Merkmals kann man folglich die Individuen / Populationen, die zur gleichen Art gehören, erkennen. Bezieht man diese Idee auf das Barcoding (siehe oben), so kann man damit für die jeweilige Art typische Basensequenzen spezieller Loci der DNA (z.B. ITS1 und ITS2) meinen.

Anstelle des reinen Vergleichs von Ähnlichkeiten ausgewählter Loci der DNA bzw. der Suche nach typischen Sequenzmustern kann aber auch mithilfe eines Multigenansatzes die zeitliche Abfolge der Artentstehung, also die Phylogenie, untersucht und in das Artkonzept mit einbezogen werden. Taylor et al. (2000) drücken es im Rahmen der von ihnen vorgeschlagenen „Genealogical Concordance Phylogenetic Species Recognition" (GCPSR) so aus: „*Remembering the distinction between species concepts and species recognition, we will use the term Genealogical Concordance Phylogenetic Species Recognition. The strength of GCPSR lies in its comparison of more than one gene genealogy. A requirement of each gene genealogy is that recombination does not occur within the gene, and in practice, parts of genes are often used to construct the genealogies. Where the different gene trees are concordant they have the same tree topology due to fixation of formerly polymorphic loci following genetic isolation; these concordant branches connect species. Conflict among the gene trees is likely to be due to recombination among individuals within a species, and the transition from concordance to conflict determines the limits of species.*" Taylor et al. (2000: 24).

Kurz gesagt – bei der Rekombination werden nicht Teile von Genen, sondern Teile von Chromosomen neu kombiniert. Die Ausprägung unterschiedlicher Allelle spezieller Gene, also die genetische Variationsbreite innerhalb einer Population kann dazu führen, dass durch genetische Isolation spezielle Genkombinationen innerhalb der neuen Population fixiert werden. Es geht um die Entstehung von zwei Arten aus einer

vormals variablen, einzelnen Art. Diese Auseinanderentwicklung ist meist ein gradueller Prozess. Es gibt dann folglich keine feste Grenze, wann sich Populationen noch auseinander entwickeln und genau wann sie „plötzlich“ zwei Arten sein sollen. Bei „jungen Arten“ befindet man sich entsprechend in einem Graubereich, bei dem eine Trennung anhand von speziellen Markern kaum möglich ist. Taylor et al. (2000: 29) empfehlen daher, dem Artnamen als Zahl das anhand der genetischen Uhr postulierte Alter der Art hinzuzufügen, um zwischen entsprechend unsicheren und klar getrennten Arten unterscheiden zu können. Horizontaler Gentransfer zwischen Arten bzw. Netzwerkevolution (siehe oben, Biologisches Artkonzept) kann hier aber ebenfalls zu nicht eindeutigen Ergebnissen führen. Ein Multigenansatz ist hier aber sicherlich stabiler gegenüber dem Austausch weniger Gene zwischen Arten als der Blick auf nur einen Locus der DNA.

Im Falle von spontaner Artentstehung durch Polyploidisierung greift das Genetische Artkonzept auch nicht, vor allem wenn die Artentstehung erst vor kurzer Zeit passiert ist, sodass sich die DNA-Sequenzen der neu entstandenen Arten nicht von denen der Ausgangspopulationen unterscheiden, wohl aber die Anzahl der Chromosomen im Zellkern. Das klassische Biologische Artkonzept würde hier im Falle sexuell sich fortpflanzender Populationen klar greifen, da es bei unterschiedlichen Chromosomensätzen zu Meioseproblemen kommen kann. Als Gegenbeispiel (bei Gefäßpflanze, hier der Gattung *Betula*) wären hier triploide Hybridpopulationen aus diploiden (*Betula nana* L.) und tetraploiden (*Betula pubescens* Ehrh.) Elternpopulationen (siehe Anamthawat-Jónsson & Thórsson 2003) zu nennen. Das Morphologische Artkonzept greift in dem Fall zumindest potentiell, da sich die Polyploidie auf den Phänotyp auswirken kann (was im oben zitierten Fall wiederum nicht der Fall ist, da sich die Hybridpopulationen *Betula nana x pubescens* morphologisch nicht von kleinwüchsigen Individuen von *Betula pubescens* unterscheiden lassen – Anamthawat-Jónsson & Thórsson 2003). In der Gattung *Leccinum* gibt es mit *Leccinum subcinnamomeum* Pilát & Dermek sogar ein konkretes Beispiel für eine triploide Art. Da triploid, kann *Leccinum subcinnamomeum* sich nicht mit *Leccinum scabrum* oder anderen, nahestehenden Arten kreuzen, da diese diploid sind (siehe Bresinsky & Wittmann-Bresinsky 1995). den Bakker & Noordeloos (2005) synonymisieren jedoch *Leccinum subcinnamomeum* und *Leccinum scabrum*, da sie keine greifbaren Unterschiede bei den untersuchten Genen fanden – die Artentstehung (durch Hybridisierung einer diploiden und einer tetraploiden Ausgangsart?) lag wohl nicht lange genug zurück, um bereits aufgrund der sexuellen Isolation und damit mangels Rückkreuzung zu Unterschieden in den untersuchten Sequenzen zu führen. Die unterschiedliche Ploidiestufe diskutieren den Bakker & Noordeloos (2005) allerdings nicht einmal, obwohl sie Bresinsky (1996) zitieren, der explizit erwähnt, dass *Leccinum subcinnamomeum* ein Drittel mehr DNA-Gehalt im Zellkern aufweist als z.B. *Leccinum scabrum*: „… *Bezogen auf als ursprünglich angesehene nordamerikanische Leccinum-Arten haben die zuletztgenannten Arten den zweifachen Gehalt an Kern-DNA, L. subcinnamomeum jedoch den dreifachen. Meine Mitarbeiter und ich*

haben diese vielfachen Ganzen eines Grundwertes x (die Vielfachen sind hier also 2x und 3x) als unterschiedliche Ploidiestufen gedeutet. Ob unterschiedliche Ploidiestufen repräsentierend oder nicht, ist es jedenfalls nicht vorstellbar, daß Sippen mit derart großen, konstant messbaren Unterschieden im Kern-DNA-Gehalt dem freien Genaustausch etwa durch Hybdridisierung unterliegen könnten. Aus diesem Grund, verbunden mit den festgestellten makroskopischen Merkmalen, halte ich L. subcinnamomeum für eine eigenständige, gut abgrenzbare Art…“ (Bresinsky 1996: 62).

den Bakker & Noordeloos (2005) wenden hier offenbar nur das Genetische Artkonzept an, ohne auf andere Artkonzepte einzugehen oder diese anzuerkennen bzw. zu prüfen. Oder sie haben diesen Teil der von ihr zitierten Publikation übersehen, da sie weitere Studien, in denen in Bezug auf *Leccinum* die Messungen des Kern-DNA-Gehalts vorgenommen wurden (z.B. Bresinsky & Wittmann-Bresinsky 1995, Wittmann-Mexiner 1989), nicht zitiert, also nicht aufgegriffen haben.

Viele **weitere Artkonzepte** wurden entwickelt und werden weiterhin neu entwikkelt und postuliert. Wilkins (2002) listet beispielsweise 26 unterschiedliche Artkonzepte auf, fasst deren Definitionen zusammen und gibt die zugrundeliegenden Quellen an.

Basieren nun Taxonomen ihre Entscheidung, ob zwei Populationen zu einer oder zu zwei getrennten Arten gehören, auf unterschiedliche Artkonzepte, so werden sie aufgrund der unterschiedlichen Prämissen oft zu widersprüchlichen Ergebnissen kommen. Dies kann zu langen, zeit- und energiezehrenden Diskussionen führen, wie es Seifert (2014: 88) ausdrückt – er verwendet den treffenden Ausdruck „*Energy-wasting disputes between taxonomists*“.

Und selbst wenn zwei Taxonomen das gleiche Artkonzept als Basis verwenden, so ist die Entscheidung oftmals immer noch subjektiv (z.B. beim Morphologischen Artkonzept – siehe oben). Basiert die Entscheidung auf reinem Barcoding, verschiebt sich die Diskussion mehr darauf, ab welcher Abweichung in der Sequenz des verwendeten Gens man von zwei Arten sprechen sollte – und auch hier ist dieses Kritierium willkürlich, insbesondere, wenn die Mutationsrate von Taxon zu Taxon unterschiedlich hoch sein kann. Für eine objektivere Entscheidung müsste ein ausgefeilteres Artkonzept verwendet werden, welches die Entstehung der Art evolutionär erklären kann, bzw. diese Evolution in Form von Wahrscheinlichkeiten der korrekten Verzweigungen eines phylogenetischen Baums wiedergeben kann. Im Fall von sich gerade aufspaltenden Populationen bleibt aber auch hier das Problem des Kontinuums zwischen „bereits zwei Arten“ und „noch nicht ganz zwei Arten“ und der Netzwerkevolution.

Der/die Taxonom/in, der/die in Publikationen Thesen hinsichtlich des Aufspaltens in mehrere oder des Zusammenlegens in eine Art aufstellt, sollte sich daher immer bewusst sein, dass seine/ihre Entscheidung a) abhängig von dem von ihm/ihr verwendeten Artkonzept ist und b) von der subjektiven Festlegung von Entscheidungskriterien innerhalb des verwendeten Artkonzepts abhängt.

Niemand sollte folglich davon ausgehen, bei einer Entscheidung „Recht zu haben“ oder Anderen aufzuzeigen, dass sie „Unrecht haben“. Es werden nur Thesen aufgestellt, die allerdings selbstredend begründet gehören. Finden sich in den Begründungen der Thesen logische Widersprüche, kann die Entscheidungsfindung selbst kritisiert und/oder abgelehnt werden. Daraus folgt nicht zwingend, dass die These falsch ist, sondern nur dass sie schwach (oder gar nicht) begründet ist, was dann dazu führt/führen sollte, dass sie abgelehnt wird, bis andere Beobachtungen sie später möglicherweise doch stützen. Das Akzeptieren der auftretenden Subjektivität bei der Artdefinition sollte letzten Endes dazu führen, dass es eben nicht zu energie- und zeitraubenden Disputen unter Taxonomen kommt, sondern zu konstruktiven Diskussionen. Mögliche, unterschiedliche Schulen hinsichtlich der Artauffassung sind eben eine logische Folge. Welcher Schule man nun folgt – z.B. einem engen Artkonzept wie von Lannoy & Estadès (1995) vertreten oder einem breiten Konzept wie von den Bakker (2005) vorgestellt – sollte daher im Einzelfall abgewogen werden. Hierbei ist es eine Hilfe, sich dessen bewusst zu sein, auf welchem Artkonzept oder welcher Kombination von Artkonzepten die jeweilige und auch die eigene Entscheidung basiert.

Teil 2: Die Gattung *Leccinellum* in Europa

Leccinellum Bresinsky & Manfr. Binder, Regensburger Mykologische Schriften 11: 231 (2003)

Originaldiagnose: „*Fungi eiusdem habitus sunt ac Leccinum genus, a quo genere tamen differunt aut pigmentis flavis, quae in omnibus partibus carposomatis reperiuntur, aut, si pigmenta flava modice et tantum ad temous in paucis partibus carposomatis apparunt, pilei cortice e catenis callularum globiformium effecto. Caro ad aerea exposita saepe cito et aequaliter et vehementer colorem mutat, sicut cum prius rubidum, subviolaceum, sublilacinum colorem capit, ad extremum denique canescit vel nigrescit.*“

Gattungstypus: *Boletus nigrescens* Richon et Roze

Bresinsky und Binder (in Bresinsky & Besl 2003) beschreiben die Gattung *Leccinellum* primär aufgrund der Kombination morphologischer Merkmale. Hierbei wird die gelbe Farbe des Hymenophors zusammen mit meist gelben Grundfarben des Fruchtkörpers und einer Hutdeckschicht, die oft aus Zylindro- und Sphaerocysten besteht, als Merkmalskombination genannt. Bresinsky und Binder merken an, dass die Arten, bei denen die Gelbtöne der Fruchtkörper besonders schwach ausgeprägt sind, die am stärksten durch Sphaerocysten ausgeprägte Hutdeckschicht aufweisen. Als Zusatzargument, die Gattung abzutrennen, verweisen Bresinsky und Binder auf die genetischen Befunde (Stammbaum anhand der 28s-rDNA - LSU) der Vorstudien von Binder (1999) und Binder & Besl (2001 – als 2000 zitiert).

Bresinsky & Besl (2003) nehmen damit in Kauf, dass *Leccinellum* ein Paraphylum darstellen kann, da im zitierten Stammbaum *Boletus longicurvipes* Snell & A.H. Sm., *Boletus rubropunctus* Peck und *Boletus subglabripes* Peck einen eigenen Clade bilden, der allerdings in *Leccinellum* wurzelt, diese drei Arten aber explizit nicht als Teil der Gattung *Leccinellum* angesehen werden. Bresinsky & Besl (2003) begründen dies durch den morphologischen Unterschied, dass bei diesen drei Arten das Fleisch bei Luftkontakt nicht verfärbt.

Im Jahr darauf wurde diese Abgrenzung der Gattung *Leccinellum* durch einen durch sehr viele Taxa ergänzten, ausführlicheren Stammbaum von Binder & Hibbet (2006: supplementary fig. 1 – online-supplement zum Artikel) bestätigt – allerdings wiederum inklusive *Boletus longicurvipes*, *B. rubropunctus* und *B. subglabripes* – diesmal durch hohe Bootstrapwerte gestützt. Möchte man die Gattung *Leccinum* anhand dieses erweiterten Stammbaums in einem weit gefassten Sinn erhalten, also auch die Arten der Gattung *Leccinellum* in *Leccinum* behalten wollen, müsste man dem Stammbaum von Binder & Hibbet (2006) folgend, auch die Gattungen *Chamonixia* Rolland und *Octaviania* Vittad. mit in die Gattung *Leccinum* aufnehmen.

Kuo & Ortiz-Santana (2020) schlagen nun genau dies vor. Sie erkennen die Gattung *Leccinellum* nicht an und stellen die Gelben Raufüße wieder in die Gattung *Leccinum*. Sie begründen ihren Schritt durch einen ausführlichen Stammbaum der Boletaceae, in dem viele leccinoide Taxa enthalten sind. Der von Kuo & Ortiz-Santana (2020) vorgestellte Stammbaum basiert auf drei Loci: (28S-rDNA, TEF1, RPB2). Hierbei bestätigt sich, dass für den Erhalt einer großen Gattung *Leccinum* gastroide Gattungen wie *Chamonixia*, *Octaviania* sowie ebenfalls *Rossbeevera* T. Lebel & Orihara aufgelöst und die enthaltenen Arten ebenfalls zu *Leccinum* gestellt werden müssten. Konsequenterweise vollziehen Kuo & Ortiz-Santana (2020) genau dies und stellen nun auch gastroide Taxa in eine Großgattung *Leccinum*.

Es spricht natürlich nichts dagegen, auch hypogäische Taxa in eine ansonsten pileo-stipitate Gattung mit aufzunehmen – so werden beispielsweise (ebenfalls) in den Boletaceae *Hymenogaster macmurphyi* Zeller & Dodge und *Splanchnomyces behrii* Harkn. jetzt als *Xerocomellus macmurphyi* (Zeller & Dodge) Castellano, Saylor, M.E. Sm. & J.L. Frank und *X. behrii* (Harkn.) Castellano, M.E. Sm. & J.L. Frank geführt (Smith et al. 2018) – doch bleibt man bei der Gattung *Leccinellum*, so kann man gastroide Gattungen in diesem Fall erhalten. Es kann dann jedoch nötig sein, die Gattung *Leccinum* weiter in kleinere Einheiten zu zerteilen.

Der Stammbaum von Kuo & Ortiz-Santana (2020) bietet die Möglichkeit, *Leccinum* s.str. ohne gelbe Raufüße und gastroide Taxa zu definieren. Bezieht man nur die „klassischen Rotkappen und Birkenpilze“ in die Gattung *Leccinum* ein, so wird auch von Kuo & Ortiz-Santana (2020) dieses enge Taxon *Leccinum* s.str. mit einem ML-Bootstrapwert von 100 und einer Bayesian PP von 1 gestützt. Hier wäre aber die Konsequenz, dass man weitere, kleinere Gattungen definieren müsste, um gegenüber dieser Gattung *Leccinum* s.str. kein Paraphylum zu erhalten.

Darunter wären die bereits beschriebenen Gattungen *Octaviania* (ML Bootstrap 98 / Bayesian PP 1), *Chamonixia* (100/1), aber auch einzelne Arten, die isoliert stehen (z.B. *Boletus longicurvipes*, *Leccinum talamancae* Halling, L.D. Gómez & Lannoy – jeweils 100/1). Bei den „Gelben Raufüßen" bilden dann noch *Leccinellum viscosum* (Halling & B. Ortiz) Mikšík, *Leccinum violaceotinctum* B. Ortiz & T.J. Baroni und *Leccinellum quercophilum* M. Kuo einen eigene Clade, der jedoch nicht durch einen Bootstrapwert gestützt wird (ML Bootstrap < 50) sondern nur anhand der Bayesian PP von 0,94. Fasst man *Leccinellum quercophilum* als incertae sedis auf, so wäre das Artenpaar *Leccinellum viscosum* und *L. violaceotinctum* wiederum durch Werte von 100/1 als eigener Clade gestützt. Es bleiben drei Teilclades übrig – einmal die beiden gastroiden Gattungen *Rossbeevera* und *Turmalinea* Orihara & N. Maek. (100/1), zudem *Leccinellum albellum* (Peck) Bresinsky & Manfr. Binder und *Leccinum tablense* Halling & G.M. Muell. sowie als dritter Clade die Gattung *Leccinellum* s.str. im Sinne von Binder & Bresinsky, also ohne gelbe, im Fleisch nicht verfärbende Arten. Inwiefern sich dieses Bild durch Einbezug weiterer Taxa, andere untersuchte Loci, andere statistische Auswertung verändern wird, ist natürlich unklar. Letzten Endes gibt es aber grob gesehen nur zwei Möglichkeiten. Entweder fasst man die Gattung *Leccinum* sehr breit auf, inklusive gastroider Taxa (*Chamonixia*, *Octaviania*, *Rossbeevera*, *Turmanlinea*), wie es Kuo & Ortiz-Santana (2020) vorschlagen, oder man grenzt kleinere Einheiten ab, bewahrt dadurch die Eigenständigkeit der gastroiden Gattungen und erkennt als Konsequenz *Leccinellum* als Gattung an.

Bresinsky und Binder (in Bresinsky & Besl 2003) schlossen die im Fleisch nicht gelb verfärbenden, amerikanischen Taxa *Boletus longicurvipes*, *B. rubropunctus* und *B. subglabripes* aus ihrer neuen Gattung *Leccinellum* aufgrund dieser morphologischen Abweichung aus. Dies wird auch anhand des aktuellen Stammbaums von Kuo & Ortiz-Santana (2020) bestätigt. Demzufolge stehen *Boletus rubropunctus* und *Boletus subglabripes* in der Gattung *Hemileccinum* Šutara – in Bezug auf *Boletus subglabripes* haben dies auch schon Nuhn et al. (2013) und Halling et al. (2015) festgestellt. *Boletus longicurvipes* hingegen gehört in die Gattung *Leccinum* s.l., ist aber eben kein Teil von *Leccinellum* s.str. Die morphologische Umschreibung der Gattung *Leccinellum* ss. Bresinsy & Binder hat sich also im Nachhinein bestätigt, will man diese weiter anerkennen.

Da die Gattung *Leccinellum s.str.* nicht nur mit Hilfe von DNA-Stammbäumen, sondern auch morphologisch als Einheit definierbar ist, wird auch hier in diesem Beitrag die Gattung *Leccinellum* s.str. anerkannt. Damit wird auch dem Konzept von Lannoy & Estadès (1994) – diese wiederum Singer (1947) folgend – gefolgt, nur eben auf einer anderen Rangstufe: Statt als abgegrenzte Sektion *Leccinum* sect. *Luteoscabra* Singer innerhalb der Gattung *Leccinum* eben als eigene Gattung *Leccinellum*.

Eine Erweiterung der Gattung *Leccinellum* durch *Boletus longicurvipes* – was die Gattungsdefinition um die Möglichkeit des sich nicht verfärbenden Fleisches

erweitern würde – wodurch die morphologische Abgrenzung zur nicht näher verwandten Gattung *Hemileccinum* Šutara erschwert würde (siehe z.B. Šutara 1989, 2008, Halling et al. 2015) – ist hinfällig, was die mit einer entsprechenden Erweiterung verbundenen Abgrenzungsprobleme nichtig macht.

Neben der Farbgebung der Fruchtkörper (Hymenophor blass, aber gut erkennbar gelb bis satt gelb, Fleisch an der Luft rötend bis schwärzend) unterscheidet sich möglicherweise auch die Anatomie der Ektomykorrhizen von der der Gattung *Leccinum* s.str. Während *Leccinum* s. str. in die Wurzelzellen der Wirtspflanze Haustorien treibt (untersucht bei *Leccinum holopus* + *Betula pubescens*, *L. scabrum* + *Betula pendula* und *L. variicolor* + *Betula pendula* – Müller & Agerer 1990), fehlen bei *Leccinellum* solche Haustorien (untersucht bei *Leccinellum lepidum* + *Quercus ilex* – Montecchio et al. 2006). Eine gezielte Suche nach Haustorien in beiden Gattungen bei weiteren Taxa wäre wünschenswert, um zu prüfen, ob hier wirklich ein weiteres Gattungsmerkmal vorliegt, an dem man *Leccinum* von *Leccinellum* unterscheiden könnte. Haustorien in die Wurzelzellen bei Ektomykorrhizen sind sonst von Arbutoiden/Monotropoiden Mykorrhizen bekannt – hier auch von Vertretern der Gattung *Leccinum* (z.B. *Leccinum manzanitae* – vgl. Bidartondo & Bruns 2001). Wünschenswert wäre hier auch eine Untersuchung der Mykorrhizen anderer leccinoider Röhrlinge und der in dieser Gruppe enthaltenen gastroiden Taxa. Bei *Chamonixia caespitosa* konnte Raidl (1999) zumindest keine Haustorien feststellen, was die Nähe zu *Leccinellum* unterstreichen könnte.

Unterteilung der Gattung *Leccinellum* bzw. der früheren Sektion *Leccinum* sect. *Luteoscabra*:

Vor der Abtrennung der gelbröhrigen bzw. gelbporigen Raufüße in die eigene Gattung *Leccinellum* wurden diese Arten in die Sektion *Leccinum* sect. *Luteoscabra* Singer gestellt (so z.B. von Lannoy & Estadès 1995, 2001, den Bakker & Noordeloos 2005, Muñoz 2005, Klofac 2007). Die Originaldiagnose der Sektion *Luteoscabra* entspricht aber, wenn man als Hintergrund die Merkmale der Gattung *Leccinum* nimmt, nur zum Teil der heutigen Gattung *Leccinellum*:

„*Hymenophoro et plerumque stipite et parte carnis flavo-tincto*“ (Singer 1947: 112).

Es fehlt hier der Bezug auf das bei Luftkontakt verfärbende Fleisch. Als Sektionstypus wählte Singer (1947) *Boletus nigrescens* Richon et Roze [= *Leccinellum crocipodium* (Letell.) Della Maggiora & Trassinelli].

Die Sektion *Luteoscabra* wurde wiederum zunächst von Smith et al. (1967) in drei Subsektionen unterteilt:

Leccinum (sect. *Luteoscabra*) **subsect. *Albella*** A.H. Sm., Thiers & Watling 1967

Typus: *Leccinum albellum* (Peck) Singer

Originaldiagnose: „*Cuticula pilei cum cellulis subglobosis; tubuli pallidi demum ligno-brunnei*"

Leccinum (sect. *Luteoscabra*) subsect. ***Pseudoscabra*** A.H. Sm., Thiers & Watling 1967

Typus: *Leccinum snellii* A.H. Sm., Thiers & Watling

Originaldiagnose: „*Hyphae cuticularum cum cellulis saepe ellipsoideis, subglobosis vel globosis*; *tubulis pallidi*"

Leccinum (sect. *Luteoscabra*) **subsect. *Luteoscabra*** A.H. Sm., Thiers & Watling 1967 (nom. inval.)

Typus: *Boletus nigrescens* Richon et Roze

Die Definition der Subsektion *Luteoscabra* erfolgte ohne lateinische Diagnose, da sie von Smith et al. (1967) als Autonym angedacht war. Da der Gattungstypus jedoch nicht in der Sektion *Luteoscabra* enthalten ist, gilt dies hier nicht, da dies nur auf Taxa zutrifft, die den Gattungstypus enthalten, was hier aber nicht der Fall ist (Turland et al. 2018: Art. 22).

Die Einteilung von Smith et al. (1967) widerspricht dem Konzept der Sektion *Luteoscabra* im Sinne der heutigen Gattung *Leccinellum* s.str., da die Subsektion *Pseudoscabra*, die trotz des Namens eben nicht auf *Leccinum pseudoscabrum* (Kallenb.) Šutara basiert, Arten enthält, die keine Gelbtöne im Hymenophor zeigen. Insofern begründen Smith et al. (1967) die Abgrenzung der Sektion *Luteoscabra* primär mit der Anatomie der Hutdeckschicht und nicht mit der Farbe des Hymenophors, weshalb Arten mit Zylindro- und Sphaeocysten, die nicht zu den „Rotkappen i.w.S. (= *Leccinum* sect. *Leccinum*) gehören, von ihnen hier einsortiert wurden – so z.B. der Sektionstypus *Leccinum snellii* oder das europäische *Leccinum variicolor* Watling.

Lannoy & Estadès (1994) schlagen eine natürlichere Einteilung vor, indem sie die Subsektion *Pseudoscabra* als Teil von *Leccinum* sect. *Scabra* A.H. Sm., Thiers & Watling emendieren. Die Subsektion *Luteoscabra* beschreiben sie indes neu, wodurch die Sektion *Luteoscabra* nun nur noch aus zwei Subsektionen besteht:

Leccinum (sect. *Luteoscabra*) **subsect. *Luteoscabra*** Lannoy & Estadès 1994

Typus: *Leccinum crocipodium* (Letell.) Watling

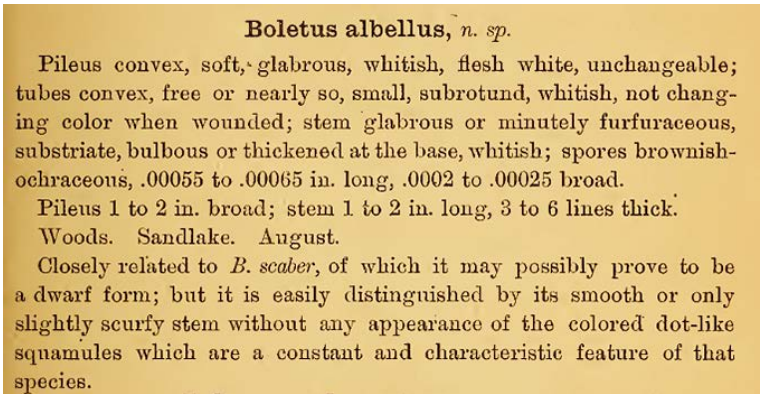
Originaldiagnose: „*Species generis „Leccinum", sectionis „Luteoscabra", epicute plerumque sphaerocystis destitua vel mixta. Caro e luteola lutea. Hymenium distincte luteum*." (Lannoy & Estadès 1994: 23).

Leccinum (sect. *Luteoscabra*) **subsect. *Albella*** (siehe oben)

Möchte man nun die Gattung *Leccinellum* s.str. in Sektionen aufteilen, so liegt zunächst die Idee nahe, die bekannte Einteilung von LANNOY & ESTADÈS (1994) in zwei Subsektionen nun eben auf Sektionsebene in der Gattung *Leccinellum* anzuheben. Dies beträfe die Subsektion *Albella*, die zu *Leccinellum* auf Sektionsebene kombiniert werden könnte, denn die Subsektion *Luteoscabra* wäre hier das Autonym Sektion *Leccinellum*.

Um diese Entscheidung zu treffen, muss der Typus der Subsektion *Albella* näher betrachtet werden. *Boletus albellus* Peck wurde von PECK (1888) als weißlich, mit weißlichem, unveränderlichem Fleisch beschrieben (siehe Abb. 1). Diese Beschreibung wiederholt PECK (1889) in seiner Zusammenstellung über die Röhrlinge der Vereinigten Staaten. Das für die Gattung *Leccinellum* typische, schwärzende Fleisch fehlt hier demnach. Auch BOTH (1993), der alle aus Nordamerika beschriebenen Röhrlinge in Form eines Kompendiums zusammenfasst, definiert diese Art ebenfalls mit unveränderlichem Fleisch – ebenso wie die in BOTH (1993) zitierten Beschreibungen von *Leccinum albellum* (Peck) Singer in der moderneren nordamerikanischen Literatur. Auch im Standardwerk von SMITH & THIERS (1971) über die Röhrlinge aus Michigan wird dieses Konzept übernommen. Demnach wurde *Leccinum albellum* wohl aufgrund der Zylindrocysten seiner Hutdeckschicht von SMITH et al. (1967) in die Sektion *Luteoscabra* gestellt, um dort als Namensgeber der – dann passend benannten – Subsection *Albella* zu dienen.

Nach heutiger Sichtweise (z.B. LANNOY & ESTADÈS 1995, KLOFAC 2007) müsste *Leccinum albellum* demnach der Sektion *Scabra* zugeordnet werden. Dies wird, wenn auch aufgrund der Wahl nur weniger Arten der Gattungen *Leccinum* und *Leccinellum* auch in aktuellen Arbeiten über die Phylogenie der Boletaceae zumindest teilweise bestätigt. HALLING et al. (2015) untersuchten die Phylogenie der Boletales, um unter anderem die systematische Stellung von *Boletus subglabripes* Peck zu klären, der früher in die Sektion *Luteoscabra* gestellt wurde – so z.B. auch von BINDER & HIBBET (2006) und DEN BAKKER & NOORDELOOS (2005). Der vorgeschlagene Stammbaum



Boletus albellus, *n. sp.*

Pileus convex, soft, glabrous, whitish, flesh white, unchangeable; tubes convex, free or nearly so, small, subrotund, whitish, not changing color when wounded; stem glabrous or minutely furfuraceous, substriate, bulbous or thickened at the base, whitish; spores brownish-ochraceous, .00055 to .00065 in. long, .0002 to .00025 broad.

Pileus 1 to 2 in. broad; stem 1 to 2 in. long, 3 to 6 lines thick.

Woods. Sandlake. August.

Closely related to *B. scaber*, of which it may possibly prove to be a dwarf form; but it is easily distinguished by its smooth or only slightly scurfy stem without any appearance of the colored dot-like squamules which are a constant and characteristic feature of that species.

Abb. 1 – *Boletus albellus* Peck. Originalbeschreibung aus PECK (1888: 77)

der Boletaceae von Halling et al. (2015: 6, Fig. 1) enthält zwar neben *Boletus subglabripes* nur vier Raufüße – namentlich *Leccinum albellum*, *Leccinum scabrum* (Bull.) Gray, *Leccinellum crocipodium* und *Leccinellum corsicum* – hier erscheint *Leccinum albellum* allerdings als Schwesterart zu *Leccinum scabrum*. Nuhn et al. (2013) haben ebenfalls nur vier Taxa aus den Gattungen *Leccinum* und *Leccinellum* für ihren Stammbaum der Boletaceae betrachtet (dieselben wie in Halling et al. 2015). Hier bilden *Leccinum* s. str. und *Leccinellum* je zwei getrennte Clades, wobei ebenfalls *Leccinum albellum* in der Gattung *Leccinum* s. str. clustert.

Bei Binder & Hibbet (2006) clustert *Leccinum albellum* in der Gattung *Chamonixia*. Analog sind die Ergebnisse von den Bakker & Noordeloos (2005). Da hier aber Arten der Gattung *Chamonixia* nicht mit einbezogen wurden, erscheint jetzt *Leccinum albellum* klar in der Gattung *Leccinellum* angesiedelt. Das Problem: die Studien von Binder & Hibbet (2006), den Bakker & Noordeloos (2005) und Nuhn et al. (2013) basieren auf dem gleichen Beleg von *Leccinum albellum* (GenBank AY612811), während sich Halling et al. (2015) auf einen von Manfred Binder aufgesammelten Beleg (GenBank JQ327007) beziehen. Beide Belege von *Leccinum albellum* sind kein Typusmaterial. Die Platzierung von *Leccinum albellum* im Stammbaum ist aber auch bei den Studien, die sich auf denselben Beleg beziehen, völlig unterschiedlich (Nuhn et al. 2013 vs. Binder & Hibbet 2006 und den Bakker & Noordeloos 2005). Dies liegt möglicherweise auch an der Wahl der untersuchten Loci: Nuhn et al. (2015) analysierten nuc-LSU, *tef1* und *rpb1*, Halling et al. (2013) analyiserten nuc-LSU, *tef 1-α* und *rpb2*, während sich Binder & Hibbet (2006) und den Bakker & Noordeloos (2005) allein auf nuc-LSU beziehen.

Der aktuelle Stammbaum von Kuo & Ortiz-Santana (2020) stellt *Leccinum albellum* als *Leccinellum albellum* (Peck) Bresinsky & Manfr. Binder in einen eigenen, kleinen Clade zusammen mit *Leccinum tablense* (als Schwestergruppe des Clades mit den Gattungen *Rossbeevera* und *Turmalinea*), bzw. zusammen mit *Rossbeevera* und *Turmalinea* als Schwestergruppe zu *Leccinellum* s.str.

Man kann nun entweder die beiden Gattungen *Rossbeevera* und *Turmalinea* auflösen und zusammen mit *Leccinum albellum* sowie *Leccinum tablense* als Sektion *Albella* in die Gattung *Leccinellum* stellen oder *Leccinellum* enger definieren, wie oben diskutiert wurde. Da ja mangels Sequenzierung des Typusbelegs von *Boletus albellus* nicht geklärt ist, ob sich diese Art nun doch in der Gattung *Leccinum* s.str. befindet oder eben in dem Verwandtschaftskreis rund um die Gattung *Leccinellum* s.str., wird eine Umkombinierung von *Leccinum* subsect. *Albella* in die Gattung *Leccinellum* hier als nicht begründbar angesehen.

Der Stammbaum von Kuo & Ortiz-Santana (2020) deutet eine Zweiteilung der Gattung *Leccinellum* s.str. an: auf der einen Seite stehen *Leccinum rugosiceps* (Peck) Singer, eine unbeschriebene Art sowie *Leccinum crocipodium* s.str. und eine weitere noch zu beschreibende, nahestehende Art (*Leccinum crocipodium* s. auct. Amer.), auf der anderen Seite die blassen Arten rund um *Leccinellum pseudoscabrum* (Kallenb.)

Mikšík sowie *Leccinellum corsicum* Rolland und *Leccinellum lepidum* (H. Bouchet ex Essette) Bresinsky & Manfr. Binder.

Morphologisch betrachtet kann man die Arten rund um *Leccinellum pseudoscabrum*, also *Leccinum* subsect. *Albella* s. Lannoy & Estadès durch die nur blassen Poren, denen der leuchtend gelbe Farbton der anderen Arten fehlt, unterscheiden. Betrachtet man aber die Farbe der Röhren, so fällt eben auf, dass auch *Leccinellum corsicum* und *Leccinellum lepidum* jung auffallend blasse, grauweiße Röhren besitzen (siehe unten), während die Röhren von *Leccinellum crocipodium* und *Leccinum rugosiceps* schon sehr jung kräftig gelb gefärbt sind.

Um das Konzept der Aufteilung der „Gelben Raufüße" im Sinne von Lannoy & Estadès (1994) zu erhalten, wird hier nun folgende Aufteilung der Gattung *Leccinellum* in drei Sektionen vorgeschlagen, die sich auch genetisch anhand des aktuellen Stammbaums von Kuo & Ortiz-Santana (2020) begründen lässt:

Leccinellum sect. ***Lecinellum***

(= *Leccinum* subsect. *Luteoscabra* Lannoy & Estadès 1994)

Typus: *Boletus nigrescens* Richon et Roze

Enthält Arten mit kräftig gelben Poren und bereits jung kräftig gelben Röhren.

Leccinellum sect. ***Hemixantha*** C. Hahn sect. nov.

(MycoBank Nr. MB 834580)

Differs from *Leccinellum* sect. *Leccinellum* in the pale yellowish coloration of the tubes, pores and stipe surface.

Typus hic designatus: *Boletus pseudoscaber* Kallenb., Die Pilze Mitteleuropas, Band 1, Die Röhrlinge (Boletaceae): 117 (1929)

Etymologie: ξανθός (altgr. für gelb) und ἥμι (altgriechisches Präfix für „halb"), latinisiert hemixanthus – „nur halb gelb" – wegen der nur gelblichen und nicht leuchtend gelben Färbung des Hymenophors.

Enthält Arten mit sehr blassen, nur gelblich gefärbten Röhren und Poren.

Leccinellum sect. ***Calida*** C. Hahn sect. nov.

(MycoBank Nr. MB 834581)

Differs from *Leccinellum* sect. *Leccinellum* in the pale yellowish coloration of the tubes of young fruit bodies; differs from *Leccinellum* sect. *Hemixantha* in the vivid yellow pores. The pileipellis may be viscid or subviscid.

Typus hic designatus: *Boletus corsicus* Rolland, Bulletin de la Société Mycologique de France 12: 1 (1896)

Etymologie: calidum – ein römisches Getränk aus Wein, heißem Wasser und Gewürzen, welches im Winter genossen wurde – wegen dem Bezug zum Mediterranen Raum, der Wärme des Getränks und dem Winter, da die europäischen Arten der Sektion vor alle im Mittelmeerraum vorkommen, somit sehr wärmeliebend, bzw. frostmeidend sind und teils bevorzugt in den Wintermonaten fruktifizieren.

Enthält Arten mit jung kräftig gelben Poren, aber nur jung blassen Röhren und oft (aber nicht immer) schmierigem Hut.

Europäische Taxa der Sektion *Leccinellum* sect. *Leccinellum*

Leccinellum crocipodium (Letell.) Della Maggiora & Trassinelli, Index Fungorum 171: 1 (2014) (Abb. 2)

≡ *Boletus „crocipodius“* Letell., Fig. Champ.: t. 166 (1835) (als *Boletus crokipodius*)

= *Boletus rimosus* Vent., Studi Micologi: 31 (1842)

= *Boletus tessellatus* Gillet, Les Hyménomycètes ou Description de tous les Champignons qui Croissent en France: 636 (1878)

= *Boletus nigrescens* Richon & Roze, Atlas Champ.: t. 60: 5-10 (1888)

= *Boletus luteoporus* Bouchinot, Bulletin de la Société Mycologique de France 20: 91 (1904)

= *Boletus velenovskyi* Smotl., Sitzungsberichte der Königlichen Böhmischen Gesellschaft der Wissenschaften 1911(VIII): 60 (1912).

Originaldiagnose: „*Bolet á pied râpeux*“

Lectotypus: Letellier (1835: Tafel 666, Fig. B), Ausgabe im Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris (siehe Parra et al. 2017).

Epitypus: France, Ardennes, Sommeau/Beaument-en-Argonne, F. de Belval, 20 IX 1999, R. Walleyn 1659, in L, Isoepitypus in Gent (siehe Parra et al. 2017)

Merkmalsübersicht (vgl. Abb. 2): Hut bis 15 cm im Durchmesser, gelb, gelbbraun, auch mit eingemischten olivlichen Tönen, alt auch dunkler braun; Huthaut bald einreißend und ein Mosaik / Areolen auf dem Hut erzeugend; Röhren bereits jung deutlich gelb, zitronen- bis schwefelgelblich, später in Richtung olivgelb umfärbend; Poren wie Röhren gefärbt, auf Druck ockerbräunlich fleckend; Stiel bis 12 x 4 cm, blassgelb bis gelb, mit jung gelben, alt bräunlichen Schüppchen; Fleisch blass gelblich bis hell gelb, an der Luft erst rötend bis rotbraun verfärbend, dann schwärzend. Hutdeckschicht ein Palisadoderm aus kurzgliedrigen, 10-30 µm breiten Hyphen, die oftmals Ketten aus Zylindrocysten und Sphaerocysten bilden, vermischt mit langzelligen Hyphen von 5-11 µm Breite; Sporen 13,5-18 x 5,5-7 µm; Q = 2,1-2,6; Qm =2,3-2,5.

Ökologie: Die meisten Quellen – z.B. Lannoy & Estadès (1995, 2001), Schreiner (1998), Muñoz (2005), Watling (2005), Klofac (2007) geben laubwerfende, nicht

Abb. 2 – *Leccinellum crocipodium.* Österreich, Steiermark, Gleichenberger Kogel, 28.8.2019. a) Übersicht; b) Detail: typisch mosaikartig aufreißende Huthaut; Hutrand auf Druck sofort schwärzend; c) Detail der Stieloberfläche: feine, gelbe Stielschüppchen auf gelblichem Grund, bei Berührung bräunend. Fotos: C. HAHN

immergrüne Vertreter der Gattung *Quercus* bzw. Fagaceae als Symbiosepartner an – z.B. explizit *Quercus robur* und *Quercus petraea* von MUÑOZ (2005). DEN BAKKER & NOORDELOOS (2005) nennen zudem *Carpinus* – wie auch SINGER (1967), der *Quercus*, *Fagus*, *Carpinus* angibt. BLUM (1969) trennt zwischen *Boletus tesselatus*, welcher bei Eichen vorkomme („semble surtot fréquent sous les chênes“ – BLUM

1969: 574) und *Boletus nigrescens*, welchen er der Hainbuche zuordnet („semble pousser surtout sous charmes“ – Blum 1969: 574). *Carpinus* ist allerdings in Eichenwäldern regelmäßig eingestreut. Eine Symbiose von *L. crocipodium* mit *Carpinus* müsste ggfls. durch Untersuchung der Mykorrhizen belegt werden, sind aber natürlich nicht auszuschließen. Aufsammlungen aus reinen *Carpinus*-Beständen sind mir beispielsweise nicht bekannt, wohl aber aus reinen Eichenbeständen bzw. mit eingemischten Buchen und Kiefern. Im passenden Habitat ist *Leccinellum crocipodium* bisweilen häufig.

Die Akzeptanz des Taxons auf Artebene an sich und auch die Interpretation der Merkmale dieser Art sind unstrittig und entsprechen beispielsweise der von den Bakker & Noordeloos (2005), Engel et al. (1983), Lannoy & Estadès (1995, 2001), Singer (1967) – nur hinsichtlich des Namens der Art gibt es Diskussionsbedarf. *Boletus crocipodius* Letell. 1835 ist der älteste, zur Verfügung stehende Name. Er beruht allerdings nur auf einer Farbtafel mit der Legende „*Boletus crokipodius*“ und der Angabe „*Bolet á pied râpeux*“ ohne weitere Beschreibung (Letellier 1835). *Boletus rimosus* Vent., *Boletus tessellatus* Gillet, *Boletus nigrescens* Richon & Roze und weitere zur Verfügung stehende Namen sind jünger.

Fries (1874: 520) kommentiert den Namen *Boletus crocipodius* wie folgt: „*B. crocipodis Letell. t. 666 sine descriptione. Non determinandus; videtur B. subtomentoso affinis. Pileus crebre guttato-maculatus, num rimosus?*“

Er verweist darauf, dass keine Beschreibung existiere und deshalb nicht nachvollziehbar sei, was Letellier unter dem Namen verstand, wobei Fries anhand der Abbildung eher an *Xerocomus subtomentosus* s.l. dachte. Singer (1967), der sich hierbei auch auf Fries (1874) bezieht, erachtet aufgrund des vermeintlich fehlenden Protologs die Beschreibung von *Boletus crocipodius* ebenfalls als ungültig und verwendet daher das Epitheton *nigrescens*. Muñoz (2005: 573) geht auch davon aus, dass es keine Beschreibung, also keinen Protolog gebe: „*Nota: Boletus crokipodius Letellier (1838)* [sic! Siehe unten]*, está basado en la lámina en color (tab. 666), sin ninguna descripción escrita*“. Dennoch führt Muñoz (2005) die Art unter dem Namen *Leccinum crocipodium*, obwohl er ja eigentlich gemäß seines Kommentars ungültig sein sollte.

Aktuell ist der Shenzhen Code (Turland et al. 2018) anzuwenden, und natürlich verlangt auch dieser, dass ein Name eines neuen Taxons von einer Beschreibung bzw. Diagnose begleitet werden muss, um gültig zu sein (Turland et al. 2018: §38.1). Singer (1967) folgend wurde der Name *Boletus crocipodius* auch von weiteren, späteren Autoren explizit als ungültig angesehen (vgl. Parra et al. 2017). Dies führte beispielsweise dazu, dass Bresinsky & Binder (in Bresinsky & Besl 2003) bei ihrer Kombination *Leccinellum crocipodium* auf die Beschreibung von *Krombholzia crocipodia* Letell. ex E.-J. Gilbert und daher bei der Angabe des Basionyms auf Gilbert (1931) verweisen. Die Auffassung, dass erst Gilbert (1931) die Beschreibung Letelliers validiert, vertritt auch Singer (1967: 87), und dies wurde beispielsweise auch von Engel et al. (1983) übernommen. Dementsprechend verwenden sowohl Singer (1967) als auch Engel et al. (1983) den Namen *Leccinum nigrescens*. Engel

et al. (1983: 12) geben „*Krombholzia crocipodia* Let. ? ex Gilbert 1931“ als Synonym an. Die Angabe „Let.? ex“ lässt offen, ob Gilbert nun Letelliers Beschreibung validiert oder ob es doch eine unabhänge Neubeschreibung ist. Letzteres ist aber abzulehnen, da sich Gilbert explizit auf Letellier bezieht.

Geht man nun aber davon aus, dass erst Gilbert (1931) Letelliers Beschreibung validierte, stünden einige frühere Namen in Konkurrenz, sodass man auf den ältesten unter diesen zurückgreifen müsste. Insbesondere der Name *Boletus rimosus* bietet sich hier an. den Bakker & Noordeloos (2005) interpretieren die Beschreibung von Venturi (1841: 31) allerdings als nomen dubium, da der Hut gemäß Originalbeschreibung olivbräunlich sein solle und die Poren blass: „*Boletus rimosus, often cited as a synonym, is better considered a nomen dubium on account oft the brown-olivaceous pileus and pale pores“* (den Bakker & Noordeloos 2005: 568). Venturi (1842: 31) gibt aber als Beschreibung an: „*Boletus rimosus, pileo pulvinato dilatato sordido-virescente rimoso areolato, tubulis subliberis rotundis luteis virescentibus, stipite longo, solido ventricoso. Caro crassa pallido vix mutabilis. Sapor atque odor gratus. In fagetis umbrosis aestate. Boletus impolitus? Fr. Esculentus.*“

Die Röhren (und damit auch Poren) werden also klar als gelb bezeichnet (mit dem Zusatz, grün zu verfärben, was beim Reifen der Fruchtkörper normal ist). Der Hut ist ausdrücklich als rissig angegeben, olivgrüne Farbtöne der Huthaut sind ebenfalls normal für *Leccinellum crocipodium*, der Stiel wird als lang bezeichnet, das Fleisch verfärbt sich. Insofern gibt es keinen Widerspruch zur aktuellen Artauffassung von *Leccinellum crocipodium.* Der Name *Boletus rimosus* wäre also anwendbar, sollte die Beschreibung von *Boletus crocipodius* ungültig sein.

Parra et al. (2017) diskutieren die Gültigkeit des Namens *Boletus crocipodius* ausführlich, korrigieren dabei fehlerhafte Angaben in MycoBank und Index Fungorum hinsichtlich des Datums und des Titels der Originalbeschreibung (siehe unten) und erläutern zudem die Etymologie des Namens. Hierbei stellen sie fest, dass Letellier mit dem Begriff „crokipodius“ wohl keinen safranfarbigen Stiel, sondern einen „mit wolligen Flocken versehenen Stiel“ meinte. Insofern ist die Angabe „Bolet á pied râpeux“ nicht nur als der Name des Pilzes, sondern auch als (wenngleich extrem kurze, wenig aussagekräftige) Beschreibung deutbar – es handelt sich eben um einen Röhrling mit rauem Stiel. Auch wenn diese Diagnose äußerst kurz ist, ist damit zumindest formell Art. 38.1 des Nomenklaturcodes erfüllt. Damit ist die Beschreibung von *Boletus crocipodius* Letell. gültig und auch effektiv publiziert.

Die Kombination *Leccinellum crocipodium* (E.J. Gilbert) Bresinsky & Manfr. Binder ist folglich sowohl ungültig als auch, wäre sie gültig, überflüssig. Ersteres, weil der Name *Boletus crocipodius* Letell. gültig publiziert wurde und sich Gilbert (1931) auf Letellier (1835) bezieht, sodass seine Beschreibung der *Krombholzia crocipodia* eine Umkombinierung des Letellier’schen Epithetons ist, letzteres, weil für den Fall, dass *Boletus crocipodius* erst im Jahr 1931 validiert worden wäre, der älteste zur Verfügung stehende Name für diese Art eben *Boletus rimosus* wäre. Da sogar

weitere, ältere Namen vorhanden wären, würde man *Boletus rimosus* als nomen dubium auffassen, ist in dem Fall der Bezug auf einen Namen aus dem Jahr 1931 ebenfalls nicht angebracht.

Zu weiterer Verwirrung um den Namen *Boletus crocipodius* führt wohl auch die fehlerhafte Zitierung der Originalbeschreibung z.B. bei MycoBank oder Index Fungorum. Der korrekte Titel lautet „*Figures des champignons servant de supplément aux planches de Bulliard*.“ (vgl. Parra et al. 2017). Sowohl die Nummerierung der Abbildungen als auch der Titel zeigen deutlich, dass Letellier damit das Werk Bulliards fortsetzen wollte. Die Tafeln beginnen mit Nr. 603. Bulliard wiederum publizierte sowohl in „*Herbier de la France*“ (Bulliard 1780–1798) als auch in „*Histoire des Champignons de la France*“ (Bulliard 1791, Bulliard 1792, Bulliard & Ventenat 1809, Ventenat 1812) jeweils genau 602 Farbtafeln. Letellier schließt mit Tafel 603 folglich dort an. Da „*Herbier de la France*“ sowohl Pflanzen als auch Pilze enthält, während „*Histoire des Champignons de la France*“ nur Pilze, liegt es nahe anzunehmen, dass sich Letellier auf letzteres bezog. Index Fungorum und MycoBank geben als Referenz *Boletus crocipodius* Letell., Hist. Champ. Fr. (Paris): tab. 666 (1838) an, also ein falsches Jahr und einen falschen Titel, denn weder „Hist.“ (→ Histoire) noch „Fr.“ (→ France) tauchen bei Letellier (1835) im Titel auf.

Typisierung: Der Typus von *Boletus crocipodius* ist eine Farbtafel. Ein Beleg wird im Protolog nicht angegeben. Bereits Gilbert (1931) merkt an, dass dieser Iconotypus mehr als eine Art abbilden dürfte. Singer (1967: 87) schreibt dazu: „*Erstens ist die Zugehörigkeit nur einer Figur der von Letellier veröffentlichten Tafel mit einigem guten Willen auf unsere Art deutbar*…“.

Zuvor haben Gilbert (1931) und Maire (1937) explizit die fig. B auf der Tafel 666 von Letellier als Grundlage für die Interpretation von *Boletus crocipodius* festgelegt, hierbei aber leider keine Lectotypisierung im Sinn des Nomenklaturcodes vorgenommen. Es war aber seitdem klar, dass – sollte man sich für die Verwendung des Epithetons *crocipodius* entscheiden – die fig. B. ausgewählt werden sollte. Lannoy & Estadès (1995) wählten allerdings fig. A und fig. B als Lectotyp aus (unter dem Begriff „type virtuell“, was die Typisierung aber nicht unbedingt ungültig machen würde). Parra et al. (2017) erachten die Lectotypisierung jedoch als ungültig, da sie den Nomenklaturcode so interpretieren, dass nur ein einziges Element aus dem Originalmaterial (bzw. Iconotypus) ausgewählt werden dürfe, hier aber zwei Elemente gewählt wurden. Auch im aktuellen Nomenklaturcode (Turland et al. 2018: Art. 9.3) wird dies explizit ausgedrückt:

„***9.3.*** *A lectotype is one specimen or illustration designated from the original material (Art. 9.4) as the nomenclatural type, in conformity with Art. 9.11 and 9.12, if the name was published without a holotype, or if the holotype is lost or destroyed, or if a type is found to belong to more than one taxon (see also Art. 9.14). For sanctioned names (Art. F.3), a lectotype may be selected from among elements associated with either or both the protologue and the sanctioning treatment (Art. F.3.9).*“

Ein Lectotypus ist folglich im Fall eines Iconotypus eine (!) Illustration, die aus der Originalabbildung ausgewählt werden muss. Dem Argument von Parra et al. (2017) muss dennoch nicht gefolgt werden, denn die Auswahl zweier Elemente macht die Typisierung nicht ungültig: „***9.17.*** *A designation of a lectotype, neotype, or epitype that later is found to refer to a single gathering but to more than one specimen must nevertheless be accepted (subject to Art. 9.19 and 9.20), but may be further narrowed to a single one of these specimens by way of a subsequent lectotypification, neotypification, or epitypification (see also Art. 9.14)*“ (Turland et al. 2018: Art 9.17)

Geht man davon aus, dass die Figuren A und B von derselben Aufsammlung, aber von unterschiedlichen Fruchtkörpern stammen, so kann die Auswahl später weiter eingeengt werden, dass nur noch ein Fruchtkörper („specimen“) als Typus fungiert.

Ein anderes, von Parra et al. (2017) genanntes Argument hingegen ist unzweifelhaft. Streng genommen existieren aufgrund der vielen gedruckten Exemplare von Letelliers Werk viele Syntypen. Es muss daher zwingend eine einzige Ausgabe des Werks ausgewählt werden, denn jede gedruckte Abbildung ist ein Element des Originalmaterials (und deshalb sind alle Tafeln Syntypen). Die Farben können von Exemplar zu Exemplar schwanken – insbesondere bei historischen Werken. So gibt es auch handkolorierte Werke, bei denen von vornherein jede Tafel anders ausfällt. Aber auch beim Buchdruck ist nicht ausgeschlossen, dass es schon bei der Herstellung zu kleinen Abweichungen in der Farbdichte kommen kann (oder gar zu einzelnen Fehldrucken). Insofern ist der Versuch der Lectotypisierung von Lannoy & Estadès (1995) unvollständig. Selbst wenn die gesamte Tafel 666 als Lectotypus ausgewählt worden wäre, müsste die genaue Ausgabe des Werks angegeben werden. Die Auswahl der Figuren A und B ist somit hinfällig, die Lectotypisierung fehlgeschlagen.

den Bakker & Noordeloos (2005) geben einen Epitypus begleitend zur Tafel Letelliers an. Ihre Angabe des Holotypus, auf den sich der Epitypus bezieht, ist aber unkorrekt, da es ja immer noch nur Syntypen, aber keinen Holotypus gibt. Die Epitypisierung von den Bakker & Noordeloos (2005) ist zudem schon allein deshalb ungültig, da sie übersehen hatten, den seit 2001 vorgeschriebenen Passus „hic designatus“ oder „designated here“ (oder ein Äquivalent dieser Angabe) anzugeben, durch den exakt festgelegt wird, wo genau in einem Artikel ein Typus festgelegt / ausgewählt wird (Turland et al. 2018: Art. 7.11). den Bakker & Noordeloos (2005: 566) geben nur an: „*Epitype: France, Ardennes, Sommeau/Beaument-en-Argonne, F. de Belval, 20 IX 1999, R. Walleyn 1659 (L), isotype in Gent*“. Es kann also nicht unterschieden werden, ob hier eine Information zu einem an anderem Ort festgelegten Epitypus wiedergegeben wird oder ob es sich hier um die Festlegung selbst handelt.

Erst Parra et al. (2017) beenden das Hin und Her rund um die Typisierung. Sie legen als Lectotypus Letelliers Tafel 666, Fig. B fest. Leider spezifizieren sie dort aber wiederum nicht die Ausgabe des Werks, obwohl sie genau auf dieser Basis frühere Lectotypisierungen kritisierten. Im beschreibenden Text vor der endgültigen Festlegung des Typus beziehen sie sich aber explizit auf eine definierte Ausgabe: „*As commented previously, the colours of the plates included in Letellier's work are very*

different within the same edition as well as among different editions. Thus, included in the first edition, there are copies (Muńoz 2005), in which the cap surface and the upper part of the stem of Figure A as well as the hymenophore of Figure C clearly show red tones, whereas the stem of Figure B shows blue-green tones (very likely the one consulted by Šutara 1989, judging by his observations). On the other hand, other copies within the first edition, such as the one we received from the botanical library of the Muséum National d'Histoire Naturelle, do not show red tones in the same parts. In this copy we can see yellow tones in the flesh under the cuticle of Figures A and B, whereas the stem in Figure B is completely yellow. ***For this reason, we publish in this contribution for the first time Plate 666 of the first edition conserved at the Muséum National d'Histoire Naturelle, in which Figure B which we designate as the lectotype (see below) perfectly corresponds to the current interpretation of Boletus crocipodius.*** *Curiously, in this copy, spores which should be represented in Figure F are missing.*" (Parra et al. 2017: 174 – Hervorhebung durch Fettdruck nicht im Original).

Es wird begründet, weshalb die exakte Ausgabe ausgewählt wurde und dadurch auch gezeigt, dass es sich um eine echte Auswahl handelt, da andere Ausgaben mit diskutiert, also verglichen werden. Ein direkter Bezug zur auf derselben Seite, nur weiter unten erfolgenden Lectotypisierung wird ebenfalls gegeben („see below"). Insofern wird hier davon ausgegangen, dass die Lectotypisierung nun korrekt festgelegt und vollzogen wurde.

Parra et al. (2017) haben zudem einen Epitypus festgelegt. Leider wurde der von den Bakker & Noordeloos (2005) bereits vorgeschlagene Epitypus erneut gewählt. Auf den ersten Blick erscheint dies sinnvoll, da von diesem Beleg bereits DNA-Sequenzen vorliegen und (fälschlicherweise) als Sequenzen vom Typusmaterial (als Epitypus) in Gendatenbanken vorliegen bzw. in Publikationen als solche auftreten. Dennoch ist diese Wahl aus mehreren Gründen sehr unglücklich. Es werden von den Bakker & Noordeloos (2005) keinerlei Angaben zur Ökologie, also zum Standort der Kollektion, die den Epiytpus bildet, gemacht. Es kann so z.B. nicht einmal der Begleitbaum / Symbiosepartner ermittelt werden, geschweige denn andere Informationen zum Boden-pH, der Begleitflora, des Kleinklimas (usw.). Auch existiert zu dem Epiytpus vermutlich keine Abbildung. Der Epitypus soll ja dem Originalmaterial (hier dem Lectotypus) in seinen Merkmalen entsprechen und dieses ergänzen. Dies kann jetzt nicht einmal neutral überprüft werden. Auch existiert keine Beschreibung der Anatomie des Epitypus, da sich die Beschreibung von *Leccinellum crocipodium* durch den Bakker & Noordeloos (2005) auf mehrere Kollektionen bezieht und eine Kompilation ist. Die begleitende Abbildung (den Bakker & Noordeloos 2005: 567, Fig. 18) enthält keinen Bezug zu einer Aufsammlung, auf die sich die Habitusskizze (in schwarz/weiß) und die Mikrozeichnungen beziehen. Die Farbtafel (den Bakker & Noordeloos 2005: 587, Fig. 12a) zeigt eine Kollektion, die nicht der Epitypus sein kann (anderer Fundort, anderer Sammler). Man muss daher „glauben", dass es sich bei dem Epitypus um eine Kollektion handelt, die dem Lectotypus

entspricht – überprüfen kann man nur die Anatomie anhand des Herbarmaterials und die Genetik – beides Merkmalskomplexe, die anhand des Holotypus nicht ermittelbar sind und die ja eben der Epitypus ergänzen soll. Da rein formell kein einziges makroskopisches Merkmal des Epitypus (abgesehen von den am Trockenmaterial nachvollziehbaren Merkmalen) bekannt ist, kann man nicht überprüfen, ob die Makroskopie des Epitypus mit dem bisherigen Konzept der Art übereinstimmt.

Leider legt der aktuelle Nomenklaturcode im Artikel 19.20 fest, dass dem Autor, der einen Epitypus designiert, in jedem Fall gefolgt werden müsse (Turland et al. 2018: Art. 19.20), also leider selbst in diesem Fall. Der Code geht hier sogar so weit, dass es möglich ist, wenn sich später herausstellt, dass der Typus, den der Epitypus begleitet, zu einer anderen Art als der Epitypus gehört, ein „conserved type“ definiert werden kann. Es ist dann möglich, den Epitypus als Typus über den Holotypus zu stellen!

Für die Epitypisierung fehlen aber abgesehen vom reinen Formalismus sinnvolle Regelungen für die Auswahl eines Epitypus. Wenn der Epitypus das Originalmaterial ergänzen soll, dann sollte man meinen, dass er den Merkmalen der Originaldiagnose und dem Typusmaterial bzw. im Falle einer Lectotypisierung den durch die Auswahl von Teilmaterial eingeengten Merkmalen entsprechen müsse oder solle. Damit dies neutral überprüft werden kann, müsste eine Beschreibung, die die Übereinstimmung mit dem Originalmaterial belegt, vorgeschrieben werden. Wünschenswert wäre zudem, dass der Epitypus aus demselben geographischen Raum wie das Originalmaterial stammt. So wäre es beispielsweise wenig sinnvoll, eine von Fries aus der Region um Femsjö beschriebene Art durch Material z.B. aus Australien zu epitypisieren, da die Wahrscheinlichkeit, dass es sich da trotz möglicher makroskopischer Übereinstimmung um eine andere Art handelt, die in der Region um Femsjö auch zu Fries´ Zeiten nicht vorkam, besonders groß ist. Man könnte bzw. sollte aus der Formulierung, dass der Epitypus den Typus begleitet (ergänzt, also anhand des Epitypus im Holotypus fehlende Merkmale festgelegt werden können) ableiten, dass man sich bemühen sollte, dem eigentlichen Typus zu entsprechen, um ihn nur zu ergänzen. Man dürfte aber dennoch, um beim obigen Beispiel zu bleiben, eine europäische Art mit einer Kollektion aus Australien epitypisieren. Dann kann daraus folgen, dass die nun unter dem entsprechenden Namen (eines europäischen Autors) laufende Art gar nicht in Europa vorkommt, sondern nur in Australien. Es muss dann nur nachträglich der Epitypus konserviert werden und schon ist dieser Fehler korrigiert, auch wenn es unlogisch erscheint, Namen so offensichtlich willkürlich umzuinterpretieren.

Oder andersherum ausgedrückt: bei einer offensichtlich inhaltlich fehlerhaften Epitypisierung hat man eigentlich keine Möglichkeit, diese abzulehnen, wenn sie nur die Kriterien einer formell richtigen, effektiven und validen Epitypisierung im Sinne des Nomenklaturcodes erfüllt. Hier besteht eine „Rechtslücke“ im Nomenklaturcode. Dieser würde letzten Endes sogar zulassen, dass eine durch einen Holotypus gut definierte Art völlig anders neuinterpretiert wird. Es bleibt nun zu hoffen, dass der für *Boletus crocipodius* designierte Epitypus dem Originalkonzept bzw. der sich

eingebürgerten Interpretation des Originalkonzepts entspricht. Nun kann davon bei einer so leicht kenntlichen und unzweifelhaft festgelegten Art, wie sie *Leccinellum crocipodium* darstellt, ausgegangen werden. Und hier wurde angenehmerweise ein Epitypus aus dem gleichen Land, also einer dem Originalmaterial entsprechenden Region gewählt. Das Fehlen von ökologischen Angaben deutet aber an, dass eine Interpretation des Namens *Leccinellum crocipodium* nach dem ökologischen Artkonzept von den Bakker & Noordeloos. (2005) bzw. Parra et al. (2017) gar nicht in Betracht gezogen wurde, dieses Artkonzept folglich hier nicht beachtet wurde. Sollte sich später herausstellen, dass es zwei ökologisch unterschiedlich eingenischte Teilpopulationen von *Leccinellum crocipodium* (dann im weiteren Sinn) geben sollte, wovon Blum (1969) ausgeht, kann dann nicht ohne weiteres anhand des Epitypus eine schnelle, einfache Entscheidung getroffen werden, welche der Teilpopulationen den Namen *Leccinellum crocipodium* s. str. tragen müsse und welche einen neuen Namen benötigt (auf welcher Rangstufe auch immer). In dem Fall müsste anhand anderer Kriterien die Zuordnung erfolgen. Die sollte zwar möglich sein, da sich der Artrang allein auf die Ökologie bezogen kaum begründen ließe, aber es erhöht potentiell den Aufwand für spätere Taxonomen.

Oder allgemeiner ausgedrückt: Mangels einer Beschreibung der Merkmale des Epitypus kann man später beschriebene Varietäten oder Formen von *Boletus crocipodius* mangels bekannter Merkmale des Epitypus nur anhand der DNA-Sequenzen interpretieren (wobei diese bei Taxa unterhalb des Artrangs schwierig zu interpretieren sind, da die Ähnlichkeit bisweilen noch sehr groß ist) oder mit den (wenigen) Merkmalen des Lectotypus vergleichen. Pragmatischerweise wird man dann auf das gängige Konzept von *Leccinellum crocipodium* unter der Annahme, dass dieses Konzept auch vom Epitypus ableitbar wäre, zurückgreifen. Diese Schwierigkeiten hätte man aber von vornherein vermeiden können. Parra et al. (2017) hätten die Möglichkeit gehabt, einen Epitypus zu definieren, von dem sie Farbabbildungen (Fotos), makro- und mikroskopische Merkmale und den Standort der Aufsammlung hätten beschreiben können. So sind die einzigen Angaben die DNA-Sequenzen des Typusmaterials, was eigentlich impliziert, dass alle anderen Merkmale unwichtig seien (ohne dass ein entsprechender Vorsatz den jeweiligen Autoren unterstellt werden soll – es entspricht aber dem Zeitgeist und wertet damit bewusst oder auch unbewusst klassische Methoden bzw. andere Artkonzepte ab, da diese bei der Epitypisierung nicht einmal berücksichtigt werden). Dies bedeutet letzten Endes, dass hier einzig und allein ein Artkonzept basierend auf Barcoding verfolgt wird (sowohl von den Bakker & Noordeloos 2005 als auch von Parra et al. 2017).

Leccinellum luteoporum (Bouchinot) Blanco-Dios, Index Fungorum 383: 1 (2018) s. Blum non s. orig. (Abb 3)

≡ *Boletus nigrescrens* var. *luteoporus* (Bouchinot) J. Blum s. J. Blum

BLUM (1969) beschreibt eine auffallende, orange- bis rotporige (!) Kollektion, die er als zu *Boletus nigrescens* (= *Leccinellum crocipodium*) zugehörig ansieht. Da sich BLUM (1969) explizit auf Bouchinot bezieht, kann trotz lateinischer Diagnose und Angabe eines Belegs daraus kein eigenes, neu beschriebenes Taxon abgeleitet werden: „*Var. luteoporus (Bouch.) Blm. Differt poris primum aurantiacis vel rubris. Sub carpini. Récolte 688. Dourdan. Septembre.*“ (BLUM 1969: 575).

Der Bezug auf Bouchinot erfolgt auch ausführlich in der Diskussion um diese Kollektion. BLUM (1969) interpretiert den lateinischen Begriff „luteus“ als orangegelb bis safrangelb und basiert allein darauf seine Interpretation, ohne die Originaldiagnose als Vergleich zu bemühen. MycoBank zitieren den Ort der Originalbeschreibung von *Boletus luteoporus* Bouchinot wie folgt: *Boletus luteoporus* Bouchinot, Bulletin de la Société Mycologique de France 20: 91 (1904). Der zu diesem Zitat gehörige Artikel (BARBIER 1904) beschreibt einen *Boletus luteoporus*, aber gibt dort einen anderen Ort als Originalquelle an (siehe Abb. 3).

Boletus luteoporus Bouchinot, in Costantin, suppl. à la Fl. des Ch.

Fossé de la Sommière de la forêt de Mirebeau, dans une partie argileuse à *Pteris aquilina*. 14 Août 1903 (Pl. VIII.).

Chapeau de 6 à 12 cm., sec, gercé-tessellé, tomenteux et bistre ; chair molle, cotonneuse, sèche, acidule, marbrée de groseille, de violacé plus ou moins sombre. Tubes longs, fins, profondément sinués, jaune sale ; pores sulfurins, tachés de livide au froissement. Stipe radicant, subfusiforme, finement gercé ; floconneux sur toute la longueur.

Abb. 3 – Originalbeschreibung von *Boletus luteoporus* Bouchinot in BARBIER (1904)

Erkennt man die Beschreibung in BARBIER (1904: 91) als Originaldiagnose an, so findet sich dort kein Bezug zu orangefarbigen Poren. Die Röhren werden als schmutzig gelb („jaune sale“), die Poren explizit als schwefelgelb („pores sulfurins“) bezeichnet. Es findet sich insgesamt kein Widerspruch dazu, den Namen *Boletus luteoporus* einfach mit *Leccinellum crocipodium* zu synonymisieren. Insofern stellt die Kollektion, die BLUM (1969) erwähnt, möglicherweise ein eigenständiges Taxon dar.

BLUM (1969) gibt auch – wenngleich nicht ausführlich – Mikromerkmale wie kurze, breite Sporen um 10-16 µm Länge an. LANNOY & ESTADÈS (1995), ergänzen nach Untersuchung des von BLUM (1969) angegebenen Belegs die Mikromerkmale wie folgt: Die Hutdeckschicht entspricht der von *L. crocipodium*, die Sporen sind aber mit

(11-) 12,5-14,5-16,5 (-18) x (6-) 6,5-7,2-8 µm, Qm = 2,0 kürzer und breiter als bei *Leccinum crocipodium* s.str., was hier die Vermutung eines eigenständigen Taxons unterstreicht. Eine Farbtafel der Kollektion findet sich bei Blum (1971: pl. 189-1).

Kibby (2006: 84) gibt einen Fund eines makroskopisch sehr ähnlichen, orangeporigen Raufußes aus dem Epping Forest (bei London) an. Leider werden weder anatomische noch nähere ökologische Informationen mitgeteilt. Es handelt sich möglicherweise um eine zweite Kollektion dieses Taxons seit 1969, wenngleich dies ohne nähere Angaben nicht überprüfbar ist. Die Aussage „needs to be recollected" (Kibby 2006: 84) deutet zudem darauf hin, dass bedauerlicherweise gar kein Beleg gemacht wurde.

Da es (leider mangels näherer Angaben) keine Gegenargumente bezüglich der Konstanz der Differentialmerkmale (insbesondere Porenfarbe, Sporenform) gibt, wird davon ausgegangen, dass sich dieses Taxon von *Leccinellum crocipodium* s. str. durch folgende Merkmalskombination unterscheidet:

Makroskopie: für die Gattung *Leccinellum* sind orangefarbige bis rote Poren eine Besonderheit.

Mikroskopie: Die im Schnitt deutlich kürzeren Sporen mit einem mittleren Quotienten von 2,0 wären innerhalb der europäischen Vertreter der Gattung ebenfalls außergewöhnlich. *Leccinellum crocipodium* s. str. hat mit einem Qm von 2,5 den nächstkleinsten Quotienten (vg. Lannoy & Estadès 1995). den Bakker & Noordeloos (2005) geben für *L. crocipodium* Q = 2,0-2,9 und Qm = 2,3-2,4 an. Dies nähert sich zwar dem Wert für *Boletus nigrescens* var. *luteoporus* an, erreicht aber auch nicht dessen kleinen Quotienten.

Ökologie: Da nur von einer Aufsammlung der zugehörige Symbiosebaum bekannt ist (*Carpinus*), ist diese Angabe nicht belastbar.

Aufgrund der zwei für die Gattung doch außergewöhnlichen Merkmale wird hier davon ausgegangen, dass es sich um ein noch unbeschriebenes, extrem seltenes, von *Leccinellum crocipodium* unterscheidbares Taxon handelt. Eine Beschreibung sollte aber anhand aktuellen, exakt dokumentierten Materials erfolgen. Bis dahin wird vorgeschlagen, dieses Taxon unter der Bezeichnung *Leccinellum luteoporum* (Bouchinot) Blanco-Dios s. Blum non s. orig. zu führen.

Europäische Taxa der Sektion *Leccinellum* sect. *Calida*

Leccinellum corsicum (Rolland) Bresinsky & Manfr. Binder, Regensburger Mykologische Schriften 11: 232 (2003) (Abb. 4)

≡ *Boletus corsicus* Rolland, Bulletin de la Société Mycologique de France 12: 1 (1896)

= *Boletus sardous* Belli & Sacc., Bolletino della Società Botanica Italiana 1903: 225 (1903)

= *Leccinum hispanicum* G. Moreno, Documents Mycologiques 7(27-28): 8 (1977)

Lateinische Diagnose: *„Pileo pulvinato, usque ad 10 cm et ultra diametro equante, brunneo, cito rimoso et inde carnem luteam praebente. Tubulis longis, sulphureis, demum canescentibus decurrentibus, circum stipitem profunde sinuatis. Poris aureis, minimis, rotundis. Stipite pro ratione curto fusiformi bulboso, radicoso, ad apicem striis notato, luteo, brunneo-maculato, pustulis squamiformibus, crassis hymeniis vertigiis, exasperato. Carne lutea, versus superficiem pilei flavescente et in stipite hine inde brunescente. Sporis oblongis, pallidis, guttatis, 15-18 x 5 µm. Cystidiis fusiformibus. Boleti impoliti vicinus; differt stipite rugosa. Juxta Cistos, in Pinetis corsicae. In mercatu Ajacii venali 26/3/1895*."

Lectotypus (Lannoy & Estadès 1995: 152): PC, Rolland, 23.3.1895, Kapsel 2

Merkmalsübersicht (Abb. 4): Hut bis 10 cm Durchmesser, gelbbraun, braun bis schwarzbraun; Huthaut nur bei großer Hitze/Trockenheit einreißend, nicht so deutlich wie *Leccinellum crocipodium* dazu neigend, mosaikartig aufzureißen; Röhren jung blass gelblich, später auch deutlicher gelb bis schmutzig gelblich; Poren jung kräftig gelb, auf Druck rötlich verfärbend; Stiel bis 8 x 4 cm, auffallend keulig, mit verdickter Stielbasis; Stieloberfläche blass zitronengelb bis gelb, auch rostrot überhaucht; Stielschüppchen gelb, später auch braun; Fleisch blass gelblich, an der Luft erst rötend, dann grauend, aber nicht schwärzend; Hutdeckschicht ein Trichoderm aus kurzzelligen, 10-15(-20) µm breiten Hyphen mit länglichen Zylindrocysten, gemischt mit langzelligen, 6-12 µm breiten Hyphen, nur ausnahmsweise mit vereinzelten Sphaerocysten; Sporen 14-18 x 5,5-7 µm, Q = 2,3-2,8, Qm = 2,5-2,6.

Ökologie: Bei *Cistus* spp. (mediterran verbreitet) und bei *Helianthemum*, auf Cistaceae als Symbiont angewiesen.

Nach Lannoy & Estadès (1995) sehr selten, nach Muñoz (2005) ebenfalls selten, nur punktuell in bodensauren Habitaten; Eigenfunde im Dezember / Januar auf La Gomera, Kanarische Inseln, dort im passenden Habitat teils sehr häufig, aber nur kleinräumig auftretend. Nach Grünert (mdl. Mitt.) auch in Sardinien ortshäufig, d.h. punktuell in großer Stückzahl fruktifizierend, aber nicht überall häufig.

Lannoy & Estadès (1995) haben Material von *Boletus sardous* Belli & Sacc. untersucht und kommen zu dem Schluss, dass es sich bei diesem ebenfalls von Zistrosen beschriebenen Taxon um ein späteres Synonym handelt. Saccardo (1916) stellt zudem selber *Boletus sardous* als Synonym zu *Leccinellum corsicum*. Contu (1990) verwendet allerdings den Namen *Leccinum sardoum* (Belli & Sacc.) Quadr. & Lunghini, da er die Synonymie anzweifelt. Contu (1990) bezieht sich hier auf die Neigung der Hüte seiner sardischen Kollektionen, bei Feuchtigkeit etwas schmierig zu werden, auf die Anheftung der Röhren (aufsteigend oder herablaufend) sowie Unterschiede im Feinaufbau der Hutdeckschicht, soweit die Originaldiagnosen von *Boletus sardous* und *Boletus corsicus* diesbezüglich aussagekräftig sind. Da nach Contu (1990) die Typuskollektion aus mehreren unterschiedlichen Elementen zusammengesetzt sei, wird der Name *Boletus corsicus* ohnehin als nomen dubium abgelehnt. Hier wird der Interpretation von Lannoy & Estadès (1995) gefolgt, die

sich weitgehend durchgesetzt hat, also die beiden Namen als Synonym angesehen. Der Grad der Schmierigkeit der Huthaut als Trennmerkmal wird auch bezüglich *Boletus tlemcenense* Maire (siehe unten) diskutiert und entsprechend herabgewichtet. Die Schmierigkeit, die zumindest auftreten kann, dient aber als Hilfsmerkmal für die Sektion *Calida*.

Moreno (1977) beschreibt mit *Leccinum hispanicum* Moreno ebenfalls einen Raufuß mit gelbem Hymenophor bei Zistrosen (hier bei *Cistus ladanifer*):

Lateinische Diagnose: „*Pileus 2,5-5 cm, e convexo in hemisphaerium vergens, brunneus, cuius cuticula rimas facile agit. Stipes 3,5 x 1-1,6 cm, ventricosus, radicans, cum granulis aurantiacis quae paulatim brunneola fiunt et cristas efficiunt per totum stipitem distributas. Tubuli adnata aut subdecurrentes, 0,7-1,2 cm longi, flavi; poris flavescentes, angulosi, 0,5-1,2 mm lati. Caro incisione rosea in stipitis apice nec non circum pileum. Ope KOH 10% fit statim vitelli no colore, id quod et in herbario dispici potest. Sporae fusiformes, lutescentes, hyalinae, (14) 17 (18) x 6-7 µ (usque ad 20 (22) x 7,5 µ in aliis carpophoris ejusdem recollectionis). Basidia tetraspora 30-40 x 10-12 µ. Cystidia lageniformia 40-60 x 10-15 µ. Cuticula ex hyphis oblongis 30-40 x 5-9 (11) µ constituta. Habitat sub Cisto ladanifero, Pitratiae, in Abulae provincia 10/5/1976. Leg. „Sociedad Micologica castellana“. Typus in herbario M.A.F. Fungi n° 166.“*

Abb. 4 – *Leccinellum corsicum*. Italien, Sardinia, Montecresia, bei *Cistus monspeliensis*. 14.3.2018. Foto: Davide Puddu (Quelle: Wikipedia 2020a)

Moreno (1977) grenzt *Leccinum hispanicum* von *Leccinellum corsicum* vor allem anhand der Sporenmaße ab, da er von letzterem angibt, sie seien 17-25 (40) x 7-8 µm groß(!). Diese Angabe passt weder zur Originaldiagnose von *Boletus corsicus* (siehe oben), noch zu den Angaben gemäß der aktuellen Interpretation. Insofern handelt es sich bei *Leccinum hispanicum* um ein späteres Synonym von *Leccinellum corsicum*, während es sich bei dem großsporigen „*Leccinum corsicum*" s. Moreno um *Leccinellum tlemcenense* (Maire) C. Hahn handeln dürfte (siehe unten).

Bertolini (2014) diskutiert die mögliche Synonymie von *Leccinellum corsicum* und *Leccinellum tlemcenense* [als *Leccinum lepidum* (H. Bouchet ex Essette) Bon & Contu] und plädiert dafür, nur eine sowohl makroskopisch, als auch anatomisch und zudem ökologisch sehr variable Art anzuerkennen. Hierbei argumentiert Bertolini (2014), dass der Aufbau der Hutdeckschicht bei beiden Taxa so variabel sei, dass eine darauf basierende Trennung nicht gelinge. Zum selben Schluss kommen auch Berger & Redeuilh (1993). Muñoz (2005) relativiert ebenfalls die Aussagekraft der Hutdeckschicht zur Trennung der beiden Arten, während Contu (1990) und Lannoy & Estadès (1995) diese als unterscheidbar ansehen. Muñoz (2005) diskutiert schließlich ebenfalls die Möglichkeit, beide Taxa als Ökotypen einer Art anzusehen, kommt aber zu dem Schluss, beide auf Artebene weiterhin anzuerkennen. Neben der unterschiedlichen Ökologie (*Leccinellum tlemcenense*: bei immergrünen Eichen) verfärbt das Fleisch von *Leccinellum tlemcenense* deutlicher. Zudem unterscheiden sich die Sporenquotienten – *Leccinellum tlemcenense* hat mit Qm > 3 einen deutlich höheren Quotienten. Inwiefern die Schmierigkeit der Huthaut als Trennmerkmal verwendet werden kann, ist fraglich, da auch dieses Merkmal variabel zu sein scheint. Zudem bezeichnet Contu (1990) auch die Hutdeckschicht der mit Zistrosen vergesellschafteten Art als schmierig.

Lannoy & Estadès (1995) gehen einen Schritt weiter in Richtung Auftrennung und äußern Zweifel, ob die von Berger & Redeuilh (1993) aus der Bretagne vorgestellten Nachweise von *Leccinellum corsicum* bei *Helianthemum* konspezifisch mit den mediterranen Kollektionen bei *Cistus* sind. Die Zweifel beruhen darauf, dass die bretonischen Funde durch einen weniger deutlich keulenförmigen Stiel, rascher dunklen Hut und durch helleres, weißliches Fleisch auffallen. Auf die Konstanz dieser Merkmale in Bezug auf Aufsammlungen außerhalb des Mittelmeerraums sollte zukünftig geachtet werden. Da entsprechende Funde aber sehr selten sind, wird die Fragestellung, ob Kollektionen außerhalb des Mittelmerraums bei *Helianthemum* eigenständig sind, mittelfristig rein morphologisch nicht lösbar sein. Eine Sequenzierung entsprechender Funde gibt möglicherweise mehr Aufschluss.

Leccinellum tlemcenense (Maire) C. Hahn comb. nov.

(MycoBank Nr. MB 834582)

Basionym: *Boletus tlemcenensis* Maire, Bulletin de la Société Botanique de France **53**: CCXIV (1906)

= *Boletus lepidus* Bouchet ex Essette, Bull. trimest. Soc. mycol. Fr. 80(4), Suppl. Atlas, pl. 147 (1965)

Lateinische Diagnose: siehe Abb. 5

Typus: Forêts de *Quercus suber* et *Q. Mibeckii* entre Tlemcen et Hafir, sur les grès, 21 avril.

Merkmalsübersicht (vgl. Abb. 7-9): Hut bis 15 cm im Durchmesser, blass gelb, gelbbraun bis dunkelbraun oder schwarzbraun, jung gerne etwas runzelig; Huthaut nicht oder nur bei großer Trockenheit aufreißend, trocken fein filzig, feucht glatt und gerne auch schmierig – dann von oben an *Boletus edulis* erinnernd (siehe Abb. 7); Röhren jung oftmals blass, weißgraulich, erst später gelblich umfärbend; Poren schon jung deutlich gelb bis zitronengelb, auf Druck rotbraun verfärbend (eingetrocknet auch nicht oder wenig reagierend); Fleisch sehr hell, weiß, in der Stielrinde auch blass gelblich, in der Stielbasis kräftiger gefärbt, bei Luftkontakt erst rötend, dann schwärzend; Stiel bis 10 x 4 cm, blass zitronengelblich bis gelb, auf Druck rötend, mit feinen, gelblichen Schüppchen, die im Alter etwas dunkler, bräunlich werden; Hutdeckschicht ein Trichoderm, Hyphen durchmischt, viele langzellig, dazwischen Ketten aus Zylindrocysten (Häufigkeit schwankt), Sphaerocysten selten bis fehlend; Sporen 15-24 x 6-8 µm.

Ökologie: Mediterran, frostmeidend, bei *Quercus ilex*, *Quercus suber*, nach Muñoz (2005) selten auch bei *Quercus faginea*.

B. tlemcenensis R. Maire. (Planche LX).

Pileo crasso, 8-12 cm. *diam, sicco, lævi, brunneo*; *stipite valido, subbulboso, e sulfureo ochraceo-luteo, interdum ad basin rubro-tincto, granuloso-squamuloso*; *carne dulci, flavido, vulnerato primo immutabili, tandem brunneo-purpureo, tubulis circa stipitem depressis, ex albido-griseo flavescentibus, poris minutis, rotundatis, ab initio citrinis immutabilibus, tandem ochraceis; basidiis tetrasporis, capitatis, circiter* 40 × 12 µ; *sporis oblongo-fusiformibus, sub lente dilute brunneolis, lævibus*, 16-24 × 6-8 µ; *cystidiis hyalinis apice piliformi hymenium superantibus*, 50-60 × 8-10 µ.

Hab. in quercetis arenosis, aprili.

Forêts de *Quercus Suber* et *Q. Mibeckii* entre Tlemcen et Hafir, sur les grès, 21 avril.

Obs. — Ce Bolet appartient à la section « Edules » de Fries; il se rapproche des *B. impolitus* Fr. et *fragrans* Vitt., dont il s'écarte surtout par le pied squamuleux, les tubes d'abord blanc-grisâtres, et le chapeau lisse. Il est comestible.

Abb. 5 – Originalbeschreibung von *Boletus tlemcenensis* (aus Maire 1906: CCXIV).

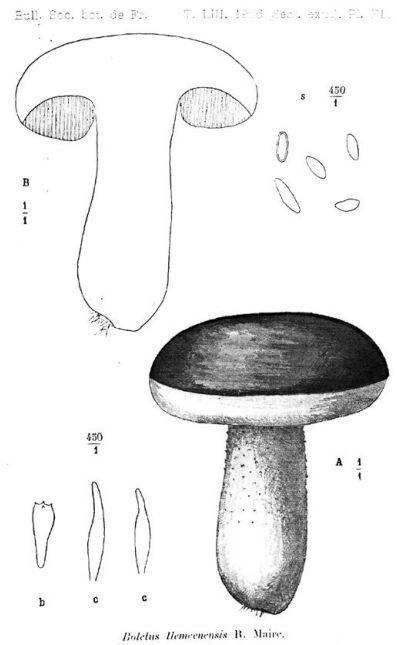


Abb. 6 – *Boletus tlemcenensis* – Replik der Originaltafel. aus MAIRE (1906: pl. LX)

MAIRE (1906) beschreibt diesen Röhrling aus den Korkeichenwäldern bei Tlemcen (Algerien, Atlas-Gebirge) und bildet ihn als schwarz-weiß-Tafel ab (siehe Abb. 6). Der locus classicus wird als „zwischen Tlemcen und Hafir" bezeichnet. In der Umgebung von Tlemcen gibt es jedoch keine Stadt mit Namen Hafir, wohl aber einen Korkeichenwald dieses Namens, der auch heute noch besteht und u.a. im Rahmen der Klimafolgenforschung beobachtet und untersucht wird (vgl. MEDJAHDI et al. 2013). Zwischen Tlemcen und dem Wald Hafir liegt der Wald Zariffet (vgl. MEDJAHDI et al. 2013: 138, fig. 1). Dieser dürfte demnach der locus classicus sein.

Das immergüne Eichen begleitende Taxon wurde bisher als *Leccinum lepidum* bzw. *Leccinellum lepidum* bezeichnet (z.B. CONTU 1990, LANNOY & ESTADÈS 1995, MUÑOZ 2005, KLOFAC 2007). BLUM (1971) und LANNOY & ESTADÈS (1995) erwähnen die Beschreibung von *Boletus tlemcenensis* und geben diesen Namen als unsicheres Synonym zu *Leccinum lepidum* an. Sie konstatieren: „*R. Maire […] a aussi décrit et représenté B. tlemcenensis, venant sous Quercus suber, qui semble proche de L. lepidum mais que nous considérons, pour le moment, comme nomen dubium*" (LANNOY & ESTADÈS 1995: 147). Weshalb es sich aber um ein nomen dubium handeln soll, diskutieren sie nicht.

Die Beschreibung von *Boletus tlemcenensis* passt gut auf die bisherige Interpretation von *Boletus lepidus* – die Sporenmaße stimmen überein, die von Beginn an gelben Poren, das sich im Schnitt verfärbende Fleisch, der typisch schuppige und zudem kräftige Stiel und das Habitat – *Quercus suber* als Symbiosepartner, mediterranes Klima. Blasse, jung weiß-graue Röhren sind für *Leccinellum lepidum* auch kein Widerspruch. Es bleiben zwei kritische Punkte in Maires Diagnose. Zum einen soll der Hut trocken sein („*pileo […] sicco*" – siehe Abb. 5), zum anderen beschreibt Maire die Poren als auf Druck nicht verfärbend („*poris […] ab initio citrinis, immutabilis"* – siehe Abb. 5). Bedenkt man, dass die Typuskollektion aus einem sandigen Korkeichenwald Algeriens stammt, besteht immer die Möglichkeit, dass bei einem trockenen Wind sowohl der Hut völlig abtrocknet als auch die Poren soweit eintrocknen, dass sie auf Druck nicht reagieren. MAIRE (1906) ordnet seine neue Art aufgrund der Beschaffenheit der Huthaut sogar in „*Boletus* sect. *Edules*" ein, also zu den Steinpilzen im heutigen Sinn. Vergleicht man typische Abbildungen von „*Leccinum lepidum*", so z.B. Abb. 7, so kann man diese Bemerkung von MAIRE (1905) gut nachvollziehen.

Der Hut kann von oben in der Tat dem Steinpilz (*Boletus edulis* Bull. : Fr.) sehr ähnlich sehen, woraus man eben trotz der Angabe „siccus“ sogar auf einen zumindest feucht schmierigen Hut schließen kann. Auch die sehr blassen Röhren, die MAIRE (1906) als „ex albido-griseo flavescentibus“ bezeichnet (Abb. 5), passen zu der vermeintlichen Ähnlichkeit mit dem Steinpilz. Und genau dieses Merkmal kann in Abb. 7 an einem typisch schmierighütigen „*Leccinum lepidum*“ nachvollzogen werden. MAIRE (1906) verweist zudem auf *Boletus impolitus* Fr. Stellt man sich also gedanklich eine Mischung aus *Boletus edulis* und *Boletus impolitus* [= *Hemileccinum impolitum* (Fr.) Šutara] vor, trifft es das rein äußerlich sehr gut – gelber Stiel mit Schüppchen und die jung gelben Poren von *B. impolitus*, die Huthaut, die blassen Röhren und das weißliche (dann aber verfärbende) Fleisch von *Boletus edulis*. Kurz gesagt: Die Merkmalskombination des schwärzenden Fleisches (wodurch die Gattung *Hemileccinum* ausgeschlossen ist), der gelben Poren, der Stielschüppchen, der sehr großen Sporen in Verbindung mit dem Vorkommen bei immergrünen Eichen bzw. der Korkeiche ist eindeutig und zeigt sehr deutlich, dass MAIRE (1906) hier eine ältere und damit prioritäre Beschreibung von *Boletus lepidus* publiziert hat, der man dementsprechend folgen muss. Aus diesem Grund wurde dieser ältere Name hier in die Gattung *Leccinellum* kombiniert und *Boletus lepidus* als Synonym angegeben.

Abb. 7 – *Leccinellum tlemcenense*. Portugal, Lisboa, Parque de Monsanto, 14.1.2014. Fleisch und Röhren sehr blass, Poren deutlich gelb, Hut schmierig.
Foto: „zaca“ (als *Leccinum lepidum*); (Quelle: WIKIPEDIA 2020b)

Abb. 8: *Leccinellum tlemcenense*. Portugal, Serra de São Mamede, Portugal, 9.12.2014. Röhren und Fleisch typisch blass. Foto: Davide Puddu (Quelle: WIKIPEDIA 2020c)

Abb. 9 – *Leccinellum tlemcenense.* Portugal, Lisboa, Parque de Monsanto, 23.1.2016. Poren leuchtend gelb, deutlich zu den blassen Röhren kontrastierend. Das blasse Fleisch verfärbt bereits. Foto: „zaca“ (als *Leccinellum lepidum*); (Quelle: WIKIPEDIA 2020d)

Leccinellum aberrans (J. Blum) C. Hahn comb. nov.

(MycoBank Nr. MB 834583) (Abb. 10)

Basionym: *Boletus aberrans* J. Blum, Bulletin de la Société Mycologique de France 85(4): 575 (1969).

≡ *Leccinum blumii* Contu, Agarica 10-11(19-20): 27 (1990)

≡ *Leccinellum blumii* (Contu) Blanco-Dios, Index Fungorum 383: 1 (2018), nomen superfl.

Lateinische Diagnose: *A B. brunneobadio simili, sed cute pilei solummodo articulis cylindratis elongatis. Carne nigrescente sicut un typo.*

Typus: *Récolte 797, Rambouillet. Novembre.*

Merkmalsübersicht: Hut 5-12 cm, sehr dunkel, dunkelbraun bis schwarzbraun, nicht einreißend; Huthaut trocken, auch feucht nicht schmierig, filzig. Röhren gelblich, Poren kräftig gelb, auf Druck rotbräunlich verfärbend. Stiel blass gelb mit bereits jung bräunlichen bis braunen Schüppchen (siehe Abb. 10; Unterschied zu *L. tlemcenense*). Fleisch deutlich gelb, bei Luftkontakt erst rötend, dann schwärzend (nach Contu 1990 seltener auch nicht schwärzend). Sporen 12-16 x 6-7 µm.

In der Gattung *Leccinum* ist durch *Leccinum aberrans* A.H. Sm. & Thiers die Kombination mit dem Epitheton *aberrans* bereits belegt, weshalb Contu (1990) in seiner Bearbeitung der gelbporigen Raufüße Sardiniens *Leccinum blumii* als nomen novum für *Boletus aberrans* einführt. Insofern überrascht es, dass Lannoy & Estadès (1995, 2001) gar nicht auf dieses Taxon eingehen, zumal sie u.a. auch die Studie von Blum (1969) ausgewertet haben, in der dieses Taxon neu beschrieben wird. Auch Muñoz (2005) erwähnt keinen der beiden Namen. In der aktuelleren Literatur erscheint *Leccinum blumii* nur bei Contu (1990) sowie bei Klofac (2007), der diese Art als von *Leccinum lepidum* getrennt ausschlüsselt.

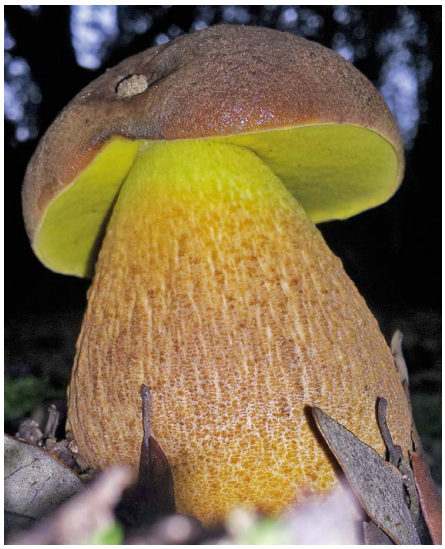


Abb. 10 – *Leccinellum* cf. *aberrans*, 15.11.2015 Italien, Sardegna, Villagrande, Boso di S. Barbara. Gut zu erkennen sind die jung bereits braunen Stielschüppchen und die dunkle Hutfarbe. Da kein Beleg vorhanden ist und der Fruchtkörper zu jung für die Ermittlung der Sporenmaße ist, kann die Bestimmung nicht endgültig verifiziert werden.

Foto: Helmut Grünert

Blum (1969) beschreibt *Boletus aberrans* leider nicht sehr ausführlich. Mikromerkmale tauchen nur begleitend zu einer Skizze einer Spore und der sehr schematischen Darstellung der Hutdeckschicht in der zugehörigen Bildunterschrift auf: „*Fig. VIII - 9. – cuticule sans éléments isodiamétriques, tantôt avec des hyphes ayant parfois encore quelques articles relativements courts, tantôt comme chez corsicus (fig. 10) avec seulement des hyphes à articles longuement cylindracés; spores de 12 à 15 µ sur 6 ou 7 µ.*“ (Blum 1969: 571).

Aufgrund der deutlichen Verfärbung des Fleisches und der dunklen Hutfarbe vergleicht Blum (1969) seine neue Art insbesondere mit *Boletus brunneobadius* J. Blum [= *Leccinellum pseudoscabrum* var. *brunneobadium* (J. Blum) C. Hahn], so auch explizit im Protolog (siehe oben). Als Trennmerkmale nennt er die kürzeren Sporen und den unterschiedlichen Aufbau der Hutdeckschicht. Als weitere ähnliche Art diskutiert Blum (1969) auch *Boletus corsicus* (= *L. corsicum*). Hier betont Blum die deutlich unterschiedenen Sporenmaße und die ungleich stärkere Fleischverfärbung von *B. aberrans*. Obwohl *L. pseudoscabrum* var. *brunneobadium* und *L. corsicum* ökologisch deutlich eingenischt sind (Symbionten von Hainbuche und Zistrose respektive), greift Blum (1969) diese Unterschiede weder in der Beschreibung, noch der Diskussion, noch in seinem Bestimmungsschlüssel auf. Leider verzichtet Blum (1969) überhaupt auf jegliche ökologischen Angaben hinsichtlich *B. aberrans*.

In einer nachgestellten Anmerkung (Blum 1969: 575) wird die Möglichkeit in den Raum gestellt, dass *B. aberrans* eine nördlichere oder später fruktifizierende Variante („aspect“) von *Boletus corsicus* sein könnte. Hier wird wiederum der Unterschied in den Sporenmaßen (etwas kürzer und zugleich etwas breiter) als Gegenargument angeführt, aber wiederum keine ökologische Unterscheidung getroffen. Die Benennung als möglichen „*aspect septentrional*“ von *Boletus corsicus* deutet zumindest darauf hin, dass *Boletus aberrans* nicht an Zistrosen gebunden ist. Blum (1969: 575) beendet schließlich die Diskussion mit der Bemerkung, dass es weitere, mehr oder weniger mediterrane Taxa aus dem *B. corsicus*-*B. aberrans*-Formenkreis geben könnte und erwähnt hier kurz *Boletus sardous* und *Boletus tlemcenensis*.

Contu (1990) erkennt *Boletus aberrans* auf Artebene an und transferiert das Taxon konsequenterweise in die Gattung *Leccinum* (als *Leccinum blumii* nomen novum, siehe oben). Nach Contu (1990) kommen in Sardinien nur drei der gelben Raufüße vor – namentlich *Leccinum lepidum* (*Leccinellum tlemcenense*), *Leccinum sardoum* (*Leccinellum corsicum*) und *Leccinum blumii* (*Leccinellum aberrans*). Erstere Art trennt er aufgrund der hymeniformen Hutdeckschicht und der ungleich längeren Sporen ab. Für die Unterscheidung von *Leccinum blumii* zu *Leccinum sardoum* gibt Contu (1990) neben den Unterschieden in den Sporenmaßen – wobei die Obergrenze von 15 µm (Blum 1969) für *L. blumii* von ihm auf 16 µm angehoben wird – vor allem die unterschiedlichen Symbiosepartner an. Contu (1990) ergänzt also die Artmerkmale von *Leccinellum aberrans* / *Leccinum blumii* um ökologische Merkmale. Demnach ist letzterer ein Begleiter von *Quercus ilex* und *Quercus suber*, ähnelt hier also *Leccinellum tlemcenense* (inkl. *L. lepidum*). Klofac (2007) greift für

seinen Schlüssel der Röhrlinge Europas diese Merkmalskombination auf, erkennt demzufolge ebenfalls *Leccinellum aberrans* (als *Leccinum blumii*) auf Artebene an.

Auch Blanco-Dios (2018) erkennt den Artrang – allerdings ohne jegliche Diskussion oder Hintergrundinformationen – an und möchte das Taxon in die Gattung *Leccinellum* überführen. Es handelt sich um eine reine Umkombinierung auf der Online-Plattform IndexFungorum – es kann also nicht einmal nachvollzogen werden, ob es um eine rein formelle Kombination geht, um einen Namen potentiell in der richtigen Gattung nutzen zu können, oder ob der Name tatsächlich aufgegriffen und verwendet werden soll. Blanco-Dios (2018) hat allerdings übersehen, dass Contu (1990) *Leccinum blumii* als nomen novum beschrieb, da die Kombination *Leccinum aberrans* bereits besetzt war. In einer anderen Gattung hingegen ist – sofern dort das Epitheton auf der Artebene verwendbar ist – der ursprüngliche Name aufzugreifen. Die Kombination *Leccinellum blumii* (Contu) Blanco-Dios ist daher überflüssig und ungültig

Eine Synonymie von *Leccinellum aberrans* mit *Leccinellum tlemcenense* s. str. erscheint aufgrund der deutlich kleineren Sporen und des kräftig gelben Fleisches trotz der ebenfalls als nicht schmierig, sondern filzig beschriebenen Huthaut und des gleichen Habitats fraglich.

Die Hutfarbe von *Leccinellum tlemcenense* ist sehr variabel, von blass gelblich bis schwarzbraun (vgl. Lannoy & Estadès 1995, Muñoz 2005, jeweils als *Leccinum lepidum*), weshalb dieses Merkmal kaum zur Unterscheidung herangezogen werden kann. Bertolini (2014) stützt diese Auffassung durch seine Beobachtungen. Die Farbe der Stielschuppen ist als Merkmal auch nur eingeschränkt verwendbar – aufgrund des fertilen Caulohymeniums können die Stielschuppen immer braun umfärben. Nur bei jungen, hinsichtlich des Caulohymeniums noch unreifen Fruchtkörpern lässt sich also sicher eine Unterscheidung anhand der Stielschuppenfarbe treffen (siehe Abb. 10).

Die Unterscheidung zwischen filzighütig, glatthütig und schmierighütig ist bei den nahestehenden Arten *L. tlemcenense* und *L. corsicum* bereits nur eingeschränkt möglich (siehe oben). Ob die als trocken und filzig beschriebene Huthaut wirklich immer so typisch ausgeprägt ist oder auch glatte bis leicht schmierige Hüte (z.B. im Alter) auftreten können, muss durch weitere Kollektionen kritisch geprüft werden. Unterschiede im Aufbau der Hutdeckschicht werden Bertolini (2014) folgend vorerst nicht zur Unterscheidung herangezogen.

Es bleiben als Bestimmungsmerkmale folglich das kräftig gelbe Fleisch, die schon jung braunen Stielschüppchen und die deutlich kleineren Sporen im Vergleich zu *Leccinellum tlemcenense*, während die Bindung an Cistaceae, die zumindest etwas größeren Sporen und das ebenfalls blassere Fleisch, welches nie schwärzt, *Leccinellum corsicum* abgrenzt.

Europäische Taxa der Sektion *Leccinellum* sect. *Hemixantha*[1] C. Hahn

Leccinellum pseudoscabrum (Kallenb.) Mikšík, Index Fungorum 338: 1 (2017)

≡ *Boletus pseudoscaber* Kallenb., Die Pilze Mitteleuropas, Band 1, Die Röhrlinge (Boletaceae): 117 (1929)

= *Boletus scaber* var. *carpini* R. Schulz, Führer für Pilzfreunde: Systematisch geordnet und gänzlich neu bearbeitet von Roman Schulz 1: 95 (1924)

≡ *Boletus carpini* (R. Schulz) A. Pearson, Naturalist: 818 (1947)

= *Gyroporus griseus* Quél., Comptes Rendus de l´Association Française pour l´Avancement des Sciences 30 (2): 495 (1902) s. auct. non s. Quél. (nomen superfl.)

≡ *Leccinellum griseum* (Quél.) Bresinsky & Manfr. Binder, Regensburger Mykologische Schriften 11: 233 (2003) s. Bresinsky & Manfr. Binder, non s. orig.

Leccinellum pseudoscabrum var. ***brunneobadium*** (J. Blum) C. Hahn comb. nov.

(MycoBank Nr. MB 834584)

Basionym: *Boletus brunneobadius* J. Blum, Bulletin de la Société Mycologique de France 85(4): 575 (1969)

≡ *Leccinellum brunneobadium* (J. Blum) Blanco-Dios, Index Fungorum 383: 1 (2018)

Leccinellum pseudoscabrum f. ***avellaneum*** (Lannoy & Estadès) Mikšík, Index Fungorum 338: 1 (2017)

Leccinellum pseudoscabrum f. ***pseudocarpini*** (J. Blum) C. Hahn comb. nov.

(MycoBank Nr. MB 834585)

Basionym: *Boletus brunneobadius* var. *pseudocarpini* J. Blum, Bulletin de la Société Mycologique de France 85(4): 575 (1969)

≡ *Leccinellum brunneobadium* f. *pseudocarpini* (J. Blum) Blanco-Dios, Index Fungorum 383: 1 (2018)

[1] Eine ausführliche Diskussion zu den einzelnen Taxa erfolgt im Folgebeitrag der Artikelreihe als Teil 2b; hier wird nur der Vollständigkeit halber der generelle Überblick als Hintergrund dargestellt.

Zusammenfassung und ökologische Einnischung der Taxa:

Leccinellum sect. *Leccinellum*:

L. crocipodium	→ bei *Quercus robur, Quercus petraea*, *Fagus slyvatica*, gerne auf Kalkböden
L. luteoporum s. Blum non s. orig.	→ bei *Carpinus* (nur?); ungenügend bekannt

Außereuropäisch:

Leccinellum rugosiceps (Peck) C. Hahn comb. nov.

(MycoBank-Nr. MB 834586)

Basionym: *Boletus rugosiceps* Peck, Bulletin of the New York State Museum 94: 20 (1904).

Leccinellum sect. *Calida:*

L. aberrans	→ bei *Quercus*; ungenügend bekannt
L. corsicum	→ bei Cistaceae
L. tlemcenense	→ bei *Quercus suber*, *Quercus ilex*

Leccinellum sect. *Hemixantha*

L. pseudoscabrum s. str.	→ bei *Carpinus*
L. pseudoscabrum var. *brunneobadium*	→ bei *Carpinus*
L. pseudoscabrum f. *isabellinum*	→ bei *Carpinus*
L. pseudscabrum f. pseudocarpini	→ bei *Carpinus*

Danksagung

Helmut Grünert (Gilching) danke ich für wertvolle Diskussionen insbesondere über mediterrane *Leccinellum*-Arten, das Bereitstellen von Fotos und Hilfe bei der Literaturbeschaffung. Wolfgang Klofac (Michelbach, Österreich) und Irmgard Krisai-Greilhuber (Wien, Österreich) danke ich für Hilfe bei der Literaturrecherche und wertvollen fachlichen Austausch.

Literatur

Aanen DK, Kuyper TW, Hoekstra RF (2001) – A widely distributed ITS polymorphism within a biological species of the ectomycorrhizal fungus *Hebeloma velutipes*. Mycological Research **105**: 284-290.

Aldhebiani AY (2018) – Species concept and speciation. Saudi Journal of Biological Sciences **25(3)**: 437-440. dx.doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.04.013.

Anamthawat-Jónsson K, Thórsson AT (2003) – Natural hybridisation in birch: triploid hybrids between *Betula nana* and *B. pubescens.* Plant Cell, Tissue and Organ Culture **75**: 99-107.

Barbier M (1904) – Agaricinées rares, critiques ou nouvelles de la Côte-d'Or. Bulletin de la Société mycologique de France **20**: 89-135.

Baroni M, Semple C, Steel M (2003) – A Framework for Representing Reticulate Evolution. Annals of Combinatorics **8**: 391-408. doi 10.1007/s00026-004-0228-0.

Beker JB, Eberhardt U, Vesterholt J (2016) – *Hebeloma* (Fr.) P. Kumm. Fungi Europaei **14**: 1-1232. Edizioni Tecnografica, Lomazzo.

Berger G, Redeuilh G (1993) – Remarquable récolte de *Leccinum corsicum* (=? *Leccinum sardoum*), Bolet méditerranéen égaré en Bretagne. Cahier Mycologiques Nantais **5**: 33-39.

Bertolini V (2014) – Taxa interessanti della flora micologica toscana. 1° contributo (Areale mediterraneo-costiero). Rivista di Micologia **2014/2**: 99-126.

Beugelsdijk DCM, van der Linde S, Zuccarello GC, den Bakker HC, Draisma SGA, Noordeloos ME (2008) – A phylogenetic study of *Boletus* section *Boletus* in Europe. Persoonia **20(1)**: 1-7.

Binder M (1999) – Zur molekularen Systematik der Boletales: Boletineae und Sclerodermatineae subordo nov. Dissertation, Universität Regensburg, 148 pp.

Binder M, Besl H (2001 "2000") – 28S rDNA sequence data and chemotaxonomical analyses on the generic concept of *Leccinum* (Boletales). AMB, Centro Studi Micologici, Micologia 2000: 75-86.

Binder M, Hibbet DS (2006) – Molecular systematics and biological diversification of Boletales. Mycologia **98**: 971-981 and Supplementary material.

Bidartondo MI, Bruns TD (2001) – Extreme specificity in epiparasitic Monotropoideae (Ericaceae): widespread phylogenetic and geographical structure. Molecular Ecology **10:** 2285-2295.

Blanco-Dios JB (2018) – Nomenclatural Novelties. Index Fungorum **383**: 1.

Blum J (1962) – Les Bolets. Éditions Paul Lechevalier: Étude Mycologique I.

Blum J (1967a) – Essai de détermination de quelques Bolets du groupe scaber. Revue de Mycologique **32(2)**: 135-161.

Blum J (1967b) – Essai de détermination de quelques Bolets du groupe scaber. Revue de Mycologique **32(4)**: 336-367.

Blum J (1969) – Revision des Bolets. 7ème Notes. Bulletin de la Société mycologique de France **85(4)**: 527-575.

Blum J (1971) – Les *Bolets luteoporus* Bouchinot et *corsicus* Rolland. Bulletin de la Société mycologique de France **87** Atlas pl. 189-1 (3 pp + Farbtafel).

Both EE (1993) – The Boletes of North America. A Compendium. Buffalo Museum of Sciences, Buffalo.

Bresisnky A (1996) – Über *Leccinum subcinnamomeum*, *Rhizopogon pumilionus* und *Paxillus filamentosus* (Boletales). Zeitschrift für Mykologie **62**: 61-68.

Bresinsky A, Besl H (2003) – Beiträge zu einer Mykoflora Deutschlands – Schlüssel zur Gattungsbestimmung der Blätter-, Leisten- und Röhrenpilze mit Literaturhinweisen zur Artbestimmung. Regensburger Mykologische Schriften **11**: 1-236.

Bresinsky A, Wittmann-Bresinsky B (1995) – Ploidy levels and evolution in Boletales. Beihefte zur Sydowia **10**: 35-47.

Bruns TD (2001) – ITS Reality. Inoculum, Supplement to Mycologia **52(6)**, December 2001: 2-3.

Bulliard P (1780-1798) – Herbier de la France. Garnery, Paris.

Bulliard P (1791) – Histoire des Champignons de la France. Paris.

Bulliard P (1792) – Histoire des Champignons de la France. Tome second. Première partie. Leblanc, Paris.

Bulliard P, Ventenat ÉP (1809) – Histoire des Champignons de la France. Tome second. Premiére partie (complément). Leblanc, Paris.

Butler JM (2009) – Fundamentals of Forensic DNA Typing. 1st Edition. 520 pp. Academic Press, Burlington, San Diego, London.

Chase MW, Fay MF (2009) – Barcoding of plants and fungi. Science **325(5941)**: 682-683.

Coleman AW (2015) – Nuclear rRNA transcript processing versus internal transcribed spacer secondary structure. Trends in genetics **31(3)**: 157-163.

Contu M (1990) – *Leccinum* sectio *Luteoscabra* in Sardinia. Agarica **10-11(19-20)**: 24-29.

Cronquist A (1978) – Once again, what is a species? In: Knutson LV (eds): Biosystematics in Agriculture. pp. 3-20. Allenheld Osmin, Montclair, New Jersey.

den Bakker HC (2005) – Diversity in *Leccinum*. A molecular phylogenetic approach. Dissertation, Universität Leiden. 161 pp.

den Bakker HC, Gravendell B, Kuyper TW (2004) – An ITS phylogeny of *Leccinum* and an analysis of the evolution of minisatellite-like sequences within ITS1. Mycologia **96(1)**: 102-118.

den Bakker HC, Noordeloos ME (2005) – A Revision of European Species of *Leccinum* Gray and Notes on Extralimital Species. Persoonia **18(4)**: 511-587.

Engel H, Dermek A, Watling R (1978) – Rauhstielröhrlinge. Die Gattung *Leccinum* in Europa. Weidhausen b. Coburg.

Engel H, Dermek A, Watling R (1983) – Rauhstielröhrlinge. Die Gattung *Leccinum* in Europa. 2. Auflage, Weidhausen b. Coburg.

Fajarningsih ND (2016) – Internal Transcribed Spacer (ITS) as DNA Barcoding to identify Fungal Species: a review. Squalen Bulletin of Marine and Fisheries Postharvest and Biotechnology **11(2)**: 37-44.

Faurby S, Eiserhardt WL, Svenning J-C (2016) – Strong effects of variation in taxonomic opinion on diversification analyses. Methods in Ecology and Evolution **7**: 4-13. doi: 10.1111/2041-210X.12449.

Fries EM (1874) – Hymenomycetes Europaei sive Epicriseos Systematis Mycologici editio altera. Ed. Berling, Uppsalia.

Gemballa S, Heinze J, Kronberg I, Markl J, Michiels NK, Paulsen H, Schmid U, Stöcker W, Strauss R (2010) – Biologie Oberstufe. Ernst Klett Verlag, Stuttgart.

Gilbert EJ (1931) – Les livres du mycologue Tome III: Les Bolets. Librairie E. le François, Paris.

Goedecke W, Pfeiffer P (2008) – DNA-Reparatur und Mutagenese. In: Ganten D, Ruckpaul K (eds): Grundlagen der Molekularen Medizin, pp. 395-409. Springer, Berlin, Heidelberg.

Gontier N (2015) – Reticulate Evolution. Symbiogenesis, Lateral Gene Transfer, Hybridization and Infectious Heredity. Springer International, 337 pp.

Gramlich S, Wagner N, Hörandl E (2018) – RAD-seq reveals genetic structure of the F2-generation of natural willow hybrids (*Salix* L.) and a great potential for interspecific introgression. BMC Plant Biology **18**: 317. https://doi.org/10.1186/s12870-018-1552-6.

Granneman S, Petfalski E, Tollervey D (2011) – A cluster of ribosome synthesis factors regulate pre-rRNA folding and 5.8S rRNA maturation by the Rat1 exonuclease. The EMBO Journal **30(19)**: 4006-4019.

Gröger F (2006) – Bestimmungsschlüssel für Blätterpilze und Röhrlinge in Europa Teil I. Regensburger Mykologische Schriften **13**: 1-638.

Halling RE, Fechner N, Nuhn M, Osmundson T, Soytong K, Arora D, Binder M, Hibbett D (2015) – Evolutionary relationships of *Heimioporus* and *Boletellus* (Boletales), with an emphasis on Australian taxa including new species and new combinations in *Aureoboletus*, *Hemileccinum* and *Xerocomus*. Australian Systematic Botany **28**: 1-22.

Hörandl E (2014) – Nothing in Taxonomy makes sense except in the light of Evolution: Examples from the classification of *Ranunculus*. Annals of the Missouri Botanical Gardens **100**: 14-31.

Jargeat P, Chaumeton J-P, Navaud O, Vizzini A, Gryta H (2014) – The *Paxillus involutus* (Boletales, Paxillaceae) complex in Europe: Genetic diversity and morphological description of the new species *Paxillus cuprinus*, typification of *P. involutus* s.s., and synthesis of species boundaries. Fungal Biology **118**: 12-31.

Jarosch M (2001) – Zur molekularen Systematik der Boletales: Coniophorineae, Paxillineae und Suillineae. Bibliotheca Mycologica **191**: 1-158.

Kibby G (2006) – *Leccinum* revisited. A new synoptic key to species. Field Mycology **7(4)**: 77-87.

Klofac W (2007) – Schlüssel zur Bestimmung von Frischfunden der europäischen Arten der Boletales mit röhrigem Hymenophor. Österreichische Zeitschrift für Pilzkunde **16**: 187-279.

Knudsen H, Taylor A (2008) – *Leccinum* Gray – In: Knudsen H, Vesterholt J (eds): Funga Nordica: 169-173.

Knudsen H, Taylor A (2012) – *Leccinum* Gray – In: Knudsen H, Vesterholt J (eds): Funga Nordica 2nd ed.: 223-227.

Korhonen M (2011) – Koivunpunikkitatti: yksi vai viisi lajia? Sienilehti **63(2)**: 35-43.

Korhonen M (2012) – *Leccinum versipelle* – one species or five? Field Mycologist **13(2)**: 57-63.

Kuo M, Ortiz-Santana B (2020) – Revision of leccinoid fungi, with emphasis on North American taxa, based on molecular and morphological data. Mycologia, doi: 10.1080/00275514.2019.1685351.

Lannoy G, Estadès A (1994) – Contribution a l'etude du genre *Leccinum* S. F. Gray 4. Essai de clé monographique du genre *Leccinum*. Documents Mycologiques **24/94**: 1-29.

Lannoy G, Estadès A (1995) – Monographie des *Leccinum* d'Europe. Chevallier Imprimeurs, La Roche-sur-Foron.

Lannoy G, Estadès A (2001) – Flore Mycologique d'Europe 6. Les Bolets. Documents Mycologiques, Mémoir hors série **6**: 1-163.

Letellier JBL (1835) – Figures des champignons servant de supplément aux planches de Bulliard peintes d'aprés nature & lithographiées. 11ème livraison. Meilhac, Paris.

Maire R (1906) – Contribution à l'étude de la flore mycologique de l'Afrique du Nord. Bulletin de la Société botanique de France **53**: CLXXX-CCXV, Pl. LX.

Maire R (1937) – Fungi Catalaunici. Series altera. Contribution a l'étude de la Flore Mycologique de la Catalogne. Publicacions de l'Institut Botànic de Barcelona **3**: 1–128.

Mayr E (1942) – Systematics and the Origin of Species, from the Viewpoint of a Zoologist. Harvard University Press, Cambridge.

Mayr E (1982) – The Growth of Biological Thought. Diversity, Evolution and Inheritance. Belknap, Cambridge, Massachussetts.

Medjahdi B, Letreuch-Belarouci A, Letreuch-Belarouci N (2013) – Impact of Climate Change on the Flora Forests of Cork Oak on the Mounts of Tlemcen, Algeria. In Efe R, Atalay I, Öztürk MA (eds): 2nd International Symposium on Kazdağları (Mount Ida) and Edremit: Human environment interactions and ecology of mountain ecosystem: proceedings & abstracts: 137-142.

Micheli PA (1729) – Nova plantarum genera iuxta Tournefortii methodum disposita quibus plantae MDCCCC recensentur. 129 pp., Florenz.

Michot B, Bachellerie J-P, Raynal F (1983) – Structure of mouse rRNA precursors. Complete sequence and potential folding of the spacer regions between 18S and 28S rRNA. Nucleic Acids Research **11(10)**: 3375-3391.

Montecchio L, Rossi S, Causin R, Grendene A (2006) – *Leccinum lepidum* H. (Bouchet ex Essette) Bon & Contu + *Quercus ilex* L. Descriptions of Ectomycorrhizae **9/10**: 53–58.

Moreno G (1977) – Nouveaux taxons de la famille Boletaceae Chev. trouvés en Espagne. Documents Mycologiques **7(27-28)**: 1-9.

Müller W, Agerer R (1990) – Studien an Ektomykorrhizen. XXIX. Drei Mykorrhizen aus der *Leccinum-scabrum*-Gruppe. Nova Hedwigia **51**: 381-410.

Muñoz JA (2005) – *Boletus* s.l. (excl. *Xerocomus*). Strobilomycetaceae, Gyroporaceae, Gyrodontaceae, Suillaceae, Boletaceae. Edizioni Candusso, Alassio.

Nuhn ME, Binder M, Taylor AFS, Halling RE, Hibbett DS (2013): Phylogenetic overview of the Boletineae. Fungal Biology **117(7-8)**: 479-511.

Parra LA, Della-Maggiora M, Simonini G, Trassinelli R (2017) – Nomenclatural study and current status of the names *Boletus emileorum*, *Boletus crocipodius* and *Boletus legaliae* (Boletales), including typification of the first two. Czech Mycology **69(2)**: 163-192.

Peck CH (1888) – Report of the Botanist [1887]. Annual Report of the Trustees of the State Museum of Natural History **41**: 51-122, figs 1-4.

Peck CH (1889) – Boleti of the United States. Bulletin of the New York State Museum **2(8)**: 73-166.

Pilát A, Dermek A (1974) – Hríbovité huby. Bratislava.

Raidl S (1999) – *Chamonixia caespitosa* Rolland + *Picea abies* (L.) Karst. Descriptions of Ectomycorrhizae **4**: 1-6.

Regan CT (1926) – Organic evolution. Report of the British Association for the Advancement of Science **1925**: 75-86.

Rhagukumar S (2017) – Fungi in Coastal and Oceanic Marine Ecosystems. Marine Fungi. Springer International, 377 pp.

Rusevska K, Karadelev M, Phosri C, Duenas M, Telleria MT, Watling R, Martin MP (2015) – DNA barcoding is an effective tool for differentiating *Pisolithus* species from Macedonia. Mycotaxon **130**: 1007-1016.

Saccardo PA (1916) – Flora Italica Cryptogamica Pars I: Fungi. Hymeniales (ceterae Agaricaceae, Polyporaceae, Hydnaceae, Thelephoraceae, Tremellaceae). Societá Botanica Italiana.

Schreiner J (1998) – Zum Vorkommen der Röhrlinge (Boletaceae) in Unterfranken und angrenzenden Gebieten. Mitteilungen des Naturwissenschaftlichen Museums Aschaffenburg **17**: 1-162.

Seifert B (2014) – A pragmatic species concept applicable to all eukaryotic organisms independent from their mode of reproduction or evolutionary history. Soil Organisms **86(1)**: 85-93.

Simpson G (1943) – Criteria for genera, species and subspecies in zoology and paleontology. Annals of the New York Academy of Science **44**: 145-178.

Singer R (1947) – The Boletoideae of Florida. The Boletineae of Florida with Notes on Extralimital Species III. The American Midland Naturalist **37(1)**: 1-135.

Singer R (1967) – Die Röhrlinge Teil II. Die Boletoideae und Strobilomycetaceae. Julius Klinkhardt, Bad Heilbrunn.

Smith AH, Thiers HD (1968) – Notes on Boletes – I. 1. the Generic Position of *Boletus subglabripes* and *Boletus chromapes*. 2. a Comparison of Four Species of *Tylopilus*. Mycologia **60(4)**: 943-954.

Smith AH, Thiers HD (1971) – The Boletes of Michigan. The University of Michigan Press, Ann Arbor.

Smith AH, Thiers HD, Watling R (1967) – A Preliminary Account of the North American Species of *Leccinum*, Sections *Luteoscabra* and *Scabra*. Michigan Botanist **6(3A)**: 107-154.

Smith ME, Castellano MA, Frank JL (2018) – *Hymenogaster macmurphyi* and *Splanchnomyces behrii* are sequestrate species of *Xerocomellus* from the western United States. Mycologia, doi: 10.1080/00275514.2018.1465299.

Šutara J (1989) – The delimitation of the genus *Leccinum*. Česká Mykologia **43(1)**: 1-12.

Šutara J (2008) – *Xerocomus* s.l. in the light of the present state of knowledge. Czech Mycology **60(1)**: 29-62.

Svensson I (1992) – Splitter or lumper – or both? Nota lepidopterologica Supplement No. **3**: 101-107.

Taylor JW, Jacobson DJ, Kroken S, Kasuga T, Geiser DM, Hibbett DS, Fisher MC (2000) – Phylogenetic Species Recognition and Species Concepts in Fungi. Fungal Genetics and Biology **31**: 21-32.

Tsuda Y, Semerikov V, Sebastiani F, Vendramin GG, Lascoux M (2017) – Multispecies genetic structure and hybridization in the *Betula* genus across Eurasia. Molecular Ecology **26(2)**: 589-605. doi: 10.1111/mec.13885.

Turland NJ, Wiersema JH, Barrie FR, Greuter W, Hawksworth DL, Herendeen PS, Knapp S, Kusber W-H, Li D-Z, Marhold K, May TW, McNeill J, Monro AM, Prado J, Price MJ, Smith GF (eds) (2018) – International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants (Shenzhen Code) adopted by the Nineteenth International Botanical Congress Shenzhen, China, July 2017. Regnum Vegetabile 159. Glashütten: Koeltz Botanical Books; online unter https://www.iapt-taxon.org/nomen/main.php – zuletzt aufgerufen am 22.12.2019.

Van Valen L (1976) – Ecological Species, Multispecies, and Oaks. Taxon **25**: 233-239.

Ventenat EP (1812) – Histoire des Champignons de la France. Tome second. Deuxième partie. Leblanc, Paris.

Venturi A (1842) – Studi Micologici. Pio Instituto in S. Barnaba, Brescia.

Wagner ND, Gramlich S, Hörandl E (2018) – RAD sequencing resolved phylogenetic relationships in European shrub willows (*Salix* L. subg. *Chamaetia* and subg. *Vetrix*) and revealed multiple evolution of dwarf shrubs. Ecology & Evolution **8**: 8243-8255. doi: 10.1002/ece3.4360.

Watling R (1970) – Boletaceae, Gomphidiaceae, Paxillaceae. In Henderson DM, Orton PD, Watling R (eds): British Fungus Flora. Agarics and Boleti **1**: 45-57. Royal Botanical Gardens, Edinburgh.

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

Wikipedia (2020a) – *Leccinum corsicum.* https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Leccinum_corsicum_(Rolland)_Singer_363925_crop.jpg (zuletzt aufgerufen am 6.2.2020).

Wikipedia (2020b) – *Leccinum lepidum.* https://de.wikipedia.org/wiki/Datei:2014-01-14_Leccinum_lepidum_(H._Bouchet_ex_Essette)_Bon_%26_Contu_399108.jpg (zuletzt aufgerufen am 6.2.2020).

Wikipedia (2020c) – *Leccinellum lepidum*. https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Leccinellum_lepidum_490735.jpg (zuletzt aufgerufen am 6.2.2020).

Wikipedia (2020d) – *Leccinellum lepidum*. https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Leccinellum_lepidum_(H._Bouchet_ex_Essette)_Bresinsky_%26_Manfr._Binder_594275_2016-01-23.jpg (zuletzt aufgerufen am 6.2.2020).

Wilkins JS (2002) – Summary of 26 species concepts. https://researchdata.museum.vic.gov.au/forum/wilkins_species_table.pdf (zuletzt aufgerufen am 21.12.2019).

Wittmann-Meixner B (1989) – Polyploidie bei Pilzen unter besonderer Berücksichtigung der Boletales. Möglichkeiten eines cytofluorometrischen Nachweises. Bibliotheca Mycologica **131**.

Wu G, Feng B, Xu J, Zhu XT, Li YC, Zeng N-K, Hosen MI, Yang ZL (2014): Molecular phylogenetic analyses redefine seven major clades and reveal 22 new generic clades in the fungal family Boletaceae. Fungal Diversity **69(1)**: 93-115.

Fungi selecti Bavariae Nr. 41

Pseudobaeospora pillodii (Quél.) Wasser 1980 – Laubwald-Purpurblatt

Josef Christan[1] & Karl-Heinz Rexer[2]

Basidiomycota – Agaricomycetes – Agaricales – Tricholomataceae – *Pseudobaeospora*

Beschreibung: Fruchtkörper zart, *Mycena*-ähnlich. Hut dünnfleischig, anfangs kegelig-glockig, wenig verflachend, bis 1,5 cm im Durchmesser; Oberfläche seidig faserig, von purpurvioletter bis lila Farbe. Lamellen angeheftet, ausgebuchtet, schmutzig violett. Stiel 7 x 0,2 cm, den Hutfarben gleich, zylindrisch, längsfaserig. Stielbasis mit weißlichen Rhizomorphen und Mycel. Geruch oder Geschmack unbedeutend.

Sporen farblos, glatt, hyalin, inamyloid, jung dünnwandig, ohne Keimporus, subglobos 3,5-4,5 x 3-3,5 µm (Q= 1,2). Hyphen dextrinoid, ohne Schnallen. Keine Cheilozystiden.

Funddaten: Bayern, Landkreis Ostallgäu, Gemeinde Rieden am Forggensee, Hopfener Wald bei Hopfen am See, TK25 8330/313, 10,68169 E, 47,62426 N, 884 m ü. NN, 29.07.2016. Wenige Fruchtkörper einzeln stehend in grasig-moosigem, bachbegleitendem montanem Fichtenwald (*Picea*) auf Kalk; nähe Buche (*Fagus*), Weide (*Salix*) und Erle (*Alnus*). Leg. J. Christan, det. K.-H. Rexer. Beleg: Herbarium Marburgense MB-007319.

Pseudobaeospora pillodii MB-007319
Foto M. Theiss

Ökologie und Verbreitung: Saprobiont der Laub- und Nadelstreu. Von *Pseudobaeospora pillodii* sind nur 2 weitere Funde in Bayern bekannt. Der erste Nachweis wurde von Bresinsky & Schmid-Heckel (1982) aus den Berchtesgadener Alpen beschrieben. Ein weiterer Nachweis stammt aus Nordbayern bei Leitenberg (siehe www.Pilze-Deutschland.de).

Literatur: Bas C (2003) – A reconnaissance of the genus *Pseudobaeospora* in Europe II. Persoonia **18(2)**: 163-199. Bresinsky A & Schmid-Heckel H (1982) – Der Lärchenporling und verschiedene Blätterpilze aus den Berchtesgadener Alpen neu für die Bundesrepublik nebst einer Liste indigener Lärchenbegleiter. Ber. Bayer. Bot. Ges. **53**: 47-60. Horak E (1964) – Notes sur *Pseudobaeospora* Sing. (1942), excl. *Lepiota*, sect. *Sericellae*. Rev. Mycol. **29**: 72-81.

Anschrift der Autoren: [1] Wiesbachhornstr. 8, D-81825 München, [2] Philipps-Universität Marburg, FB 17 Evolutionäre Ökologie der Pflanzen, Karl von Frisch-Str. 8, D-35032 Marburg

Rezension

Faszinierende Pflanzenpilze – Erkennen und Bestimmen

Julia Kruse (2019)
Quelle & Meyer-Verlag Wiebelsheim
ISBN 978-3-494-01780-8
528 pp. Preis 39,95 €

Die Welt der Phytopathogenen Kleinpilze verbindet die Botanik mit der Mykologie. Die Kenntnis der Wirtspflanze ist die Grundlage für die Bestimmung des jeweiligen Pilzes. Da der etwas sperrige Begriff „Phytopathogene Kleinpilze“ einen Teil der potentiellen Käuferschicht abschrecken könnte, wurde wohl als Neologismus der „Pflanzenpilz“ eingeführt. Es macht diese Pilze dann wohl auch etwas sympathischer, wenn nicht direkt die Schadwirkung, das Krankmachen auf der Titelseite eines Buchs über diese eigene, faszinierende Welt prangt. Und ganz ehrlich: warum nicht? Und nicht nur der Titel, sondern auch die ganze Aufmachung lädt sofort dazu ein, dieses Buch in die Hand zu nehmen. Als Eyecatcher findet sich auf der Titelseite ein großes Foto des Bergahorn-Mehltaus. Diesen Pilz kennt jeder, der im Herbst durch unsere Wälder spaziert und ein Auge für Farben und Muster besitzt, wenn auch nicht unbedingt mit Namen, aber eben „vom Sehen“. In den Bereichen, in denen dieser kleine Schlauchpilz im Blatt aktiv ist, verhindert er nämlich im Herbst den Abbau des Chlorophylls. Dadurch haben die sonst sich wunderschön gelb verfärbenden Ahornblätter nun runde, manchmal miteinander verschmelzende, grüne Flecken. Ob aber dem durchschnittlichen Spaziergänger bewusst ist, dass der Auslöser dieses Phänomens ein Pilz ist? Und dass er den Namen *Sawadaea bicornis* trägt? Nun, mit Hilfe dieses Buchs kann auch der Laie diese auffällige und häufige Art leicht und direkt ansprechen. Und damit wird bereits eine der großen Stärken dieses Buchs hervorgehoben. Man findet hier viele auffällige und teils leicht bestimmbare Pilze an ebenso leicht bestimmbaren Pflanzen, sodass der Naturfreund, der sich nicht näher mit Pilzen beschäftigt hat, einen Einstieg in die wirklich faszinierende Welt der Pflanzenpilze finden kann.

Damit ist auch schon eine der Zielgruppen des Buchs benannt. Der Spezialist, sprich Mykologe mit Mikroskop und Stereolupe „bewaffnet“, kann auch direkt mit Werken wie „dem“ Klenke & Scholler (2015) arbeiten. Hier finden sich selbstredend viel mehr Arten an deutlich mehr Wirten – und zudem mit Angaben zu den Mikromerkmalen. Doch einen einfachen Einstieg ermöglicht die Spezialliteratur nicht. Die Stärke der „Faszinierenden Pflanzenpilze“ ist gerade die Reduktion auf Merkmale, die mit einer 10fach-Lupe und ohne Mikroskop zu erkennen sind. Selbstredend, dass dadurch manche Arten(gruppen) nur auf Aggregatsebene ansprechbar sind. Oder auch, dass bei manchen Arten in den Anmerkungen zu finden ist, dass es weitere, nicht oder kaum makroskopisch unterscheidbare Arten gibt, die Bestimmung also nicht absolut gesichert ist.

Der Spruch „Roste an Weide: meide!“ kommt natürlich nicht im Buch vor. Aber anstatt die für Laien unbestimmbaren Weidenroste einfach auszulassen, löst die Autorin dieses Problem geschickt, indem sie statt Arten zu nennen, diese einfach als „*Melampsora*-Arten – Weidenroste“ bezeichnet. Dem Naturfreund und natürlich auch der Naturfreundin reicht vermutlich ohnehin die Information, dass diese häufigen und auffälligen Pilze eben nicht bestimmbar sind (ohne den Wirtswechsel zu kennen oder tiefere Untersuchungen bis hin zur Sequenzierung auszuführen).

Als Rezensent habe ich die „Faszinierenden Pflanzenpilze“ mehrfach direkt im Feld getestet. Die Größe des Buchs ist trotz seiner Dicke gut geeignet, um im Rucksack oder einer Tasche Platz zu finden. Als nur sporadisch „Phytos“ bestimmender Pilzinteressierter habe ich das Buch meist auf zwei Arten genutzt. Die erste Nutzungsweise ist es, bei einem Fund eines Phytopathogenen Kleinpilzes im Buch nachzublättern (über den Wirt), ob es eine Chance gibt, die Art gut und leicht zu bestimmen. Da auch Angaben über ähnliche Arten zu finden sind, kann man auch direkt erkennen, ob sich ein Aufsammeln lohnt, wenn man mit wenig Zeitaufwand z.B. per Mikroskop die Bestimmung später verifizieren oder absichern will (oder ob das gar nicht nötig ist). So geschehen bei einem (Massen-)Fund von *Podosphaera filipendulae* – dem Deformierenden Mädesüßmehltau. Der Begleittext vergleicht diesen Mehltau mit der Schwesterart *Podosphaera ulmariae* und erläutert, dass diese eben zu keinen Wuchsdeformationen führt und zudem ein nur schwaches Oberflächenmyzel ausbildet. Ergo konnte dieser Fund bestimmt und kartiert werden. Vorher wäre er nicht auf der Fundliste aufgetaucht, denn die Motivation einen Mehltau mitzunehmen, ohne vorher zu wissen, ob man eine Chance hat, die Art zu bestimmen, ist nicht so groß. Oder zumindest ohne vorher zu wissen, ob man reife Kleistothecien benötigt (Sporenmaße) oder ob die Anhängsel zur Bestimmung reichen. So aber wird man motiviert, an „Phytos“ nicht einfach vorbeizugehen, sondern erstmal genauer hinzusehen, nachzublättern und dann mit mehr Hintergrundwissen zu entscheiden, ob man sich rantraut oder nicht. Der Kartierung Phytopathogener Kleinpilze wird dies sicher einen Schub geben – wenn auch zunächst nur hinsichtlich der von der Autorin getätigten Artenauswahl.

Die zweite vom Rezensent betriebene Nutzung des Buchs ist fast spannender, wobei das jeder subjektiv für sich entscheiden muss. Man kann nämlich direkt nach leicht bestimmbaren Arten im Buch suchen und dann daraufhin gezielt den Wirt auf entsprechenden Befall prüfen. So meinte ich, die „Kleeschwärze“ (*Polythrincium trifolii*) schonmal gesehen zu haben – das Bild im Buch kam mir bekannt vor – doch das ist keine belastbare Aussage. Und siehe da, plötzlich ist es interessant, eine Wiese mit Weißklee genauer anzusehen und die Blattunterseiten zu prüfen. Wenig überraschend wurde ich bald fündig.

Kurz gesagt: Das Buch „Faszinierenden Kleinpilze“ ist ein reich bebilderter Appetitanreger. Es animiert jeden an Pilzen Interessierten, sich auch mal mit dieser Welt zu befassen. Um dieses Ziel zu erreichen, wird im Schnelldurchgang die Biologie der Phytoparasitischen Kleinpilze erläutert und dies durch sehr schöne und

aussagefähige Bilder unterstützt. Danach werden die Charakteristika der einzelnen Pilzgruppen (und der Oomycota, die ja keine echten Pilze sind, aber aus Tradition mitlaufen) zusammengefasst. An den Begriff „Töpfchenpilze“ für die Chytridiomycota muss ich mich zwar noch gewöhnen, aber er ist mittlerweile weit verbreitet. Weiteren einführenden Kapiteln und einem Schlüssel für die Hauptgruppen folgt der Hauptteil: die Vorstellung ausgewählter Arten. Hierbei werden unter der Überschrift der Wirtsgattung die behandelten, relevanten Arten kurz beschrieben und mit je einem oder mehreren Fotos dargestellt. Bei einer Neuauflage wäre zu überlegen, ob man die jeweilige Pflanzengattung nicht auch z.B. oben rechts wiederholen könnte. Blättert man nach einer der alphabetisch geordneten Pflanzengattungen, muss man nämlich jeweils genau deren erste Seite treffen. Überblättert man, muss man jeweils solange weiter blättern, bis man wieder eine neue Überschrift gefunden hat und weiß „wo man ist“. Natürlich kann man auch den Index verwenden, aber als „Daumenkino“ wäre man noch schneller beim Auffinden.

Die Artenauswahl ist sehr gut gelungen. Meist sind es häufige Arten, sodass die Chance, sie zu finden, recht groß ist. Dann werden viele unterschiedliche Verwandtschaftskreise abgedeckt, sodass man überall mal „reinschnuppern“ kann. Dass hierbei anamorphe Ascomyzeten etwas kürzer treten müssen, liegt allein schon an den hier oft auftretenden Bestimmungsproblemen (und auch dem machbaren Rahmen). Die „Großgattung“ *Phoma* s.l. wird man zu recht vergeblich suchen, um ein Beispiel zu nennen. Zudem werden auch besonders auffällige Arten vorgestellt, die man schnell ohne Buch wiedererkennen kann, hat man sich einmal mit ihnen beschäftigt.

Die deutschen Namen der ins Buch aufgenommenen Arten sind natürlich Geschmackssache. Wohl um Nichtmykologen nicht abzuschrecken, wurde für jeden Pilz ein Name kreiert, was dann zu Wortschöpfungen wie „Grauer Falscher Nieswurzmehltau“ führen kann. Dreifachnamen sind jedoch sperrig und schwer verständlich. Man hätte es hier vielleicht – wie es auch bei anderen Gattungen im Buch gemacht wurde – bei „Graue Nieswurz-*Peronospora*“ belassen können. Aber das ist eben wie gesagt Geschmackssache. Manche, wenige Namen sind hingegen verwirrend. Die Gattung *Microbotryum*, früher zu den Brandpilzen gestellt, wird völlig korrekt als Rostpilz bezeichnet. Ein üblicher deutscher Name für diese Gattung ist noch immer „Antherenbrand“, obwohl es kein Brandpilz ist – hier erkennt man, dass die systematische Einordnung erst vor wenigen Jahren von den Brandpilzen zu den Rostpilzen korrigiert wurde. Als „Antherenbrand“ kann aber klar sein, dass hier eben kein echter Brandpilz vorliegt – so z.B. wird auch bei *Microbotryum saponariae* Seifenkraut-Antherenbrand im Buch als Name verwendet. Wird aber eine Art als „Heller Witwenblumenbrand“ bezeichnet, so sieht die Angabe „Rostpilz“ darunter wie ein Copy & Paste-Fehler aus und kann verwirren. Für *Microbotryum bistortarum* wird hingegen der Begriff „Wiesenknöterich-Blütenbrand“ verwendet, obwohl dieser gewöhnlich für die tatsächliche Brandpilzgattung *Antherospora* – wie im Buch bei *Antherospora hortensis* als „Blütenbrand der Armenischen Traubenhyazinthe“ – geläufig ist. Die Verwendung des Namens „Kohlenbeere“ für die Brandpilzgattung

Anthracoidea kann auch als etwas unglücklich angesehen werden, da dieser Name mehr oder weniger (nur) für Vertreter der Gattung *Hypoxylon* s.l. reserviert ist. Doch diese Anmerkungen sind reine Marginalien.

Die „Faszinierenden Pflanzenpilze“ sind ein idealer Einstieg in die Welt der Phytopathogenen Kleinpilze. Das Buch will und soll Spezialliteratur nicht ersetzen, ergänzt diese aber und kann so Freude an diesen interessanten Pilzen wecken. Nicht nur für aktive Pilzkartierer lohnt sich dieses Buch, sondern auch für Einsteiger und sogar für komplette „Pilzanfänger“, eben für alle Naturfreunde. Der Autorin, die sich seit vielen Jahren intensiv mit den Phytopathogenen Kleinpilzen beschäftigt und eine der deutschsprachigen Spezialistinnen auf diesem Gebiet ist, kann zu diesem Buch nur gratuliert werden. Die Arbeit, die dahinter steckt, allein all die Fotografien parat zu haben, ist immens. Und das Ergebnis ist kein abschreckendes, staubtrockenes Buch für ein sehr überschaubares Publikum, sondern eben für alle Naturfreunde geeignet. Es bräuchte mehr solcher Bücher! Und wer sich nicht für diese Pilze interessiert, wird vielleicht durch das Buch eines Besseren belehrt. Für den Preis kann man ohnehin nicht viel falsch machen – daher: dieses Buch muss man haben!

Literatur

Klenke F, Scholler M (2015) – Phytoparasitische Kleinpilze. Springer Spektrum. 1172 S.

Christoph Hahn

Rezension

Schwammerlsuche in Bayern

von Norbert Griesbacher

Heimische Speisepilze sammeln, bestimmen und verarbeiten,
Giftpilze sicher erkennen.

(1. und 2. Auflage)

ISBN: 978-3-95587-739-2

Pünktlich zur Pilzsaison Anfang Juli 2018 erschien obiges 199 Seiten umfassende Pilzbuch des bekannten bayerischen Pilzkenners Norbert Griesbacher im Buchhandel. Der Autor ist seit 1979 Pilzsachverständiger der Deutschen Gesellschaft für Mykologie (DGfM) und gleichzeitig Gründungsmitglied der Bayer. Mykologischen Gesellschaft (BMG). Es bedeutet für die Rezensenten eine Auszeichnung, dieses außergewöhnliche Pilzbuch beurteilen zu dürfen, verbunden mit einigen Worten zum Autor, unserem gemeinsamen Freund und Begleiter auf zahlreichen mykologischen Tagungen.

Ein Pilzbuch kann nur gut werden, wenn es losgelöst ist vom Streben nach Gewinn und persönlichem Ruhm. Dazu sollte der Autor eine langjährige und umfassende Kenntnis der heimischen Pilzarten besitzen. Diese Voraussetzungen erfüllt Norbert Griesbacher in hohem Maße. Er ist ein vor allem in Bayern hochgeschätzter Pilzkenner und Mykologe. Bald 40 Jahre leitet er die Pilzberatung in der Stadt Weiden/Opf. und genießt dort eine hohe Wertschätzung. Er hat sich in zahlreiche Pilzgattungen eingearbeitet und ist somit in der Lage, auch sehr schwierige Arten auf Anhieb zu bestimmen. Zu Hilfe kommt ihm dabei sein phänomenales Gedächtnis, seine Akribie, sein feiner Geruchsinn und ein Schuss Humor, der vor allem die gemeinsamen Diskussionen bereichert.

Was ist nun das Besondere an diesem neuen Pilzbuch, wo es doch so viele gibt? Es ist vor allem ein sehr gutes und handliches Bestimmungsbuch für Speisepilzsammler mit hervorragenden Abbildungen einheimischer Pilze. Um den Pilzsammler nicht zu verwirren verzichtet der Autor ausdrücklich auf seltene Arten und nicht zu den Speisepilzen gehörende Raritäten. Zur besseren Übersichtlichkeit sind Hauptgruppen wie Röhrlinge, Blätterpilze, Täublinge, Milchlinge oder Leistlinge mit farbigen Randstreifen markiert, ebenso gibt es Symbole für essbare, giftige oder geschützte Pilzarten. Man mag es dabei dem ausgesprochenen Täublingskenner nachsehen, dass die Gattung *Russula* (Täublinge) mit 48 Arten ausgesprochen stark vertreten ist.

Das Buch erläutert außerdem Geschichtliches und um welche Lebewesen es sich bei den Pilzen handelt, es erklärt Sammelmethoden und gibt Hinweise auf Ernährung und Haltbarmachung der Arten. In den Erklärungen zur Zubereitung folgen die Lieblingsrezepte des Autors.

Höchstes Augenmerk wurde auf die Verwechslungsmöglichkeit essbarer Arten mit giftigen Doppelgängern gelegt. Zum jeweiligen Vergleich folgen die Abbildungen

essbarer und giftiger Arten nacheinander, und im Text wird auf alle wichtigen Unterschiede verwiesen. Auf Seite 21 folgt dementsprechend auch eine Abhandlung der Pilzvergiftungen und möglicher Behandlungsmethoden. Der Autor bezieht sich in diesem Kapitel auf die neuesten Forschungsergebnisse auf diesem Gebiet.

„Schwammerlsuche in Bayern“ ist jedoch auch eine wertvolle Hilfe für alle Spezialisten, Pilzberater, Sachverständige, Ärzte und Krankenhäuser. Die genaue Beschreibung der Vergiftungssyndrome kann bei Vergiftungsfällen schnelle Hilfe bringen. In einem anderen Abschnitt werden Fragen zur radioaktiven Belastung der Pilze erörtert. Außerdem finden im Buch – auch unter Mitwirkung von Dr. Christoph Hahn – die neuesten wissenschaftlichen Pilznamen Verwendung (nach Index Fungorum).

Obwohl der Sommer 2018 in vielen Teilen Bayerns extrem trocken und damit pilzarm war, hatte das Pilzbuch bei vielen Buchhandlungen und Online-Händlern einen sehr guten Zuspruch. Die erste Auflage war deshalb im September 2018 schon vergriffen und musste Anfang Oktober neu aufgelegt werden.

So war es in der 2. Auflage möglich, kleinere und wichtige Korrekturen vorzunehmen.

Dazu zählen insbesondere einige Rechtschreib- und Seitenhinweisfehler, Korrektur des Bildquellennachweises, Verbesserung der Gelbstichigkeit von Dia-Aufnahmen und Austausch einer unsicheren Art bei den Raritäten. So wurde in der Neuauflage auf S. 184 der „Falsche Krokodil-Ritterling“ (*Tricholoma caligatum*) ersetzt durch den „Ästigen Stachelbart“ (*Hericium coralloides*).

Auf S. 104 wurden in der Erstauflage beim Bild für den Grünblättrigen Schwefelkopf (*Hypholoma fasciculare*) die grünblättrigen Lamellen als wichtiges Merkmal im Bildausschnitt weggelassen, weil das Bild nicht vollständig abgedruckt wurde. In der zweiten Auflage sind die grünblättrigen Lamellen der Hutunterseite gut zu erkennen.

Das Buch endet mit der Auflistung verschiedener Fachausdrücke, den Quellen und Bildnachweis sowie – ganz wichtig – dem Register der deutschen und lateinischen Pilznamen.

Werner Jurkeit und Hubert Seidl

Ankündigung

14. Bayerische Mykologische Tagung 2020

Vom 25. August bis 30. August 2020

Blick ins Freilichtmuseum nahe unserer Tagungsstätte.

Foto: Genehmigung der Tagungsstätte

Unsere Tagung findet vom 25. August bis 30. August 2020 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. Ganz besonders dürfen wir uns auch auf eine Foto-Vernissage freuen, die Pilze mal in einem ganz anderen Licht präsentiert. 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

Neu beschriebene oder umkombinierte Taxa

Inocybe helobia (Kuyper) Bandini, B. Oertel & U. Eberh. comb. et stat. nov. Seite 19

Inocybe perlucida Bandini & E. Ferrari nom. et stat. nov. Seite 19

Inocybe amelandica Bandini & B. Oertel spec. nov. Seite 23

Inocybe astraiana Bandini & B. Oertel spec. nov. Seite 27

Inocybe athenana Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. Seite 33

Inocybe castorina Bandini & B. Oertel spec. nov. Seite 38

Inocybe cuniculina Bandini & B. Oertel spec. nov. Seite 42

Inocybe digitula Bandini, Christan & B. Oertel spec. nov. Seite 45

Inocybe globulina Bandini & B. Oertel spec. nov. Seite 49

Inocybe laurina Bandini, B. Oertel & C. Hahn spec. nov. Seite 65

Inocybe lechiana Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. Seite 71

Inocybe mimeana Bandini & B. Oertel spec. nov. Seite 76

Inocybe perchtana Bandini & B. Oertel spec. nov. Seite 80

Inocybe pluppiana Bandini, B. Oertel & U. Eberh. spec. nov. Seite 86

Inocybe vestalis Bandini, Weholt & B. Oertel spec. nov. Seite 90

Leccinellum sect. ***Hemixantha*** C. Hahn sect. nov. Seite 123

Leccinellum sect. ***Calida*** C. Hahn sect. nov. Seite 123

Leccinellum tlemcenense (Maire) C. Hahn comb. nov. Seite138

Leccinellum aberrans (J. Blum) C. Hahn comb. nov. Seite 142

Leccinellum pseudoscabrum var. ***brunneobadium*** (J. Blum) C. Hahn comb. nov. Seite 145

Leccinellum pseudoscabrum f. ***pseudocarpini*** (J. Blum) C. Hahn comb. nov. Seite 145

Leccinellum rugosiceps (Peck) C. Hahn comb nov. Seite 146

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 Kurztexte kann die Redaktion bei Bedarf behilflich sein. Die Zitierweise der wissenschaftlichen Namen, Autorennamen und der Fachliteratur kann den Beispielen im vorliegenden Band entnommen werden. Auf alle im Literaturverzeichnis genannten Quellen muss im Text verwiesen werden und umgekehrt müssen alle Literaturverweise des Textes im Literaturverzeichnis aufgeführt werden. Bei Onlinequellen sollte neben dem Link auch das letzte Abrufdatum vermerkt werden. Die Schreibweisen im Literaturverzeichnis müssen einheitlich sein, wobei die Namen der Zeitschriften entweder ausgeschrieben oder gekürzt angegeben werden können.

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

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

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

Autoren von Literaturzitaten 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-<u>12,3</u>-14,5 (-15,5) x 4,5-<u>6,4</u>-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 Freiexemplar des Heftes gewährt.

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

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

Manuskripte sind an die folgende Adresse einzureichen: Dr. Christoph Hahn, Grottenstr. 17, D-82291 Mammendorf; hahn@pilze-bayern.de; oder: Josef Christan, Wiesbachhornstraße 8, D-81825 München; Josef.Christan@gmail.com

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

Notes for authors

„Mycologia Bavarica“ publishes original works on the taxonomy, systematics, morphology, anatomy, ecology, distribution, and phenology of fungi. The main emphasis, though not exclusive, is to be given to the Bavarian funga.

The manuscripts submitted will be checked by the editors and possibly passed on to other qualified reviewers for assessment. The editors will advise authors of acceptance or rejection of their articles and, where appropriate, of any changes required. Authors have no legal claim to publication. Articles may be written in German or English. It is required that the texts are grammatically and stylistically sound. The editor can be of assistance in producing summaries in German where required. The method of quoting scientific names, authors and specialist literature is to be taken from the examples in the present volume.

The following layout is required for the headers: English (German) title – name(s) of author(s) (addresses as foot note) – German (English) title – English keywords – English summary – German summary.

The following structure is recommended for the body text: introduction – material & methods – results (e. g., including macroscopic and microscopic descriptions) – discussion – expression of thanks – references.

References of authors and photographers should be indicated as small caps – e.g. SINGER (1976). Taxa on the rank of genus or below are to be indicated as italics – e.g. *Agaricus*, *Boletus edulis.* – taxa of higher rank are not to be highlighted due to different fonts, Measurements (e.g. of spores) are to be layouted as (8-) 9-<u>12,3</u>-14,5 (-15,5) x 4,5-<u>6,4</u>-8 (-9) µm (mean values underlined) or to be stated as mean value combined with calculated confidence intervals.

Manuscripts are to be submitted as one hardcopy plus electronic data media (CD, USB-Stick) or by e-mail. The text files are to be in MS Word, or OpenOffice document format. Authors will receive a pdf document via e-mail, which they are requested to proofread carefully and return soon.

Illustrations (b/w drawings or colour photographs) are very welcome, but the editor cannot guarantee publication of colour photographs in each case. Drawings are to be done in black ink on white card or transparent paper. The scale is to be indicated in each case. Illustrations are to be submitted as high-resolution digital data (at least 300 dpi for colour photographs and 800 dpi for b/w drawings), slides or sharp, glossy prints. Drawings and colour plates are to be numbered consecutively (Fig. 1, Fig. 2 etc.) and have captions.

The first author will receive a pdf of the published paper(s) and additionally one free copy of the entire issue.

Samples of the collections published in the essays should be deposited in a public herbarium such as the State Botanical Collection Munich (M).

Until further notice „Mycologia Bavarica“ is to be published once a year, subject to change.

Manuscripts are to be submitted to: Dr. Christoph Hahn, Grottenstr. 17, D-82291 Mammendorf, hahn@pilze-bayern.de or to: Josef Christan, Wiesbachhornstraße 8, D-81825 München; Josef.Christan@gmail.com

Inhaltsverzeichnis

Bandini D, Oertel B, Schüssler C, Eberhardt U – Noch mehr Risspilze: Fünfzehn neue und zwei wenig bekannte Arten der Gattung *Inocybe* 13

Christan J, Rexer K-H – *Pseudobaeospora pillodii* (Quél.) Wasser 1980 – Laubwald-Purpurblatt, Fungi selecti Bavariae 41 145

Dondl M, Christan J – *Conocybe pilosella* (Pers.: Fr.) Kühner 1935 – Engblättriges Samthäubchen, Fungi selecti Bavariae 40 102

Grünert H – Pilze – Nahrungsmittel seit Jahrtausenden oder genussvolle Nahrungsergänzung? 1

Hahn C – Die Gattung *Leccinum* s.l. in Europa. Teil 1: Artkonzepte und Barcoding (eine Einführung) und Teil 2a: die Gattung *Leccinellum* in Europa – ein Überblick und die europäischen Taxa der Sektionen *Leccinellum* und *Calida* sect. nov. 103

Hahn C – Rezension: Faszinierende Pflanzenpilze – Erkennen und Bestimmen 155

Jurkeit W, Seidl H – Rezension: Schwammerlsuche in Bayern 159

Zick R – Ankündigung: 14. Bayerische Mykologische Tagung 2020 161

Neu beschriebene oder umkombinierte Taxa 162

Hinweise für Autoren 163

ISSN 1431 - 2042