



Rote Liste gefährdeter Großpilze Bayerns



natur



Rote Liste gefährdeter Großpilze Bayerns

Impressum

Rote Liste gefährdeter Großpilze Bayerns

Herausgeber:

Bayerisches Landesamt für Umwelt (LfU)
Bürgermeister-Ulrich-Straße 160
86179 Augsburg
Tel.: (0821) 90 71 - 0
Fax.: (0821) 90 71 55 56
E-Mail: poststelle@lfu.bayern.de
Internet: www.lfu.bayern.de

Bearbeitung/Text/Konzept:

Peter Karasch, Taubenhüller Weg 2a, 82131 Gauting, karasch@mykologie-bayern.de
Dr. Christoph Hahn, Traubingerstr. 53, 82237 Tutzing, hahn@mykologie-bayern.de

Redaktion:

LfU, Referat 53, Dr. Herbert Preiß, Ines Langensiepen

Bildnachweis:

Christoph Hahn, Tutzing: Abb. 14, Abb. 24, Abb. 36, Abb. 40, Abb. 48, Abb. 50; Edmund Garnweidner, Fürstenfeldbruck: Abb. 18, Abb. 27, Abb. 28, Abb. 30, Abb. 32, Abb. 35, Abb. 42, Abb. 46, Abb. 55; Gerhard Wölfel, Meschede: Abb. 20, Abb. 44, Abb. 45, Abb. 51, Abb. 53, Abb. 54; Heinrich Holzer, München: Abb. 13, Abb. 26; Helmut Zitzmann, Hainsacker: Abb. 41; Jürgen Schreiner, Wörth a. Main: Abb. 21, Abb. 22, Abb. 52; Matthias Dondl, München: Abb. 37, Abb. 47; Nikoloi Lashchinsky, Universität Novosibirsk, RUS: Abb. 19; Peter Karasch, Gauting: Abb. 1, Abb. 2, Abb. 3, Abb. 4, Abb. 5, Abb. 6, Abb. 7, Abb. 8, Abb. 9, Abb. 10, Abb. 11, Abb. 15, Abb. 25, Abb. 29, Abb. 31, Abb. 34, Abb. 43; Rudi Markones, Kist: Abb. 23, Abb. 33, Abb. 38, Abb. 39, Abb. 49, Abb. 56.

Druck:

Druck- & Medienservice Schulz, Hofer Str. 53, 95145 Oberkotzau

Gedruckt auf Papier aus 100% Altpapier

Stand:

November 2009

Diese Druckschrift wurde mit großer Sorgfalt zusammengestellt. Eine Gewähr für die Richtigkeit und Vollständigkeit kann dennoch nicht übernommen werden. Sofern in dieser Broschüre auf Internetangebote Dritter hingewiesen wird, sind wir für deren Inhalte nicht verantwortlich.

Inhaltsverzeichnis

	Vorwort	5
1	Einleitung	6
2	Danksagung	7
3	Die Rolle der Pilze im Ökosystem	8
4	Gefährdungsursachen für Pilze	10
4.1	Einfluss von Stickstoffeinträgen auf die Pilzflora	11
5	Maßnahmen zur Verbesserung der Bestandssituation gefährdeter Arten	13
5.1	Die besondere Rolle von Nationalparks und Naturwaldreservaten zum Erhalt der Biodiversität der Pilze in Bayern	13
6	Kriterien für die Einstufung in der Roten Liste	15
7	Bestimmung der Kriterienklassen	17
8	Das Einstufungsschema zur Ermittlung der Kategorien	18
9	Die Rote-Liste-Kategorien und ihre Definition	19
10	Ergebnisse	26
11	Kommentare zu den Arten der Kategorien 0 und 1	27
12	Gesamtartenliste in Tabellenform	62
13	Literatur	108

Vorwort

Pilze führen ein Schattendasein. Was jeder Sammler von Speisepilzen bestätigen kann, ist durchaus wörtlich zu verstehen. Kaum jemand, selbst unter den Botanikern, kennt mehr als eine Handvoll Pilzarten.

Früher erstreckten sich die Kenntnisse eines Botanikers, aber auch eines Schullehrers oder Apothekers auf alle Organismengruppen. Er kannte folglich nicht nur die Blütenpflanzen, sondern auch die Kryptogamen wie Moose, Flechten und Pilze.

Heute haben wir uns daran gewöhnt, dass es für alles Spezialisten gibt, die neben ihrem engen Fachgebiet allenfalls noch über Grundkenntnisse der Pflanzenwelt verfügen. Und Kryptogamen, also wörtlich „Pflanzen, die im Verborgenen heiraten“, stehen eben heutzutage in der Wissensvermittlung an den Hochschulen nicht mehr an vorderer Stelle.

Dabei hätten wir in Bayern allen Grund dazu, stolz auf die Vielfalt unserer heimischen Pilze zu sein. Fast 5.000 Arten Großpilze kommen bei uns vor, mehr als in jedem anderen Bundesland. Allerdings sind über 1.500 Arten mehr oder weniger gefährdet. Das nicht nur zu dokumentieren, sondern Vorschläge zur Verbesserung ihrer Situation zu machen und damit einen Beitrag zur Erhaltung der Biodiversität unserer Heimat zu leisten, ist Ziel der vorliegenden Broschüre.

Ich begrüße die Herausgabe der aktualisierten Roten Liste gefährdeter Großpilze Bayerns und erwarte mir von ihr wertvolle Hilfestellung für die naturschutzfachliche Bewertung von Lebensräumen und wichtige Impulse für Maßnahmen zu ihrer Erhaltung.

Lassen Sie uns diese Veröffentlichung gemeinsam nutzen, um diesen so interessanten und naturschutzfachlich wichtigen Organismen die Bedeutung zukommen zu lassen, die sie schon längst verdienen.

Prof. Dr.-Ing. Albert Göttle



Präsident des Bayerischen Landesamtes für Umwelt

1 Einleitung

Die letzte Bearbeitung der Roten Liste der gefährdeten Großpilze Bayerns wurde vor 20 Jahren veröffentlicht (SCHMID 1990). Seither wurden viele neue Daten erhoben und das Wissen um die Lebensweise und Verbreitung der Pilze hat sich verbessert. Da zudem die Kriterien für die Einstufung in die Roten Listen europaweit vereinheitlicht wurden, war schon aus diesem Grunde eine Überarbeitung der alten Liste geboten.

Bayern ist nicht nur das größte Bundesland, sondern weist auch die größte Vielfalt an Naturräumen auf. Allein das Höhenrelief erstreckt sich von 100 m (Kahl am Main) bis auf 2.962 m ü. NN (Zugspitze). Der Bayerische und Oberpfälzer Wald im Osten Bayerns mit seinem kontinentalen Klima wechselt zu den milden, ozeanischeren Lagen Unterfrankens. Das trocken-heiße Schweinfurter Becken steht klimatisch im extremen Gegensatz zur Hochalpenregion oberhalb der Waldgrenze.

Diese landschaftliche Vielfalt bedingt einen hohen Artenreichtum bei den Pilzen. Zurzeit sind nach BESL 2008 (in litt.) mindestens 2.718 Arten von Blätter-/Röhrenpilzen (*Agaricales* s.l.) und 1.056 Arten Nichtblätterpilze (*Aphyllorphorales* s.l.) nachgewiesen. Hinzu kommen geschätzt mehr als 1.000 Schlauchpilzarten (*Ascomycetes*), für die noch eine Inventarliste fehlt. Zusammen sind in Bayern also insgesamt bald 5.000 Großpilzarten bekannt. Hierzu zählen alle Pilzarten, deren Fruchtkörper eine Größe von 1 mm überschreiten. Flechten (lichenisierte Pilze) werden aus Tradition nicht mit behandelt. SCHMID (1990) geht noch von 3.083 Großpilzarten aus. Beim Vergleich der Arbeit von SCHÖNFELDER & BRESINSKY (1990, die 2.496 Farn- und Blütenpflanzen für Bayern auflisten) und den Ergebnissen von HAWKSWORTH (2001, die ein Verhältnis von Blütenpflanzen zu Pilzen aller Gruppen mit 1:4 ergeben) ergibt sich eine potenzielle Anzahl von ca. 10.000 Groß- und Kleinpilzarten.

Die hohe Diversität der bayerischen Pilzflora bedingt Kenntnislücken bezüglich einiger Artengruppen. Viele Pilze sind schwer bestimmbar und nur von wenigen Experten zweifelsfrei anzusprechen. Aus diesem Grund liegt der Schwerpunkt der vorgestellten Roten Liste der Pilze Bayerns auf den Großpilzen und hier im Speziellen auf Arten, die als gut bearbeitet gelten oder über die genaue Aussagen von Spezialisten greifbar sind. Auch in Zukunft bleibt also genug zu tun, um einerseits diese Kenntnislücken zu schließen und andererseits auf dem derzeitigen Bearbeitungsstand aufbauend Arealveränderungen zu erfassen und in zukünftigen Roten Listen auf Ebene der Landschaftsräume zu bewerten.

Die Entscheidung, welche im Rahmen der Eingriffsplanung vorgeschlagenen Maßnahmen umgesetzt und welche Prioritäten hierbei gesetzt werden, stellt die Träger vor schwierige Abwägungen. Die Roten Listen sollen hierbei helfen, wichtige, naturschutzfachlich bedeutsame Arten hervorzuheben, deren Schutz durch Erhalt eines Biotops prioritär ist. Die vorliegende Ausgabe der Roten Liste gefährdeter Großpilze Bayerns soll hierzu einen neuen, aktualisierten Beitrag leisten.

2 Danksagung

Ohne die Mitarbeit von mehr als einhundert ehrenamtlichen Feldmykologen, deren Kartierungstätigkeit die unentbehrliche Datengrundlage für Rote Listen liefert, wäre eine Neufassung nicht möglich. Sehr wichtig ist die Förderung und Nachwuchsarbeit in pilzkundlichen Arbeitsgemeinschaften und gemeinnützigen Vereinen. Daher sei allen, die an diesem Werk direkt oder indirekt beteiligt sind oder waren, hiermit herzlich gedankt. Besonders wertvoll war hier die aktive Unterstützung von den Gattungsspezialisten und erfahrenen bayerischen (und österreichischen) Mykologen wie H. Ostrow (Grub b. Coburg, *Aphylophorales* – Nichtblätterpilze), T. R. Lohmeyer (Taching a. See, *Ascomycetes* – Schlauchpilze u. v. m.), J. Schreiner (Wörth a. Main, *Boletaceae* – Röhrlinge), M. Enderle (Ulm, *Conocybe* – Samthäubchen und *Psathyrella* – Faserlinge), E. Garnweidner (Fürstenfeldbruck, *Cortinarius* – Haarschleierlinge und weitere *Agaricales*), H. Zitzmann (Hainsacker, *Inocybe* – Risspilze), J. Christan (München, Gattung *Ramaria* – Korallen), sowie W. Jurkeit (Erding) & L. Beenken (München) (beide Gattung *Russula* – Täublinge). Eine große Hilfe waren uns die Ratschläge und Daten von A. Bresinsky und H. Besl (beide Regensburg) mit deren Vorbereitung einer Checkliste der Bayerischen Großpilze (Basidiomyceten) und Daten aus dem Regensburger Herbar. Aus dem benachbarten Österreich unterstützten uns A. Hausknecht (A - Maissau, *Agaricales* – Blätterpilze) und W. Dämon (A - Grödig, *Aphylophorales* – Nichtblätterpilze). Für sachdienliche Informationen zum Inventar der bayerischen Naturwaldreservate bedanken wir uns bei Herrn Markus Blaschke (Freising). Herrn W. Pätzold (Hornberg) danken wir für die Freigabe der vorläufigen Bewertungen der neuen Roten Liste der Großpilze Deutschlands.

3 Die Rolle der Pilze im Ökosystem

Es ist inzwischen allgemein anerkannt, dass Pilze ein eigenes Organismenreich auf einer Ebene mit Tieren und Pflanzen bilden (vgl. LUDWIG et al. 2006). In der Vergangenheit wurde diese wichtige Gruppe vielfach nicht erwähnt, sondern gedanklich hinter den Pflanzen eingereiht. Dies mag am immer noch niedrigen Wissenstand im Vergleich zu Tieren und Pflanzen liegen oder an der nur zeitweiligen Erscheinungsweise der Fruchtkörper. Im Hinblick auf die Biodiversitätsforschung und Erhaltung unserer Ökosysteme ist es geboten, die Forschung und Wissenschaft im Bereich der Mykologie zu erweitern. So spielt beispielsweise die Mykorrhiza nicht nur im Wald, sondern auch bei der verbesserten Aufzucht von Kulturpflanzen eine bedeutende, im Detail aber noch vielfach unerforschte Rolle. Neben den bekannten Antibiotika enthalten nicht nur die Schimmelpilze, sondern auch viele Großpilze bislang unbekannte Wirkstoffe und Substanzen. Pilze sind kleine chemische Laboratorien und sorgen immer wieder für sensationelle Überraschungen.

Zum Beispiel hat das im Gemeinen Schwarzborstling (*Pseudoplectania nigrella*) entdeckte Plectasin eine große Chance, sich als probates Antibiotikum durchzusetzen, gegen das bislang noch keine Resistenzbildungen bekannt sind. Auch das aus dem Zapfenrübling (*Strobilurus* spp.) isolierte und inzwischen industriell herstellbare Strobilurin hat als Antimykotikum (Fungizid) bei der Nahrungsmittelkonservierung und -herstellung weltweit Bedeutung erlangt und einen Umsatz in Milliardenhöhe erreicht. Jede Art, die ausstirbt, hätte das Potenzial besitzen können, auch für den Menschen direkt wertvoll zu sein.

Pilze können nicht wie die Pflanzen und manche Bakteriengruppen selbst Zucker mit Hilfe der Photosynthese herstellen. Sie sind also auf die Aufnahme von Zucker und anderen organischen Verbindungen angewiesen und somit heterotroph. Pilze bilden keinerlei Organe – jede Einzelzelle muss sich potenziell selbst ernähren können. Um dies zu erreichen, sind sie in der Lage, mit Hilfe von Enzymen sehr viele, teils schwer aufzubrechende, organische Verbindungen zu zerlegen, um daraus Energie zu gewinnen. Dies macht sie neben den Bakterien zu den wichtigsten Stoffumwandlern (Destruenten) in der Natur. Sie schließen also organische Verbindungen auf und bilden somit auch die Nahrungsgrundlage für andere heterotrophe Organismen, indem sie z. B. Totholz zu Humus zerlegen, Laub- und Nadelstreu abbauen oder so widerstandsfähige Stoffe wie Knochen, Hörner, Hufe und Haare, also praktisch alles, was organischen Ursprungs ist, verdauen. Pilze führen also den natürlichen Bioabfall und die darin gebundenen Nährstoffe wieder in den Kreislauf der Natur zurück. Insbesondere die holzabbauenden Pilze bilden die Lebensgrundlage vieler Tiere, die auf morsches, weiches Holz angewiesen sind. Hierunter fallen z. B. viele Insekten, wie der abgestorbene Eichenstämme besiedelnde Hirschkäfer, aber auch größere Tierarten wie z. B. die heimischen Spechte.

Pilze sind die stillen Helfer im Untergrund, im Waldboden, die unseren Bäumen ein kraftvolles Leben überhaupt ermöglichen. Ohne Pilze wäre also ein Wald in der uns vertrauten Form nicht vorhanden. Leider sind besonders viele Arten, welche die für den heimischen Wald so ungemein wichtigen Symbiosen bilden, in Bayern gefährdet.

Pilze spielen als Stoffumwandler, Symbionten oder Parasiten eine unersetzliche Rolle im Naturhaushalt. Ohne Pilze wäre unsere Pflanzenwelt ungleich artenärmer.

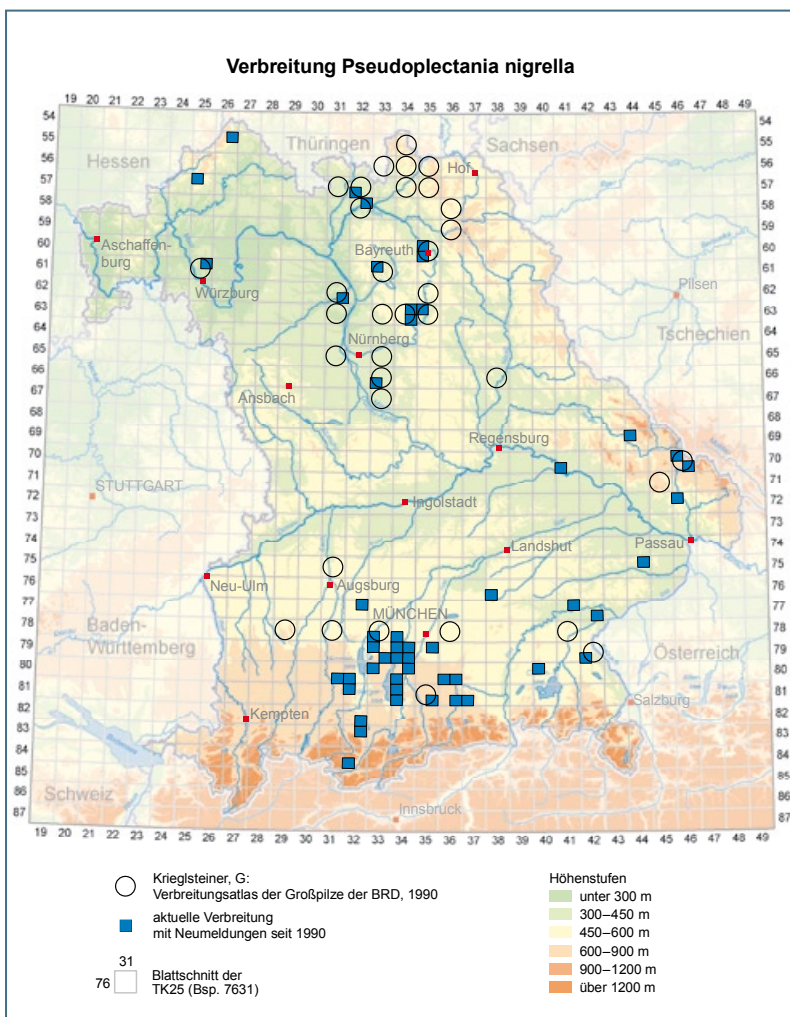


Abb. 1: *Pseudoplectania nigrella* (Gemeiner Schwarzborstling) mit Verbreitungskarte.

4 Gefährdungsursachen für Pilze

Die wesentlichen Rückgangsursachen sind seit Jahrzehnten immer wieder Thema in Publikationen zum Thema Artenschutz. Ausführliche Hinweise für Bayern gaben bereits SCHMID (1990) und GARNWEIDNER (1991). Diese Aussagen sind weitgehend heute noch gültig und müssen lediglich mit aktuellen Themen ergänzt werden.

Hauptgrund für den Pilzartenrückgang ist, wie bei den meisten anderen gefährdeten Organismen, die Zerstörung bzw. Veränderung der ehemals natürlichen Lebensräume durch:

- Düngung von Wiesen und Weiden mit Mineraldünger, vgl. Kapitel 4.1
- Stoffeinträge über die Luft aus Landwirtschaft, Industrie und Verkehr, vgl. Kapitel 4.1
- Pestizideinsatz in Gartenbau, Forst- und Landwirtschaft.
- Hoher Flächenverbrauch durch Überbauung
- Ausholzen von wertvollen Altbäumen
- Entfernen von wichtigen Mykorrhiza-Partnern im Wirtschaftswald (z. B. Espe, Birke und Erle)
- Einsatz von Holzerntemaschinen mit massiven Schädigungen des Bodenlebens
- Düngen, Aufkalken (vgl. KUYPER 1989) oder Umbrechen von Waldböden
- Beseitigung abgestorbener oder durch Windwurf umgestürzter Altbäume



Abb. 2: Bodenzerstörung durch Holzernte.



Abb. 3: Eiche mit Vorkommen von *Buglossoporus quercinus* – Eichenzungenporling.

Das Sammeln von Speisepilzen hat im Gegensatz zur landläufigen und auch in Fachkreisen lange verbreiteten Meinung keinen nachweisbaren Einfluss auf das Pilzwachstum. EGLI & AYER (2006) bzw. EGLI et al. (2006) konnten dies in einer Langzeitstudie in der Schweiz überzeugend belegen. Einzig Veränderungen des Habitats, in diesem Fall Bodenverdichtung durch das übermäßige Betreten der Untersuchungsflächen, erbrachten einen Rückgang bezüglich Fruktifikation bzw. Vitalität der Myzelien. Die Entnahme von Fruchtkörpern verringert allerdings die Zahl der in die Luft abgegebenen Sporen, was sich negativ auf die Ausbreitung einer Art auswirken kann. Aus diesem Grund sollte die Entnahme von Fruchtkörpern sehr seltener Arten vermieden werden.

Die größte Gefährdung besteht naturgemäß bei Arten, die auf seltene und spezielle Habitate angewiesen sind. Der Duftende Feuerschwamm, *Phellinus pouzarii*, besiedelt beispielsweise nur Weißtannentämme von mindestens einem halben Meter Durchmesser, die bereits in der Tiefe des Stammes völlig morsch sind. In den früheren Urwäldern, in denen immer wieder – auch in Laubwaldgesellschaften – Weißtannen eingestreut waren und diese nicht vor Erreichen ihres natürlichen Lebensendes geerntet wurden, dürfte dieser Pilz wohl weit verbreitet gewesen sein. Heute kommt er deutschlandweit nur noch an einer einzigen Lokalität in Bayern, einem Urwaldrelikt im Nationalpark Bayerischer Wald, vor.

Neben dem Entzug des Substrates, von dem vor allem Holz bewohnende Pilzarten betroffen sind, kann insbesondere eine Veränderung der Waldböden für die Mykorrhizapilzflora, teils aber auch für Streu zersetzende Arten, gravierend sein. War es in den zurückliegenden Jahren der saure Regen, der basenholde Arten bedrohte, ist es heutzutage vor allem der Stickstoffeintrag über die Luft, der die Waldböden verändert. Arten, die auf nährstoffarme Böden angewiesen sind, gehen regional deutlich zurück.

Der Schutz von Pilzen kann daher wie bei allen anderen bedrohten Tier- und Pflanzenarten nur über einen konsequenten Biotopschutz erreicht werden.

4.1 Einfluss von Stickstoffeinträgen auf die Pilzflora

Hoher Gülleeinsatz führt zu einer deutlichen Stickstoffbelastung von Wäldern und Naturräumen, bei denen auch die benachbarten und weiter entfernten Flächen über Luft- und Oberflächenwassereinträge beeinträchtigt werden.



Abb. 4: Flachmoor und Intensivgrünland.



Abb. 5: Echingen Lohe.

Großpilze reagieren auf kleinste Düngergaben, so dass Walddüngung erhebliche Auswirkungen auf deren Vorkommen haben (vgl. KUYPER 1989). Mit jeder durch die Veränderung der Nährstoffsituation im Boden **verdrängten Pflanzenart** werden bis zu **vier Pilzarten** ausgerottet. Die Ausweisung oder der Ankauf von Schutzgebieten ohne ausreichende Pufferzonen, in denen jeglicher Einsatz von Kunstdüngung und Pestiziden unterbleibt, sind suboptimal. Am Beispiel der Echingen Lohe sind die negativen Auswirkungen von Stoffeinträgen aus angrenzendem Intensivgrünland auf die Vegetation im Schutzgebiet seit 1962 eindrucksvoll dokumentiert (SEIBERT 1962, PFADENHAUER & BUCHWALD 1987, BERNHARDT-RÖMERMANN et al. 2007).

Pilzkundler registrieren seit den 60er Jahren des 20. Jahrhunderts massiv nachteilige Veränderungen der Pilzflora durch den Einsatz von Kunstdünger und Pestiziden. Als ein prominentes, aktuelles Beispiel muss hier der Wiesenchampignon (*Agaricus campestris*) angeführt werden, dessen massive Arealverluste in den letzten 20 Jahren dokumentiert sind. Dieser einstige Massenpilz auf naturnahem Grünland, wie z. B. Pferdekoppeln, wird immer seltener beobachtet.

Auch der Rückgang beliebter Markt- und Speisepilze wie des Pfifferlings, Reherls oder Eierschwamms (*Cantharellus cibarius* s.l.), der früher dem übermäßigen Sammeln angelastet wurde, geht wie auch der Rückgang Hunderter weiterer Pilzarten mit vergleichbaren Bodenansprüchen wohl auf Stickstoffeinträge zurück. In den aktuellen und traditionellen bayerischen Hauptsammelgebieten Bayerischer Wald und Alpen, wo keine intensive Landwirtschaft stattfindet, ist bis dato kein signifikanter Rückgang erkennbar. Dagegen wurden im Großraum Gauting-Unterbrunn-Weßling (Lkrs. Starnberg-Oberbayern) noch in den 1950er Jahren LKW-Ladungen von Reherln (*C. cibarius* s.l.) für die Märkte gesammelt (F. HETTICH, Freising †). Der seit den 1980er Jahren dokumentierte Bestand in diesem Raum ist heute bis auf wenige Einzelvorkommen erloschen.

Zum Schutz vor Nährstoffeinträgen durch angrenzende Intensivflächen sollten alle Schutzgebiete mit ausreichenden Pufferzonen umgeben werden.

5 Maßnahmen zur Verbesserung der Bestandssituation gefährdeter Arten

Einmal zerstörte Lebensräume sind oft unwiederbringlich verloren und lassen sich durch Ausgleichsmaßnahmen nicht immer wiederherstellen.

Eine langfristig nachhaltige und naturverträgliche land- und forstwirtschaftliche Nutzung steht dem Schutz der Pilze nicht entgegen. In Bayern hat sich der Vertragsnaturschutz mit dem Ziel einer naturverträglichen Flächenbewirtschaftung als wirksames Instrument für den Artenschutz erwiesen.

Vergleichbare Regelungen sollten auch für spezielle Lebensräume von Pilzen geschaffen werden, die mit den derzeitigen Programmen nicht erfasst werden (vgl. GARNWEIDNER 1991).



Abb. 6 (links oben): Hofgarten Bayreuth mit extensiven Moosrasen und artenreicher Pilzflora;
Abb. 7 (rechts oben): Kalktrockenrasen Lange Rhön;
Abb. 8 (links unten): Rindermagerweide – Halbtrockenrasen im Vertragsnaturschutzprogramm.

5.1 Die besondere Rolle von Nationalparks und Naturwaldreservaten zum Erhalt der Biodiversität der Pilze in Bayern

Die Nationalparkverwaltung Bayerischer Wald bringt mit ihrem Motto „Natur Natur sein lassen“ ein effektives Instrument des Artenschutzes auf den Punkt (Abb. 9). Viele Vorkommen bedrohter Pilzarten lassen sich wirkungsvoll durch den Verzicht auf wirtschaftliche Nutzung erhalten. Neben großflächigen, aus der Nutzung genommenen Waldgebieten, wie sie wohl nur in Nationalparks realisierbar sind, kommt der Ausweisung von weiteren geeigneten Landschaftsräumen beispielsweise als Naturwaldreservat besondere Bedeutung zu.



Abb. 9: Naturwald NP Bayerischer Wald.



Abb. 10: Buchenmischwald.

Die seit Mitte der 1970er Jahre von der damaligen Bayerischen Staatsforstverwaltung ausgewiesenen Naturwaldreservate haben sich allmählich zu natürlichen Lebensgemeinschaften mit normalem Totholzanteil von bis zu 50 % der Holzmasse in allen Zersetzungsstadien entwickeln können (Abb. 10). Der aktuelle Bestand liegt bei 154 Reservaten mit einer Gesamtfläche von 6.616 ha. Bislang sind neben den dort vertretenen Hauptbaumarten Buche, Fichte, Kiefer, Esche, Bergahorn und Eiche 1.080 Pflanzenarten dokumentiert. Diese Diversität legt einen potenziellen Bestand von über 4.000 Groß- und Kleinpilzarten nahe (vgl. HAWKSWORTH 2001). Erst ein Drittel (55) dieser Biotope wurde auf ihren Pilzartenbestand hin gründlich untersucht. Dabei wurden 1.645 Pilzarten nachgewiesen, von denen Dutzende gefährdeter Arten vermutlich ihre letzten Refugien in diesen Lebensräumen haben. Forstliche Eingriffe in diesen Gebieten sollten daher auf das absolute Minimum begrenzt werden. Bevor dort aus Gründen der Verkehrssicherungspflicht Bäume gefällt werden müssen, ist eine Sperrung dieser Verkehrswege für den potenziell gefährdeten Personenkreis vorzuziehen. Sehr wichtig ist auch hier die Einrichtung von Pufferzonen zur Vermeidung von Dünger- und Schadstoffeinträgen in diese Areale (vgl. Kapitel 4.1). Die weitere Erforschung der Pilzvorkommen in den Naturwaldreservaten sollte gefördert werden (Abb. 11).



Abb. 11: Hallenbuchenwald.

6 Kriterien für die Einstufung in der Roten Liste (Texte und Grafiken weitgehend aus LUDWIG et al. 2006)

Wie bewährt und erfolgreich ein Instrument des Naturschutzes auch sein mag – die Roten Listen sind es auf jeden Fall –, so darf es dennoch nicht statisch sein. Die Weiterentwicklung Roter Listen wurde in Deutschland seit Jahren diskutiert und gefordert. Nach Prüfung der außerhalb Deutschlands angewendeten Einstufungssysteme, Kontaktaufnahme mit nationalen Experten und ersten Praxistests wurde – wiederum in breitem fachlichem Konsens – im Bundesamt für Naturschutz ein weiterentwickeltes Kriteriensystem für die Erstellung der Roten Listen gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze erarbeitet und in Kurzform vorgestellt. Es diente bereits als Grundlage für mehrere Rote Listen in den Bundesländern sowie für erste Arbeitsfassungen bundesweiter Roter Listen, die ab dem Jahre 2009 veröffentlicht werden sollen.

Tab. 1: Kriterien für die Einstufung in Rote-Liste-Kategorien (nach LUDWIG et al. 2006).

Kriterien	
(1) aktuelle Bestandssituation	Betrachtet werden möglichst neue, höchstens aber 25 Jahre alte Daten
(2) langfristiger Bestandstrend	Betrachtet werden Daten aus den letzten ca. 50 bis 150 Jahren.
(3) kurzfristiger Bestandstrend	Betrachtet werden nur Daten aus den letzten 10 bis max. 25 Jahren
(4) Risikofaktoren	Betrachtet werden (aus aktuellen Daten) diejenigen Faktoren, deren Wirkung begründet erwarten lässt, dass sich die Bestandsentwicklung in den nächsten zehn Jahren verschlechtern wird.
Für die Beurteilung des „Bestands“ müssen nicht unbedingt Populationsgrößen oder Individuenzahlen bekannt sein. Bestandstrends und Bestandssituation können auch aus Parametern wie Anzahl besetzter Rasterfelder, Arealveränderungen oder Änderungen der Habitate erschlossen werden.	

Eine ausführliche Darlegung dieser Methodik und ihres Hintergrundes sowie weitergehende Hinweise zur Anwendung in kompilierter Form waren bisher nicht öffentlich verfügbar. Diese Lücke wurde inzwischen geschlossen (LUDWIG et al. 2006).

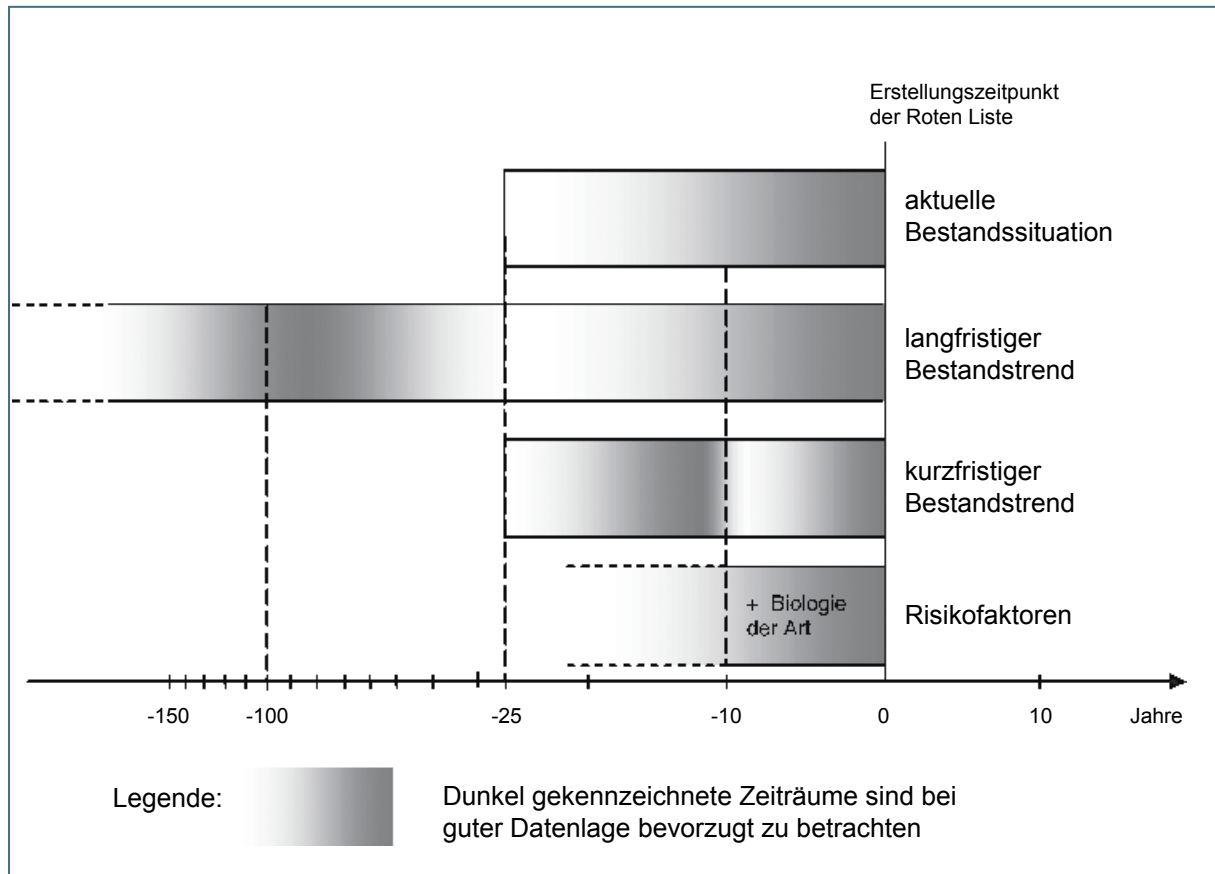
Grundlegende Ziele des neuen Bewertungssystems bestehen darin, die Transparenz der Einstufung von Arten zu steigern, Rote Listen besser auswertbar und – beileibe nicht zuletzt – das Kriteriensystem einfacher handhabbar zu machen. Für die Einstufung von Arten in Rote-Liste-Kategorien sollen vier Kriterien berücksichtigt werden (Tab. 1).

Für die Einstufung einer Art muss zusätzlich zur aktuellen Bestandssituation mindestens einer der beiden „Bestandstrends“ bekannt sein.

Tab. 2 verdeutlicht die Zeiträume, aus denen die Informationen für die einzelnen Kriterien gewonnen werden sollen. Das Kriterium Risikofaktoren blickt zwar in die Zukunft, muss sich aber auf aktuelle Informationen stützen.

Um die Kriterien differenziert einschätzen zu können, werden sie jeweils in Klassen unterteilt. Alle Kriterienklassen können mit Symbolen dargestellt werden (Tab. 3).

Tab. 2: Zeiträume, aus denen die Informationen für die vier Kriterien gewonnen werden (nach Ludwig et al. 2006).



Tab. 3: Übersicht über die vier Kriterien und ihre Klassen mit den zugehörigen Symbolen (nach Ludwig et al. 2006).

(1) Bestandssituation		(2) langfristiger Bestandstrend		(3) kurzfristiger Bestandstrend		(4) Risiko- faktoren
ex	ausgestorben	<<<	sehr starker Rückgang	↓↓↓	sehr starke Abnahme	
es	extrem selten	<<	starker Rückgang	↓↓	starke Abnahme	
ss	sehr selten	<	mäßiger Rückgang	(↓)	mäßige Abnahme oder Ausmaß unbekannt	
s	selten	(<)	Rückgang, Ausmaß unbekannt	=	gleich bleibend	= nicht feststellbar
mh	mäßig häufig	=	gleich bleibend	↑	deutliche Zunahme	
sh	sehr häufig	>	deutliche Zunahme	?	Daten ungenügend	
?	unbekannt	?	Daten ungenügend			

7 Bestimmung der Kriterienklassen

Über die Bestände einzelner Arten liegen oft mehrere Typen von Informationen vor, beispielsweise Populationsgrößen, Anzahl der Vorkommen, Rasterfrequenzen, Arealangaben und besiedelte Habitate. Solche Typen von Informationen werden Parameter genannt.

Für die einzelnen Parameter wurden Schwellenwerte festgelegt (siehe z. B. Tab. 4), die die Zuordnung zu den Kriterienklassen besser reproduzierbar machen. Nicht anwendbar ist das Schwellenwertprinzip beim Parameter „Habitat“.

Tab. 4: Schwellenwerte bezüglich der Häufigkeitseinstufung.

Anzahl der Topographischen Karten 1 : 25 000 (TK), in denen Art nachgewiesen ist	
extrem selten	≤ 4
sehr selten	5 – 10
selten	11 – 20
mäßig häufig	21 – 39
häufig	40 – 200
sehr häufig	>200

Für ein planmäßiges Vorgehen ist es sinnvoll, Arten zunächst aufgrund von Informationen zu einem einzelnen Parameter einzustufen, etwa durch das Auszählen von Rasterfeldern. In einem nächsten Schritt werden weitere Informationen (d. h. andere Parameter) hinzugezogen.

Insbesondere die quantifizierbaren Parameter liefern einzeln oft kein befriedigendes Einstufungsergebnis. Beispielsweise schlägt sich der Rückgang einer Art oft nicht gleich in einem Sinken der Rasterfrequenz nieder. Ein Rückgang kann aber dennoch klar belegbar sein, wenn das Schrumpfen von vielen Einzelpopulationen oder die schleichende Einengung der Habitate beobachtet wurde. Solche Informationen sollten als Korrektiv für den zuerst eingesetzten Parameter verwendet werden.

Das Kriterium Risikofaktoren ist nicht in mehrere Klassen unterteilt, sondern erfordert eine ja/nein-Entscheidung. Risikofaktoren liegen dann vor, wenn *begründet* zu erwarten ist, dass sich die Bestandsentwicklung einer Art innerhalb der nächsten zehn Jahre gegenüber dem kurzfristigen Trend *verschlechtern* wird, beispielsweise von „gleich bleibend“ in „mäßig abnehmend“.

8 Das Einstufungsschema zur Ermittlung der Kategorien

Wenn die Kriterienklassen wie beschrieben eingeschätzt worden sind, kann aus dem Einstufungsschema (Tab. 5) die entsprechende Rote-Liste-Kategorie entnommen werden. Zur Ermittlung der Gefährdungskategorie einer bestimmten Art sucht man zuerst den Zeilenblock mit dem zutreffenden Symbol für die aktuelle Bestandssituation (**Kriterium 1**) und innerhalb dieses Blocks die Zeile mit dem zutreffenden Symbol für den langfristigen Bestandstrend (**Kriterium 2**). Dort wählt man die Spalte aus, die durch das Symbol für den zutreffenden kurzfristigen Bestandstrend (**Kriterium 3**) gekennzeichnet ist und kann dort die Rote-Liste-Kategorie ablesen.

Bei Arten mit bekanntem kurzfristigem Bestandstrend kann sich im Fall vorhandener Risikofaktoren (**Kriterium 4**) das Ergebnis noch ändern, weil jetzt eine Spalte weiter links abgelesen werden muss. Nur bei Arten mit sehr starker Abnahme oder unbekanntem kurzfristigem Trend kann es keine Risikofaktoren geben, das heißt, eine „Linksverschiebung“ unterbleibt.

Einstufungsschema		Kriterium 3: kurzfristiger Bestandstrend							
Kriterium 1	Kriterium 2	↓↓↓	↓↓	(I)	=	↑	?		
		Kriterium 4 Risiko vorhanden: 1 Spalte nach links							
aktuelle Bestandssituation	es	langfristiger Bestandstrend	(↘)	1	1	1	2	G	1
			<<<	1	1	1	1	2	1
			<<	1	1	1	2	2	1
			<	1	1	1	2	3	1
			=	1	1	1	R	R	R
			>	1	1	1	R	R	R
			?	1	1	1	R	R	R
	ss	langfristiger Bestandstrend	(↘)	1	1	G	G	G	G
			<<<	1	1	1	2	3	1
			<<	1	1	1	2	3	1
			<	1	2	2	3	V	2
			=	2	3	3	*	*	*
			>	3	V	V	*	*	*
			?	1	1	G	*	*	D
	s	langfristiger Bestandstrend	(↘)	1	2	G	G	G	G
			<<<	1	1	1	2	3	1
			<<	2	2	2	3	V	2
			<	2	3	3	V	*	3
			=	3	V	V	*	*	*
			>	V	*	*	*	*	*
			?	1	2	G	*	*	D
	mh	langfristiger Bestandstrend	(↘)	2	3	G	G	*	G
			<<<	2	2	2	3	V	2
			<<	3	3	3	V	*	3
			<	3	V	V	*	*	V
			=	V	*	*	*	*	*
			>	*	*	*	*	*	*
			?	2	3	G	*	*	D
h	langfristiger Bestandstrend	(↘)	3	V	V	*	*	G	
		<<<	3	3	3	V	*	3	
		<<	V	V	V	*	*	V	
		<	V	*	*	*	*	*	
		=	*	*	*	*	*	*	
		>	*	*	*	*	*	*	
		?	3	V	V	*	*	D	
sh	langfristiger Bestandstrend	(↘)	V	*	*	*	*	*	
		<<<	V	V	V	*	*	V	
		<<	*	*	*	*	*	*	
		<	*	*	*	*	*	*	
		=	*	*	*	*	*	*	
		>	*	*	*	*	*	*	
		?	V	*	*	*	*	D	
?	langfristiger und kurzfristiger Bestandstrend egal: Kategorie D								
ex	langfristiger und kurzfristiger Bestandstrend nicht bewertet: Kategorie 0								

Tab. 5: Einstufungsschema zur Ermittlung der Gefährdungskategorie einer bestimmten Art vgl. Text (nach LUDWIG et al. 2006).

9 Die Rote-Liste-Kategorien und ihre Definition

Die Rote-Liste-Kategorien sollen die Gefährdungssituation leicht verständlich und in komprimierter Form widerspiegeln. Damit dienen sie der standardisierten Dokumentation des Zustandes der biologischen Vielfalt und der übersichtlichen Darstellung von Handlungsprioritäten im Naturschutz. Das System der Kategorien (Tab. 6) bleibt weitgehend unverändert (vgl. SCHNITTLER et al. 1994). Nur die Kategorie ** („Mit Sicherheit ungefährdet“) wird gestrichen, da sie im Rahmen des Instruments Rote Liste keine praktische Bedeutung hat. Aufgenommen wird dagegen die Kategorie ♦ („Nicht bewertet“), die sich bereits in der Roten Liste gefährdeter Pflanzen Deutschlands bewährte (LUDWIG & SCHNITTLER 1996). Die Bezeichnungen der Kategorien G, V und D wurden präzisiert.

Tab. 6: Übersicht über die Rote-Liste-Kategorien in Deutschland. Zum Vergleich sind rechts die ihnen entsprechenden Kategorien der IUCN (2001 und 2003) genannt. Die alten IUCN-Kategorien R und I sind der Vollständigkeit halber in Klammern ergänzt. Im neuen IUCN-System werden solche Arten den anderen Gefährdungskategorien zugeordnet (nach LUDWIG et al. 2006).

Deutschland		IUCN	
0	Ausgestorben oder verschollen	RE	Regionally extinct
1	Vom Aussterben bedroht	CR	Critically endangered
2	Stark gefährdet	EN	Endangered
3	Gefährdet	VU	Vulnerable
G	Gefährdung unbekanntes Ausmaßes	[I]	[Indeterminate]
R	Extrem selten	[R]	[Rare]
V	Vorwarnliste	NT	Near threatened
D	Daten unzureichend	DD	Data deficient
*	Ungefährdet	LC	Least concern
♦	Nicht bewertet	NE	Not evaluated

Die Kategorien der Roten Liste bestehen aus unterschiedlichen Gruppen:

- Die Kategorien ♦ (Nicht bewertet), D (Daten unzureichend) und 0 (Ausgestorben oder verschollen) sind jeweils eigenständige Qualitäten und werden deshalb im Entscheidungsbaum (Abb. 3) zuerst ausgesondert;
- die Kategorien 1, 2, 3, V, * („Vom Aussterben bedroht“ bis „Ungefährdet“) bilden eine Skala abfallender Gefährdung für die im Bezugsraum vorhandenen Arten;
- die Kategorie G (Gefährdung unbekanntes Ausmaßes) entspricht der gesamten Spanne der Kategorien 1 bis 3 und wird benutzt, wenn eine Art gefährdet ist, das genaue Ausmaß der Gefährdung aber nicht angegeben werden kann;
- die Kategorie R (Extrem selten) besitzt eine Sonderstellung: Sie charakterisiert Arten, die derzeit ungefährdet, aber aufgrund sehr kleiner Bestände gegenüber unvorhersehbaren Gefährdungen besonders anfällig sind und daher im Artenschutz eine besondere Beachtung erfahren müssen.

Der Weg zu den Gefährdungskategorien und die wichtigsten Entscheidungsprozesse sind in Abb. 12 verdeutlicht.

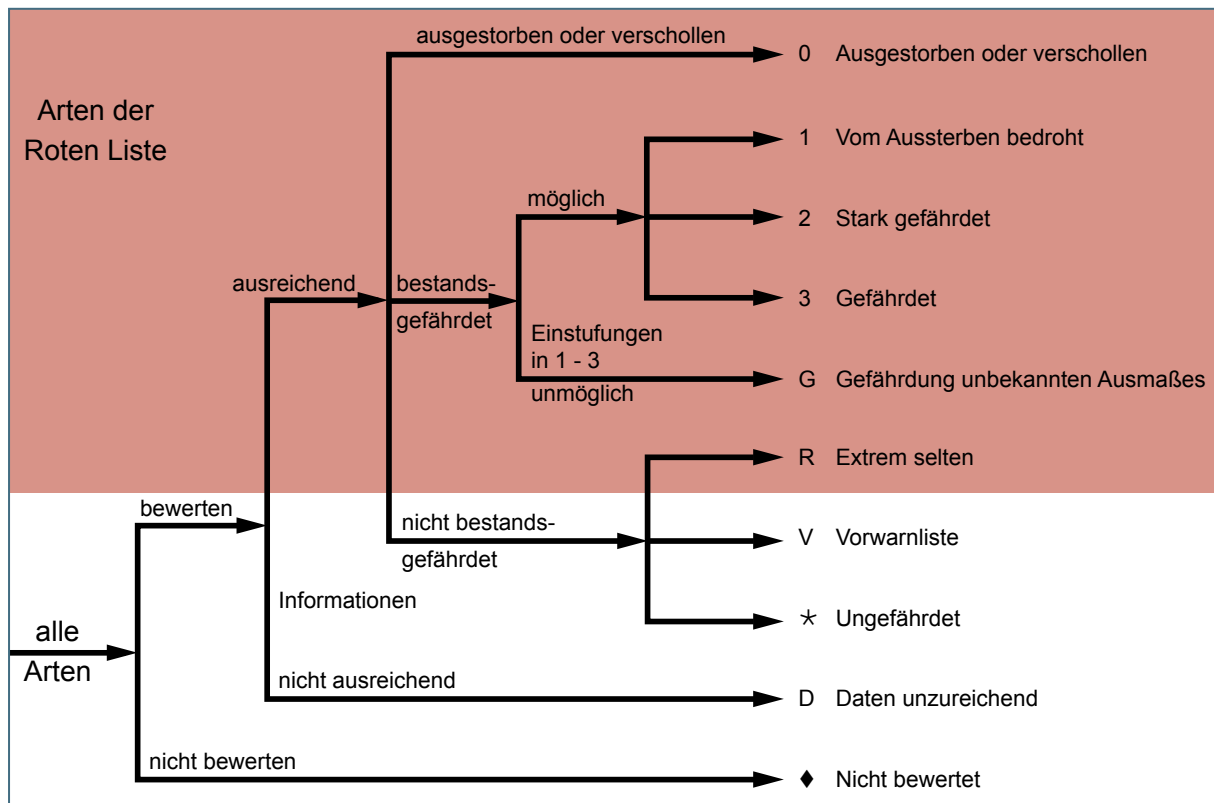


Abb. 12: Einstufungsweg zu den Kategorien der Roten Liste (nach Ludwig et al. 2006).

Ausgestorben oder verschollen (Kategorie 0)

Arten, die im Bezugsraum verschwunden sind oder von denen keine wild lebenden Populationen mehr bekannt sind. Die Populationen sind entweder:

- nachweisbar ausgestorben, in aller Regel ausgerottet (die bisherigen Habitate bzw. Standorte sind so stark verändert, dass mit einem Wiederfund nicht mehr zu rechnen ist) oder
- verschollen, das heißt, aufgrund vergeblicher Nachsuche über einen längeren Zeitraum besteht der begründete Verdacht, dass ihre Populationen erloschen sind.

Diesen Arten muss bei **Wiederauftreten** in der Regel in **besonderem Maße Schutz** gewährt werden.

Der Passus „... keine *wild lebenden* Populationen ...“ weist auf die Möglichkeit der künstlichen Vermehrung bzw. Haltung im Freiland ausgestorbener Arten hin, was aber bei Großpilzen zumindest zum derzeitigen Zeitpunkt nur bei wenigen gefährdeten Arten zutreffen könnte, da viele Arten, insbesondere Mykorrhizapilze, nur sehr schwer oder bislang gar nicht kultivierbar sind.

Die Art als solche muss im Bezugsraum also nicht vollständig fehlen.

Die Mindestzeit, ab der eine Art bei vergeblicher Nachsuche als *verschollen* gilt, ist nicht für alle Organismen gleich. Für Pilze wurde ein Zeitraum von 40 Jahren festgelegt.

Vom Aussterben bedroht (Kategorie 1)

Arten, die so schwerwiegend bedroht sind, dass sie in absehbarer Zeit aussterben, wenn die Gefährdungsursachen fortbestehen. Ein Überleben im Bezugsraum kann nur durch sofortige Beseitigung der Ursachen oder wirksame Schutz- und Hilfsmaßnahmen für die Restbestände dieser Arten gesichert werden.

Das Überleben dieser Arten ist durch geeignete Schutz- und Hilfsmaßnahmen unbedingt zu sichern.

Dies gilt insbesondere dann, wenn im Bezugsraum eine besondere Verantwortlichkeit für die weltweite Erhaltung der betreffenden Art besteht.

Der Begriff „absehbare Zeit“ ist nicht exakt festgelegt, sondern richtet sich nach der Biologie der Arten. Bei kurzlebigen Arten ist dieser Zeitpunkt schneller erreicht als bei Arten mit hoher Lebenserwartung der noch existierenden Individuen. Der veranschlagte Zeitraum ist anzugeben.

Ist in dieser Zeitspanne ein Aussterben nicht wahrscheinlich, ist eine Einstufung in Kategorie 2 vorzusehen. Solche Fälle sind zu dokumentieren. Dies gilt besonders für die Arten, von denen Teilbestände in jüngster Zeit stabil sind.

Stark gefährdet (Kategorie 2)

Arten, die erheblich zurückgegangen oder durch laufende bzw. absehbare menschliche Einwirkungen erheblich bedroht sind. Wird die aktuelle Gefährdung der Art nicht abgewendet, rückt sie voraussichtlich in die Kategorie „Vom Aussterben bedroht“ auf.

Die Bestände dieser Arten sind **dringend durch geeignete Schutz- und Hilfsmaßnahmen zu stabilisieren, möglichst aber zu vergrößern**. Dies gilt insbesondere dann, wenn im Bezugsraum eine besondere Verantwortlichkeit für die weltweite Erhaltung der betreffenden Art besteht.

Diese Arten haben innerhalb des Bezugsraumes in nahezu allen Teilen ihres Areals deutliche Bestandsverluste zu verzeichnen. Wenn Gefährdungsfaktoren und -ursachen weiterhin einwirken und Schutz- und Hilfsmaßnahmen nicht unternommen werden bzw. wegfallen, kann dies das regionale Erlöschen der Art zur Folge haben (Abb. 13).



Abb. 13: Antrodia citrinella.

Gefährdet (Kategorie 3)

Arten, die merklich zurückgegangen oder durch laufende bzw. absehbare menschliche Einwirkungen bedroht sind. Wird die aktuelle Gefährdung der Art nicht abgewendet, rückt sie voraussichtlich in die Kategorie „Stark gefährdet“ auf.

Die Bestände dieser Arten sind durch geeignete Schutz- und Hilfsmaßnahmen zu stabilisieren, möglichst aber zu vergrößern. Dies gilt insbesondere dann, wenn im Bezugsraum eine besondere Verantwortlichkeit für die weltweite Erhaltung der betreffenden Art besteht.

Diese Arten haben deutliche Bestandsverluste in großen Teilen des Bezugsraumes zu verzeichnen. Wenn Gefährdungsfaktoren und -ursachen weiterhin einwirken und Schutz- und Hilfsmaßnahmen nicht unternommen werden bzw. wegfallen, kann dies das lokale Erlöschen der Art zur Folge haben.

Gefährdung unbekanntes Ausmaßes (Kategorie G)

Arten, die gefährdet sind. Einzelne Untersuchungen lassen eine Gefährdung erkennen, aber die vorliegenden Informationen reichen für eine exakte Zuordnung zu den Kategorien 1 bis 3 nicht aus.

Die Bestände dieser Arten sind durch geeignete Schutz- und Hilfsmaßnahmen zu stabilisieren, möglichst aber zu vergrößern. Dies gilt insbesondere dann, wenn im Bezugsraum eine besondere Verantwortlichkeit für die weltweite Erhaltung der betreffenden Art besteht. Darüber hinaus müssen die Bestände dieser Arten genauer untersucht werden.

In diese Kategorie werden vor allem schwer nachzuweisende bzw. selten registrierte Arten eingestuft. Stichprobenartige Untersuchungen lassen eine Gefährdung des Gesamtbestandes erkennen, deren Ausmaß aber wegen ungenügender Kenntnis der Verbreitung, Bestandssituation oder Biologie noch nicht genauer abschätzbar ist.

Ist die untersuchte Stichprobe sehr klein und wenig aktuell, ist kein seriöser Schluss auf die Gefährdung des Gesamtbestandes möglich. In solchen Fällen sollte besser Kategorie D angegeben werden.

Lägen genügend Informationen vor, würden die Arten der Kategorie G in eine der Kategorien 1, 2 oder 3 eingestuft werden. Daher ist Kategorie G bei Auswertungen Roter Listen keinesfalls niedriger als 3 zu bewerten.

Extrem selten (Kategorie R)

Extrem seltene bzw. sehr lokal vorkommende Arten (derzeit in Bayern in weniger als 5 TKs nachgewiesen), deren Bestände *in der Summe* weder lang- noch kurzfristig abgenommen haben und die auch nicht aktuell bedroht, aber gegenüber unvorhersehbaren Gefährdungen besonders anfällig sind.

Die Bestände dieser Arten bedürfen einer engmaschigen **Beobachtung**, um ggf. frühzeitig geeignete Schutz- und Hilfsmaßnahmen einleiten zu können, da bereits kleinere Beeinträchtigungen zu einer starken Gefährdung führen können. Jegliche Veränderungen des Lebensraumes dieser Arten sind zu unterlassen. Sind die Bestände aufgrund von bestehenden Bewirtschaftungsformen stabil, sind diese beizubehalten.

Chorologisch gesehen gehören hierher drei Gruppen von Arten:

1. Arten mit räumlich sehr eng begrenzten Vorkommen (Abb. 14). Solche Arten können durchaus hohe Individuenzahlen aufweisen. Wichtig für die Bewertung sind nicht allein die Individuenzahl bzw. Anzahl der Fundorte, sondern auch deren räumliche Verteilung. Diese Arten können bereits durch lokal begrenzte menschliche Einwirkungen sehr stark beeinträchtigt werden (Abb. 15).



Abb. 14 (links): Subalpine Stufe Fellhornregion;
Abb. 15 (rechts): *Helvella alpestris* im Bereich der Karwendelgrube.

2. Arten, die in einem großen Gebiet, aber nur sehr sporadisch und mit äußerst geringer Individuenzahl auftreten. Hier können flächenwirksame menschliche Einwirkungen sehr schnell gefährlich werden.

3. Arten, die ihr natürliches Verbreitungsgebiet derzeit in den Bezugsraum hinein erweitern, aber hier erst extrem selten sind.

Allein die Seltenheit bzw. das Verteilungsmuster dieser Arten geben den Ausschlag für ihre Einordnung in Kategorie R und nicht eine Wahrscheinlichkeit, mit der sich ein bestimmter Gefährdungsfaktor auswirkt.

Extrem seltene Arten, zu deren Bestandsentwicklung keine Informationen vorliegen, sollen nicht in Kategorie D eingestuft werden, da sie aufgrund potenzieller Gefährdungen Teil der Roten Liste sein sollen.

Bei extrem seltenen, langfristig nicht zurückgehenden und im kurzfristigen Trend stabilen Arten führt ein Risikofaktor bereits zur Umstufung von Kategorie R in Kategorie 1. Sind solche Beeinträchtigungen vorhersehbar (z. B. Nutzungsänderungen), die den Bestand einer Art deutlich verringern, darf eine Art nicht erst in der folgenden Roten Liste in Kategorie 1 eingestuft werden. Auch bei kurzfristig zunehmenden Arten und Arten mit unbekanntem kurzfristigem Trend kann eine solche Einstufung sinnvoll sein.

Vorwarnliste (Kategorie V)

Arten, die merklich zurückgegangen sind, aber aktuell noch nicht gefährdet sind. Bei Fortbestehen von bestandsreduzierenden Einwirkungen ist in naher Zukunft eine Einstufung in die Kategorie „Gefährdet“ wahrscheinlich.

Die Bestände dieser Arten sind zu *beobachten*. Durch Schutz- und Hilfsmaßnahmen sollten weitere Rückgänge verhindert werden. Dies gilt insbesondere dann, wenn im Bezugsraum eine besondere Verantwortlichkeit für die weltweite Erhaltung der betreffenden Art besteht.

Gemessen am aktuellen Bestand sind die Rückgänge bei diesen Arten noch nicht bedrohlich. Sie werden nicht zu den akut bestandsgefährdeten Arten gerechnet. Daher gehört Kategorie V nicht zu den Gefährdungskategorien im engeren Sinne.

Daten unzureichend (Kategorie D)

Die Informationen zu Verbreitung, Biologie und Gefährdung einer Art sind unzureichend, wenn

- sie bisher oft übersehen bzw. nicht unterschieden wurde oder
- erst in jüngster Zeit taxonomisch untersucht wurde oder
- taxonomisch nicht ausreichend geklärt ist oder
- mangels Spezialisten eine mögliche Gefährdung nicht beurteilt werden kann.

Die Bestände dieser Arten sind genauer zu *untersuchen*, da darunter gefährdete oder extrem seltene Arten sein können, für die Schutz- und Hilfsmaßnahmen erforderlich sind. Hier werden neben taxonomisch problematischen auch solche Arten eingeordnet, zu denen nur sehr wenige oder nicht ausreichend aktuelle Stichproben vorliegen. Die Gefährdung des Gesamtbestandes kann dann nicht eingeschätzt werden. Die Zusammenfassung mehrerer schwer unterscheidbarer Arten zu einem Formenkreis oder Aggregat ist kritisch zu sehen, da oft die im Bezugsraum häufigste Art die Einstufung prägt. Eine mögliche Gefährdung der selteneren Art(en) des Aggregats kommt so nicht zum Ausdruck.

Das neue Bewertungsschema soll eine nachvollziehbare und objektivere Einstufung in Rote-Liste-Kategorien ermöglichen als dies bei den früheren Roten Listen der Fall war. Als Konsequenz daraus ergibt sich eine eingeschränkte Vergleichbarkeit mit alten Roten Listen.

Eine Bewertung der Entwicklung der Bedrohung der Großpilze Bayerns nur durch einen Vergleich der Artenzahlen innerhalb der einzelnen Kategorien mit der alten Roten Liste der Großpilze Bayerns (SCHMID 1990) ist daher kaum möglich.

Das früher für die Einstufung der Arten im Vordergrund stehende Expertenwissen wird aber auch mittels der neuen Einstufungskriterien berücksichtigt und kann insbesondere im Bereich Risikofaktor und Bestandstrend eingearbeitet werden.

Dank der vielen Beiträge der ehrenamtlichen Kartierer zur Verbreitung der bayrischen Großpilze konnte die vorliegende Ausgabe der Roten Liste der gefährdeten Großpilze Bayerns komplett neu überarbeitet werden. Allen, die durch das Melden ihrer Kartierungsdaten hierzu beigetragen haben, sei größter Dank ausgesprochen!

10 Ergebnisse

Von den für diese Arbeit bewerteten fast 5.000 Großpilzarten mussten insgesamt 1.554 einer der vorstehenden Rote-Liste-Kategorien zugeordnet werden.

Im Einzelnen sind 15 Arten erloschen (0)

- 264 Arten vom Aussterben bedroht (1)
- 283 Arten stark gefährdet (2)
- 315 Arten gefährdet (3)
- 528 Arten extrem selten (R)
- 41 Arten Gefährdung unbekanntes Ausmaßes (G)
- 108 Arten Vorwarnstufe (V)

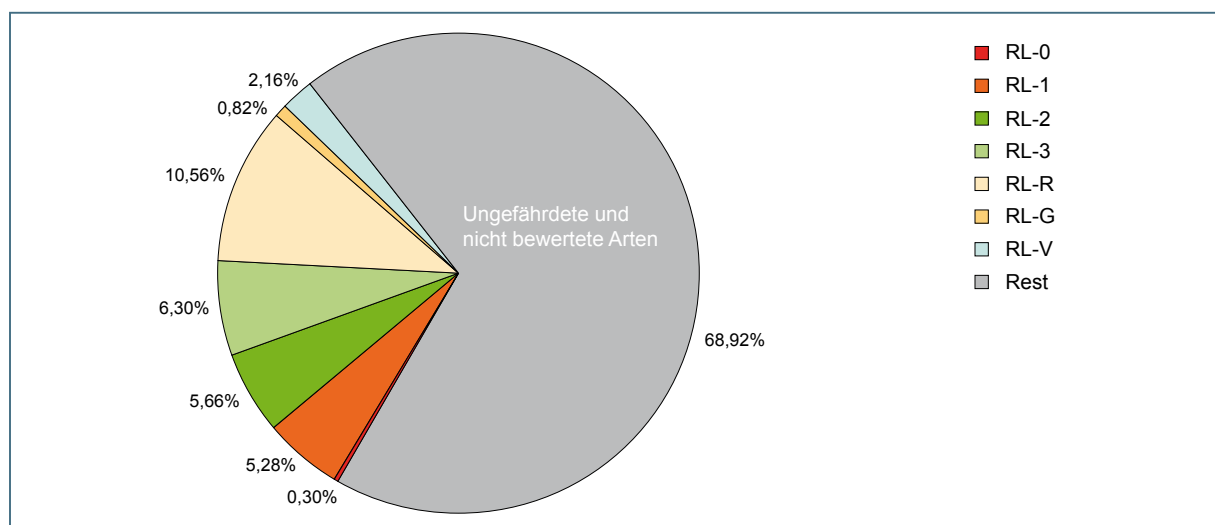
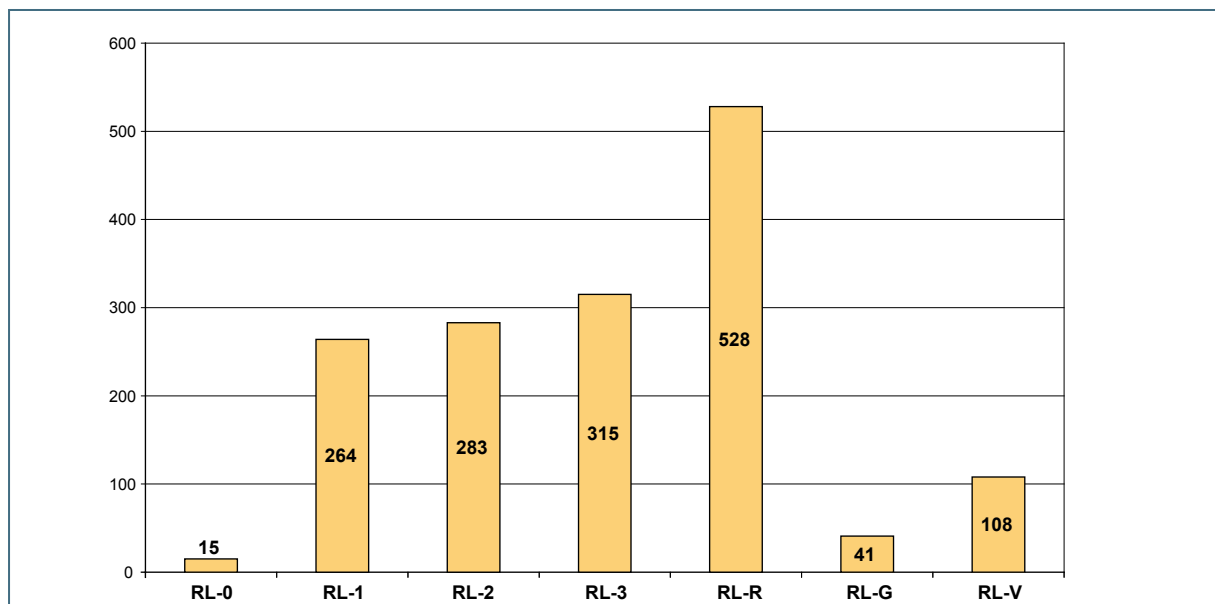


Abb. 16 (oben): Anzahl der Arten der einzelnen Rote-Liste-Kategorien Bayerns;

Abb. 17 (unten): Prozentualer Anteil der einzelnen Rote-Liste-Kategorien an der Gesamtartenzahl der Großpilzarten Bayerns (=5000 Arten).

11 Kommentare zu den Arten der Kategorien 0 und 1

Verschollene Arten (RL-0)

Calvatia candida – Schneeweißer Stäubling

Terricoler Saprobiont magerer Trockenrasen, aber auch von offenen Sandböden bekannt; in Osteuropa in Steppen vorkommend. Seit mehreren Jahrzehnten in Bayern verschollen.

Craterocola cerasi – Kirschbaumgallertpilz

Saprobiont und Schwächeparasit an ansitzenden Ästen von lebenden und abgestorbenen Kirschbäumen, selten an anderen Laubbäumen. Überwiegend im Winterhalbjahr fruktifizierend. Der letzte bayerische Nachweis datiert aus dem Jahr 1960, seitdem ist die Art verschollen.

Cortinarius avellaneocoeruleus – Haselnussbrauner Klumpfuß

Ektomykorrhizapilz naturnaher Fichtenwälder. Es gibt keine aktuellen Fundmeldungen. An bekannten Fundstellen ist die Art seit Jahrzehnten nicht mehr aufgefunden worden.

Cortinarius leochrous – Löwengelber Klumpfuß

Ektomykorrhizapilz des Laubwaldes, vorwiegend bei Buchen auf kalkreichen Böden. Der bislang einzige und letzte bayerische Nachweis wird in MOSER (1960) erwähnt. Die Art ist seit über 50 Jahren verschollen.

Cortinarius leucophanes – Hellerscheinender Schleimkopf

Ektomykorrhizapilz trockener, sandiger, nährstoffarmer Nadelwälder (bei Fichten und Kiefern). Die Art ist in Bayern seit über 50 Jahren verschollen.

Cortinarius napus – Rauchblättriger Klumpfuß

Ektomykorrhizapilz des Nadelwaldes. Der letzte bayerische Nachweis wird in MOSER (1960) erwähnt. Die Art ist seit über 50 Jahren verschollen.

Cortinarius pseudoprivignus – Faseriger Gürtelfuß

Ektomykorrhizapilz des Mischwaldes auf Kalkboden. Die Art ist am bislang einzigen bekannten Fundort seit über 50 Jahren verschollen.

Cortinarius rhaebopus – Krummfüßiger Schleimkopf

Ektomykorrhizapilz naturnaher Nadelwälder, vor allem der Weißtanne. An bekannten Fundstellen ist die Art seit Jahrzehnten nicht mehr aufgefunden worden.

Cortinarius sphagnophilus – Moorschleimkopf

Ektomykorrhizapilz von Nadelbäumen (Fichte, Kiefer) in Hoch- und Übergangsmooren oder in anmoorigen, sphagnumreichen Bergnadelwäldern. Diese überwiegend montan verbreitete Art ist seit Jahrzehnten in Bayern verschollen.

Lactarius resimus – Fransenmilchling

Ektomykorrhizapilz von Laub- und Nadelbäumen, vor allem von Birke und Kiefer, auf kalkreichen Böden. Der letzte bayerische Nachweis erfolgte 1968.

Lyophyllum fragile – Zerbrechlicher Schwärzling

Ektomykorrhizapilz (?) auf Kalkböden. Die Art wurde 1947 aus Bayern beschrieben und ist seitdem verschollen.

Pleurotus eryngii – Kräuterseitling

Wurzelparasit von Doldenblütlern, vor allem an *Eryngium*, *Heracleum* und *Laserpitium* (außerhalb Bayerns auch an *Ferula*). Anhand der Wirte kann man Kleinarten abgrenzen. Auch im weiteren Sinne ist *Pleurotus eryngii* s.l. in Bayern seit Jahrzehnten verschollen (Abb. 18).



Abb. 18: *Pleurotus eryngii*.

Poronia punctata – Rossapfelkernpilz

Saprobiont von Pferdedung; die Art kommt an Pferdeäpfeln in nährstoffarmen Offenlandschaften vor und ist anscheinend darauf angewiesen, dass die substratproduzierenden Pferde nur Weidegras dieser nährstoffarmen Biotope fressen. In Bayern ist die Art seit über 100 Jahren verschollen.

Ripartites albidoincarnata – Fleischfarbener Filzkrempling

Terricolter bzw. detriticolter Saprobiont in bodensauren Nadelwäldern (in der Nadelstreu wachsend). Die extrem seltene Art wurde 1893 aus Südbayern beschrieben. Es sind keine bayerischen Nachweise in den letzten 50 Jahren bekannt.

Sarcosoma globosum – Schwarze Gallertkugel

Diese auch deutschlandweit verschollene Art kam in bodenfeuchten, moosreichen, montanen Nadelwäldern vor. Aktuelle Funde sind aus Skandinavien und Osteuropa (westliche Taiga) bekannt. Der letzte bayerische Nachweis stammte aus den 20er Jahren des letzten Jahrhunderts. Trotz intensiver Suche an passenden potenziellen Fundstellen konnte die makroskopisch auffällige Art seitdem nicht mehr nachgewiesen werden (Abb. 19).



Abb. 19: *Sarcosoma globosum*, Fundort: Westsibirien.

Vom Aussterben bedrohte Arten (RL-1)

Aleurodiscus livido caeruleus – Blaugraue Mehlscheibe

Lignicoler Saprobiot, der seit seinem Erstnachweis 1990 nicht mehr nachgewiesen werden konnte.

Anthracobia rehmi

Saprobiont (?) auf alten Brandstellen, gerne zwischen *Funaria*. Seit der Nennung in der früheren Ausgabe der Roten Liste (SCHMID 1990) der Großpilze Bayerns sind keine weiteren Funde bekannt.

Amanita caesarea – Kaiserling

Ektomykorrhizapilz von Fagales, vor allem von Eiche und Esskastanie auf tiefgründig saurem Boden. Die wärmeliebende Art war lange Zeit in Bayern verschollen, bis 2007 ein Wiederfund in Mainfranken gelang.

Amanita ovoidea – Eierwulstling

Ektomykorrhizapilz von Fagales, vor allem Eiche und Esskastanie. Die wärmeliebende Art bevorzugt trockene, sonnige, südexponierte, lichte Eichenbestände und war in Bayern verschollen, bis 1999 ein Wiederfund in Unterfranken gelang.

Antrodia pulvinascens – Polsterartige Tramete

Lignicoler Saprobiot an *Populus tremula* sowie an Weiden in naturnahen Auwaldgesellschaften. Die Art wurde zuletzt im Jahr 1986 in Bayern nachgewiesen.

Antrodia radiculosa – Wurzelnde Tramete

Lignicoler Saprobiot an Fichtenholz. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1991.

Antrodia ramentacea – Knospen-Tramete

Lignicoler Saprobiot an Kiefernholz ohne Bindung an spezielle Vegetationseinheiten. Dennoch ist die Art seit 1982 verschollen.

Armillaria ectypa – Moorhallimasch

Terricoler Saprobiot (?) der oberbayerischen Kalkflachmoore, in Braunmoos-Seggenrieden, gerne bei Braunmoosen, aber auch im *Sphagnum* wachsend. Der letzte bayerische Fund gelang im Jahr 1983. Trotz intensiver Suche wurde er seitdem nicht mehr beobachtet und ist verschollen (Abb. 20).



Abb. 20: *Armillaria ectypa*.

Arrhenia roseola – Rötlicher Adernmoosling

Bryophiler Parasit, ausschließlich an Lebermoosen vorkommend. Die extrem seltene Art wächst über Kalk in natürlichen oder naturnahen und extensiv bewirtschafteten, hochmontanen bis alpinen Offenlandgesellschaften, kann in Kalkflachmooren aber auch bis in die kolline Stufe vordringen. In Bayern ist nur ein rezenter Fundpunkt bekannt.

Ascocoryne turficola – Moorgallertbecher

Bryophiler Parasit an Torfmoosen in naturnahen Hochmooren. Am einzigen bayerischen Fundpunkt seit vielen Jahren nicht mehr nachgewiesen.

Boletus dupainii – Blutroter Hexenröhrling

Ektomykorrhizapilz der Eiche, Buche und Esskastanie. Die wenigen bayerischen Nachweise sind die nördlichsten Verbreitungspunkte dieser sehr wärmeliebenden Art. Seit der Erstdachweise in Nordwestoberfranken (90er Jahre des letzten Jahrhunderts) verschollen (Abb. 21).



Abb. 21: Boletus dupainii.

Boletus regius – Königsröhrling

Ektomykorrhizapilz nährstoffarmer, naturnaher Laubwälder (Buche, Eiche) auf sauren bis kalkhaltigen Böden. Im südlichen Oberbayern ist die auffallende, leicht kenntliche Art seit den 60er Jahren des letzten Jahrhunderts verschollen (Abb. 22).



Abb. 22: Boletus regius.

Boletus torosus – Ochsenröhrling

Ektomykorrhizapilz naturnaher, montaner bis hochmontaner, kalkreicher Laub- und Mischwälder, vor allem bei Buchen vorkommend. Aktuell sind nur noch zwei Fundstellen in Bayern aus den Kalkalpen bekannt.

Bryoglossum gracile – Zierliche Mooszunge

Terricoler Saprobiont oder bryophiler Parasit (?) in Flachmooren, gern bei *Philonotis*; der einzige bekannte bayerische Fundpunkt ist ein Flachmoorrest in der subalpinen Zone der Alpen; seit 1990 gelang dort kein Nachweis mehr, die Art ist seitdem in Bayern verschollen.

Buchwaldoboletus sphaerocephalus – Gelber Holzhöhrling

Lignicoler Saprobiont an Nadelholzstubben der Finalphase sowie auf Sägemehl. Die Art wurde in den letzten 30 Jahren an nur zwei Fundstellen in Bayern beobachtet und ist seit 20 Jahren verschollen.

Buglossoporus quercinus – Eichenzungenporling

Monophager lignicoler Saprobiont, der nur an noch stehenden, ausgewachsenen Eichen in Mulmhöhlen oder an finalfaulen, ansitzenden Totästen fruktifiziert. Es sind fast keine Fundmeldungen mehr aus jüngerer Zeit bekannt (Abb. 23).



Abb. 23: Buglossoporus quercinus.



Abb. 24: Camarophyllus flavipes.

Calocybe fallax – Orangebrauner Schönkopf

Terricoler Saprobiont in montanen Laub- und Nadelwäldern. In Bayern ist nur noch ein rezenter Fundpunkt dokumentiert.

Calvatia cyathiformis – Lilafarbener Stäubling

Terricoler Saprobiont in Magerrasengesellschaften; thermophil. Der letzte Nachweis stammt aus dem Jahr 1994.

Camarophyllus berkeleyanus – Weißer Wiesenellerling

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer Wiesengesellschaften. Rezente Funde aus Bayern stammen aus der Umgebung von Murnau.

Camarophyllus flavipes – Gelbfüßiger Ellerling

Terricoleler Saprobiot (?) nährstoffarmer Wiesengesellschaften. Die bodenvage Art kommt sowohl in Wacholder- und Callunaheiden, in Borstgrasrasen als auch extensiv genutzten, mageren Streuwiesen vor (Abb. 24).

Camarophyllus lacmus – Violettgrauer Ellerling

Terricoleler Saprobiot (?) nährstoffarmer Wiesengesellschaften. Die bodenvage Art kommt sowohl in Wacholder- und Callunaheiden, in Borstgrasrasen als auch extensiv genutzten, mageren Streuwiesen vor (Abb. 25).



Abb. 25: *Camarophyllus lacmus*.

Clitocybe cyanolens – Blausäuretrichterling

Terricoleler Saprobiot in nährstoffarmen, ungedüngten, basenreichen Xerothermrasen. Das Hauptverbreitungsgebiet der wärmeliebenden Art liegt südlich der Alpen.

Ceriporia camaresiana – Flachporiger Wachsporling

Lignicoleler Saprobiot an Laub- und Nadelholz. Kollektionen sind von folgenden Substraten bekannt: *Betula*, *Eucalyptus*, *Prunus* und *Picea*. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1982.

Clavaria greletii – Blaugraue Wiesenkeule

Terricoleler Saprobiot in Magerrasengesellschaften. Es ist nur noch ein einziger rezenter Fundpunkt in Bayern bekannt.

Clavaria purpurea – Purpurfarbige Keule

Terricoleler Saprobiot. Der letzte rezente Fundort, ein anmooriger Fichtenwald, liegt im Nationalpark Bayerischer Wald.

Clavaria sphagnicola – Torfmooskeule

Terricoleler Saprobiot naturnaher Moorgesellschaften (Hoch- und Übergangsmoore), in *Sphagnum* wachsend. Seit der Nennung in der früheren Ausgabe der Roten Liste der Großpilze Bayerns (SCHMID 1990) sind keine weiteren Funde bekannt.

Clavaria zollingeri – Amethystfarbene Wiesenkeule

Terricoleler Saprobiot in Magerrasengesellschaften, gerne auf sauren Böden; es gibt in Bayern nur noch einen rezenter Fundpunkt dieser auffälligen, aber sehr seltenen Art.

Clavicornia pyxidata – Becherkoralle

Lignicoler Saprobiont an Laub- und Nadelholz in montanen Lagen. Seit der Erwähnung in der früheren Fassung der Roten Liste der Großpilze Bayerns (SCHMID 1990) sind keine Nachweise mehr bekannt.

Clavulina amethystina – Amethystkoralle

Terricoler Saprobiont (?), möglicherweise ein Ektomykorrhizapilz (?) in Laubwäldern. Seit der Erwähnung in der früheren Fassung der Roten Liste der Großpilze Bayerns (SCHMID 1990) sind keine Nachweise mehr bekannt.

Clavulinopsis fusiformis – Spindelförmige Wiesenkeule

Terricoler Saprobiont in Magerrasengesellschaften, vor allem in montanen Lagen vorkommend. Es ist nur noch ein rezenter Fundpunkt aus den bayerischen Voralpen bekannt.

Climacodon septentrionalis – Nördlicher Stachelseitling

Lignicoler Saprobiont, vor allem an Laubbäumen, selten auch an Weißtanne; bevorzugt mächtiges Totholz. Es sind noch zwei rezente Fundpunkte bekannt (Abb. 26).



Abb. 26: Climacodon septentrionalis.

Clitocybe puberula – Samtiger Trichterling

Saprobiont an Nadelholz, vor allem auf Sägemehl. Seit dem Erstnachweis aus dem Jahr 1986 ist die Art nicht wiedergefunden worden. Durch Entfernen des Sägemehlhaufens nach Schließung des nahegelegenen Sägewerks ist das Vorkommen erloschen.

Coltricia montagnei – Lamelliger Dauerporling

Ektomykorrhizapilz in Laubwäldern, vor allem Hainbuchen-Eichenwäldern, selten auch im Nadelwald; wärmeliebend. Es ist ein einziger rezenter bayerischer Fundpunkt bekannt.

Cortinarius argillopallidus – Erdblasser Klumpfuß

Ektomykorrhizapilz der Buche, dessen letzter Nachweis E. GARNWEIDNER 1973 gelang. Die Typuslokalität von J. SCHÄFFER (1947) liegt in Bernried/Oberbayern.

Cortinarius aureofulvus – Goldbrauner Klumpfuß

Ektomykorrhizapilz der Fichte auf Dolomit- und Silikatböden, zuletzt 1986 von E. GARNWEIDNER nachgewiesen (Abb. 27).



Abb. 27: *Cortinarius aureofulvus*.

***Cortinarius citrinolilacinus* – Lilagelber Klumpfuß**

Ektomykorrhizapilz der Buche auf Kalkböden, dessen letzte Fundmeldungen in den 80er Jahren aus der Gegend um Karlstadt kamen.

Cortinarius pangloius

Ektomykorrhizapilz in Laubwäldern (Buchen, Eichen) auf basenreichen Böden. Seit der Nennung in der früheren Ausgabe der Roten Liste der Großpilze Bayerns (SCHMID 1990) sind keine weiteren Funde bekannt.

***Cortinarius pistorius* – Brotgeruchklumpfuß**

Ektomykorrhizapilz der Buche, der zuletzt von OTT 1988 bei Delling im Lkrs. Starnberg notiert wurde.

***Cortinarius pseudoglaucopus* – Violettgerandeter Klumpfuß**

Ektomykorrhizapilz bei Fichten, zuletzt 1998 von E. GARNWEIDNER über kalkhaltigem Grund nachgewiesen. Der Partnerbaum wurde gefällt (Abb. 28).



Abb. 28:
Cortinarius pseudoglaucopus.

***Cortinarius schaefferianus* – Grauockerfarbener Schleimkopf**

Ektomykorrhizapilz in naturnahen Nadelwäldern, vor allem bei Fichte. Der letzte bayerische Nachweis dieser extrem seltenen Art datiert aus dem Jahr 1976. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Cortinarius xanthochlorus – Olivgelber Schleimkopf

Ektomykorrhizapilz von Laubbäumen, vor allem Eiche. Lichte, offene, parkartige, aber nährstoffarme Standorte wie beispielsweise alte Hutweiden werden bevorzugt. Seit vielen Jahren an bekannten Wuchsorten nicht mehr nachweisbar.

Cotylidia muscigena – Mooskreiselpilz

Bryophiler Parasit (?) in basenreichen, nährstoffarmen Kalkflachmooren. Es sind drei rezente Fundpunkte in Nordbayern (Rhön) bekannt.

Cotylidia undulata – Welliger Kreiselpilz

Terricoler Saprobiot (?) in nährstoffarmen Sandkiefernwäldern (*Leucobryo-Pinetum* und ähnliche Gesellschaften). Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1992.

Cystoderma ambrosii – Weißer Körnchenschirmling

Terricoler Saprobiot in Nadelwäldern, gerne bei Lärche. In Bayern sind keine neueren Nachweise bekannt, die Art ist seit vielen Jahren verschollen.

Dermoloma josserandii – Kurzsporiger Samtrittlerling

Terricoler Saprobiot nährstoffarmer, natürlicher oder naturnaher Wiesengesellschaften. Die kalkliebende Art wächst meist zusammen mit ebenfalls hochgradig gefährdeten Saftlingsarten in Mager- und Trockenrasengesellschaften und naturnahen Parkanlagen. Aus Bayern sind nur noch zwei rezente Fundpunkte (Unterfranken) bekannt.

Dermoloma pseudocuneifolium – Gefelderter Samtrittlerling

Terricoler Saprobiot nährstoffarmer, natürlicher oder naturnaher Wiesengesellschaften. Die Art bevorzugt trockene, basenreiche Kalkböden in wärmebegünstigten Lagen. Es sind keine aktuellen Nachweise aus Bayern bekannt.

Disciseda bovista – Großer Scheibenbovist

Terricoler Saprobiot von mäßig sauren, trockenen Sandböden, an Wegrändern, in Silbergrasrasen und ähnlichen Offenlandgesellschaften; kontinentale Verbreitung (Steppenart).

Entoloma amicorum – Freundlicher Rötling

Terricoler Saprobiot (?). Die Typusaufsammlung ist der bislang einzige Fund dieser Art überhaupt. Seit der Originalbeschreibung (1982) ist die Art nur noch einmal im Jahr 1989 am Typusfundort, einem staunassen, nährstoffreichen Erlenbruchrand, gefunden worden.

Entoloma atromarginatum – Schwarzscheidiger Zärtling

Saprobiot (?) saurer, sphagnumreicher Moorgesellschaften oder in anmoorigen Wiesengesellschaften bei Zwergweiden. Die seltene Art steigt bis in subalpine Lagen auf.

Entoloma bloxamii – Blauer Wiesenrötling

Terricoler Saprobiot (?) nährstoffarmer, trockener bis frischer Wiesengesellschaften. Naturnahe und extensiv bewirtschaftete Wiesen, Weiden und Wacholderheiden werden besiedelt. Hierbei werden sowohl saure als auch basenreiche Habitate angenommen (Abb. 29).

Entoloma caccabus – Ranziger Rötling

Terricoler Saprobiot (?) humusreicher, frischer bis feuchter Laubwaldgesellschaften, vor allem bei Erlen, Eschen und Weiden der planaren bis höchstens kollinen Stufe. Es sind keine bayerischen Funde seit 1985 bekannt.



Abb. 29: *Entoloma bloxamii*.



Abb. 30: *Entoloma lampropus*.

***Entoloma caesiocinctum* – Blaugesäumter Zärtling**

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer Wiesen- und Moorgesellschaften. Die Art bevorzugt anmoorige, saure, sphagnumreiche Standorte und kommt sowohl in Feuchtwiesen als auch in Hochmooren vor. Wenige Funde von basenreichen Xerothermrassen sprechen jedoch für eine breite ökologische Amplitude.

***Entoloma coelestinum* – Himmelblauer Rötling**

Terricoler Saprobiont (?) naturnaher Laubmischwälder (gerne bei Eiche) mit borealem Verbreitungsschwerpunkt.

***Entoloma coeruleoflocculosum* – Mattstieliger Zärtling**

Terricoler Saprobiont (?) offener, lichter, feuchter Erlen- und Birkenbestände in montaner bis subalpiner Höhenstufe, bevorzugt an grasreichen Stellen wachsend.

***Entoloma costatum* – Queraderiger Rötling**

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer, extensiv bewirtschafteter Streuwiesen und deren Ersatzgesellschaften wie beispielsweise nährstoffarmer Straßenrandvegetation.

***Entoloma cyanulum* – Bläulicher Zwergzärtling**

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer Moorgesellschaften sowie anmooriger subalpiner Birken-Fichtenbestände. Die Art bevorzugt sphagnumreiche Standorte wie Hoch- und Übergangsmoore, kann aber auch in extensiv genutzten Feuchtwiesen fruktifizieren.

***Entoloma dichroum* – Zweifarbigter Zärtling**

Saprobiont (sowohl terrestrisch als auch an Debris, Zweigen oder an finalfaulem Totholz) kalkreicher, nährstoffarmer Laubwälder.

***Entoloma fuscotomentosum* – Braunfilziger Rötling**

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer, bodensaurer Offenlandhabitate. Besiedelt werden Wacholder- und Callunaheiden, im Gebirge Habitate mit *Empetrum* oder *Salix* spp. Seltener werden offene, lichte Bereiche nährstoffarmer, lückiger Nadelwälder (Kiefer, Fichte) besiedelt.

Entoloma glaucobasis – Buntstieliger Zärtling

Terricole Saprobiot (?) nährstoffarmer, anmooriger, subalpiner Rasen und Moore, im Tiefland aber auch in Xerothermrassen auf kalkhaltigem Boden fruktifizierend.

Entoloma griseoluridum – Graustieliger Rötling

Terricole Saprobiot oder Ektomykorrhizapilz (?) basenreicher Laubwälder (Eiche, Buche, Esskastanie) an wärmebegünstigten Standorten, beispielsweise ungedüngten Waldrändern.

Entoloma hispidulum – Risspilzrötling

Terricole Saprobiot (?) sowohl in Wiesen- als auch Laubwaldgesellschaften. Die Art besitzt eine weite ökologische Amplitude und kommt sowohl auf anmoorigen, frischen als auch trockenen, sandigen Böden vor.

Entoloma kervernii – Goldschuppiger Zärtling

Terricole Saprobiot (?) nährstoffarmer Wiesengesellschaften. Die Art kommt vor allem in extensiv bewirtschafteten Streuwiesen und subalpinen Heiden vor.

Entoloma lampropus – Braunblauer Zärtling

Terricole Saprobiot (?) nährstoffarmer, natürlicher oder naturnaher Wiesengesellschaften und lichter Waldränder. Kalk- oder basenreiche Böden werden bevorzugt (Abb. 30).

Entoloma lepidissimum – Blauschwarzer Zärtling

Saprobiot (?), sowohl terricol als auch an Totholz. Neben Laub- und Nadelwäldern besiedelt die Art auch nährstoffarme, natürliche oder naturnahe Wiesengesellschaften wie z. B. Wacholderheiden.

Entoloma olorum – Gelbweißer Zärtling

Terricole Saprobiot (?) nährstoffarmer, saurer Offenlandgesellschaften und bodensaurer Laubwälder. Man findet die Art sowohl in Hochmooren als auch sauren, moosreichen, extensiv genutzten Streuwiesen.

Entoloma opacum – Opaker Rötling

Terricole Saprobiot (?) in Wald- und Offenlandgesellschaften. Nähere Informationen zur Ökologie der extrem seltenen Art fehlen bislang. Bevorzugt Trockenrasen auf Kalkböden.

Entoloma pratulense

Terricole Saprobiot (?) nährstoffarmer, meist basenreicher, natürlicher oder naturnaher Wiesengesellschaften der subalpinen Stufe. Ein Fund ist auch aus einem subalpinen sphagnumreichen, sauren Moor bekannt, was auf eine breitere ökologische Streuung hindeutet.

Entoloma pseudoturbidum – Sepiabrauner Rötling

Terricole Saprobiot (?) in Laubwaldgesellschaften.

Entoloma pseudoturci – Schuppiger Nabelrötling

Terricole Saprobiot (?) nährstoffarmer Wiesen- und Moorgesellschaften. Die ökologische Amplitude reicht von Kriechweidengesellschaften über bodensaure Feuchtwiesen und Hochmoore bis hin zu basenreichen Xerothermtrockenrasen.

Entoloma queletii – Rosaflockiger Zärtling

Saprobiont (?), sowohl terricol als auch an Totholz (bemooste, morsche Stubben). Die Art kommt bevorzugt in anmoorigen bis sumpfigen Laubwaldgesellschaften (z. B. Erlenbrüche, Birken-, Eschen- oder Pappelbestände) auf besseren Böden vor.

Entoloma roseum – Rosa Zärtling

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer, basenreicher, natürlicher oder naturnaher Wiesengesellschaften.

Entoloma saundersii – Silbergrauer Rötling

Terricoler Saprobiont (?), der offensichtlich mit Ulmen vergesellschaftet ist. Auch Funde bei *Rosaceae* sind bekannt. Die Art bevorzugt basenreiche, tiefgründige, lehmige Böden. Eine Mykorrhizabildung ist nicht auszuschließen, allerdings sind Ektomykorrhizen von Ulmen bislang unbekannt.

Entoloma sepium – Blasser Frühlingsrötling

Ektomykorrhizapilz von *Rosaceae*-Gehölzen in Gärten, Parks und Waldgesellschaften.

Entoloma sphagneti – Torfmoosrötling

Bryophiler Saprobiont oder Parasit an Torfmoosen in naturnahen, nährstoffarmen Moorgesellschaften, vor allem Hoch- und Übergangsmooren oder in staunassen Laubwaldgesellschaften mit entsprechenden Sphagnumbulben.

Entoloma undulatosporum – Welligsporiger Rötling

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer, natürlicher oder naturnaher Wiesengesellschaften, vor allem Xerothermrassen und trockener Laubwaldgesellschaften (Eiche) auf sauren und kalkhaltigen Sandböden.

Entoloma velenovskyi – Kleiner Papillenglöckling

Terricoler Saprobiont (?) von Kalkmagerrasen.

Entoloma violaceovernum

Terricoler Saprobiont (?). Die Typuskollektion, der bislang einzige Fund dieser Art, wurde an einem Waldrand (Kiefernwald) zwischen terricolen Moosen aufgesammelt. Seitdem (1983) ist die Art verschollen.

Entoloma xanthocaulon – Gelbstieliger Glöckling

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer, bodensaurer, meist trockener, natürlicher oder naturnaher Wiesengesellschaften. Zudem findet man die Art auch in trockenen, lichten Flechten-Kiefernwäldern (*Leucobryo-Pineten*).

Entoloma xanthochroum – Goldstielzärtling

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer, natürlicher oder naturnaher Wiesengesellschaften. Die Art wächst bevorzugt in trockenen, sonnenexponierten Habitaten wie Wacholderheiden, Xerothermrassen. In den Alpen findet man sie auf Kalk in südexponierten Xerothermgemeinschaften. Funde aus anmoorigen Heiden deuten aber eine größere ökologische Amplitude an (Abb. 31).

Exidia repanda – Kerbrandiger Drüsling

Lignicoler Saprobiont an morschen Laubholzästen. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1992.



Abb. 31: Entoloma xanthocroum.

Exidia villosa – Zottiger Drüsling

Lignicoler Saprobiont an Laubholzästen. Seit 1985 sind keine bayerischen Nachweise mehr bekannt.

Faerberia carbonaria – Kohlenleistling

Saprobiont auf alten Brandstellen, selten auch terricol oder auf Stubben. Die seltene Art bevorzugt auch bei Auftreten an Brandstellen basenreiche Nadelwälder, wird aber selten auch aus Laubwäldern dokumentiert. Seit der Erwähnung in der früheren Fassung der Roten Liste der Großpilze Bayerns (SCHMID 1990) sind keine Nachweise mehr bekannt (Abb. 32).



Abb. 32: Faerberia carbonaria.

Flammulina ononidis – Hauhechel-Samtfußrübling

Wurzelparasit an *Ononis spinosa* (Hauhechel). Die Art ist auf nährstoffarme, ungedüngte, basenreiche Xerothermrassen angewiesen. Es sind keine aktuellen bayerischen Fundpunkte bekannt.

Floccularia straminea – Schwefelgelber Schuppenritterling

Terricoler Saprobiont in nährstoffarmen, ungedüngten, basenreichen Wiesengesellschaften oder in lichten Gebüschsäumen. In Bayern nur noch von zwei rezenten Fundpunkten bekannt (Abb. 33).



Abb. 33: *Floccularia straminea*.



Abb. 34: *Gerronema prescottii*.

Galerina dimorphocystis

Terricoler Saprobiont oder bryophiler Parasit (?) in staunassen, anmoorigen Nadelwäldern, auch in Hochmooren vorkommend. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1980, seitdem ist die Art bei uns verschollen.

Gastrosporium simplex – Steppentrüffel

Terricoler Saprobiont (?), an Horsten von Steppengräsern; Art der kontinentalen Steppen, auch im östlichen Mittelmeerraum bekannt; in Bayern am Rand ihres Verbreitungsareals. Es ist ein rezenter Fundpunkt in Bayern bekannt.

Geastrum coronatum – Dunkler Erdstern

Lebensweise unklar, möglicherweise wie andere Vertreter der Gattung Ektomykorrhiza bildend; in trockenen bis mesophilen Laubwäldern, aber auch aus Gärten und Parkanlagen sowie Robinienforsten bekannt; nitrotolerant. In Bayern ist die seltene Art seit 1985 verschollen.

Geastrum elegans – Nabelerdstern

Lebensweise unklar, möglicherweise wie andere Vertreter der Gattung Ektomykorrhiza bildend; sowohl im Offenland (Heiden, steppenartige Vegetation, Sanddünen) als auch im Wald (trockene, lichte Nadelwälder), gerne auf kalkhaltigen, aber nährstoffarmen Böden. Die Art ist seit vielen Jahrzehnten verschollen und konnte trotz teils intensiver Suche nicht mehr nachgewiesen werden.

Geastrum melanocephalum – Haarstern

Lebensweise unklar, möglicherweise wie andere Vertreter der Gattung Ektomykorrhiza bildend; osteuropäisch verbreitete, xero- und thermophile, nitrotolerante Art, die in Robinienforsten und in Gärten bzw. Parkanlagen gefunden werden kann. Die auffällige, leicht bestimmbare Art ist in Bayern seit 1975 verschollen.

Geoglossum atropurpureum – Schwarzrote Erdzunge

Terricoler Saprobiont in basenreichen, nährstoffarmen Trockenrasen. Der letzte und einzige rezente Fundpunkt stammt aus einem *Gentiano-Koelerietum*.

Gerronema prescottii – Gilbender Nabeling

Terricoler Saprobiont (bryophil?) in nährstoffarmen Offenlandgesellschaften, in Wacholderheiden, gerne auf Kalkböden (Abb. 34).

Gymnopilus fulgens – Moorflämmling

Terricol (?) bzw. detriticol Saprobiont in naturnahen Mooren, gerne zwischen *Sphagnum*. Die extrem seltene Art ist seit über 20 Jahren in Bayern verschollen.

Hebelomina neerlandica – Kleiner Weißfäbling

Lignicol Saprobiont an Nadelholz. Die Art wurde 1995 in einem Fichtenforst bei Odelzhausen dokumentiert. Da der Standort mittlerweile zerstört wurde, ist die extrem seltene Art seitdem wieder verschollen und dürfte vermutlich ausgestorben sein.

Hohenbuehelia longipes – Moor-Erdmuscueling

Carnivore, sich von Nematoden ernärende Art (zudem bodensaprotroph?) aus nährstoffarmen Feuchtwiesen und Flachmooren. Die Art war seit 1980 in Bayern verschollen. Inzwischen ist ein rezenter Nachweis dokumentiert worden (Abb. 35).



Abb. 35: *Hohenbuehelia longipes*.



Abb. 36: *Hydropus atromentosus*.

Hohenbuehelia pinacearum – Dunkler Muscheling

Lignicol Saprobiont (und nematophag?) auf Tannenstämmen und -ästen in naturnahen, montanen Nadel- und Mischwäldern. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1979. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Hohenbuehelia unguicularis – Schwarzbrauner Muscheling

Lignicol Saprobiont (und nematophag?) auf Laubholz, gerne an Ulme. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1969 (Raum Augsburg). Seitdem ist die Art in Bayern verschollen und somit kurz vor einem Wechsel in die Kategorie RL-0.

Hydnellum caeruleum – Bläulicher Korkstacheling

Ektomykorrhizapilz von Nadelbäumen, vor allem Fichte. Die Art bevorzugt bodensaure bzw. über kalkhaltigem Ausgangsmaterial übersäuerte Nadel- und Mischwälder in montaner bis hochmontaner Höhenstufe. Die Art wurde in den letzten Jahrzehnten kaum gemeldet.

Hydnellum compactum – Derber Korkstacheling

Ektomykorrhizapilz von Laubbäumen, vor allem Buche und Eiche, seltener von Nadelbäumen wie Tanne oder Fichte; nährstoffarme, bodensaure Laub- und Mischwälder bevorzugend. Seit den 70er Jahren des 20. Jhdts. mit massivem Arealverlust. Seit der Erwähnung in der früheren Fassung der Roten Liste der Großpilze Bayerns (SCHMID 1990) sind keine Nachweise mehr bekannt.

Hydnellum concrescens – Gezonter Korkstacheling

Ektomykorrhizapilz von Laubbäumen, vor allem Buchen und Eichen, seltener auch bei Nadelbäumen, z. B. Fichte. Seit den 70er Jahren des 20. Jhdts. mit massivem Arealverlust. Der letzte bayerische Nachweis gelang 1992.

Hydnellum geogenium – Schwefelgelber Korkstacheling

Ektomykorrhizapilz von Nadelbäumen, vor allem Fichte. Die Art bevorzugt bodensaure bzw. über kalkhaltigem Ausgangsmaterial übersäuerte Nadel- und Mischwälder in montaner bis hochmontaner Höhenstufe. Der auffallend schwefelgelbe Pilz war 120 Jahre lang in Bayern verschollen. Zwei rezente Vorkommen im oberbayerischen Alpenvorland und aus den Kalkalpen sind zurzeit bekannt.

Hydropus atramentosus – Schwärzender Wasserfuß

Lignicoler Saprobiont an liegenden, finalfaulen Nadelholzstämmen und –stubben, gerne an Weißtanne. Lange Zeit verschollen, jedoch gelangen zwei rezente Nachweise im Nationalpark Bayerischer Wald und einem urwaldartigen Bestand in der Nähe von Passau (Abb. 36).

Hydropus floccipes – Flockenstieler Wasserfuß

Lignicoler Saprobiont, selten auch bodensaprotroph. Die Art wächst fast ausschließlich an toten Erlenästen und -stämmen und bevorzugt feuchte bis nasse, anmoorige Habitate (Erlenbrüche, Erlenauwälder). Es sind keine neueren Aufsammlungen dieser seltenen Art aus Bayern bekannt.

Hydropus paradoxus – Drehstieliger Wasserfuß

Terricoler Saprobiont in montanen bis subalpinen Mischwäldern, seltener auch in nährstoffarmen Offenlandgesellschaften der Alpen. Die letzte bekannte Aufsammlung stammt aus den 80er Jahren des letzten Jahrhunderts (Berchtesgadener Alpen).

Hygrocybe calyptriformis – Rosenroter Saftling

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer Wiesengesellschaften, montan bis hochmontan verbreitet, seltener auch im Flachland. Gerne auf kalkhaltigen Böden, beispielsweise noch in Buckelwiesengesellschaften des Werdenfelser Landes vorkommend (Abb. 37).



Abb. 37: *Hygrocybe calyptriformis*.



Abb. 38: *Hygrocybe intermedia*.

Hygrocybe conicoides – Schwärzender Dünensaftling

Terricolter Saprobiont (?) nährstoffarmer Sandflächen bzw. humusarmer, bodensaurer Ersatzgesellschaften; in Bayern nur aus den Binnensanddünen (*Leucobryo-Pinetum*) bei Siegenburg bekannt.

Hygrocybe constrictospora – Schnürsporiger Saftling

Terricolter Saprobiont (?) nährstoffarmer Wiesengesellschaften. Die vermutlich bodenvage Art wurde nur vereinzelt im Werdenfelser Land und im Allgäu (Fellhorn) nachgewiesen.

Hygrocybe glutinipes – Klebriger Saftling

Terricolter Saprobiont (?) nährstoffarmer Wiesengesellschaften auf saurem bis schwach saurem Boden. Die seltene Art kommt gern in moosreichen Wiesen und Weiden vor, wenn diese nicht zu nährstoffreich sind.

Hygrocybe helobia – Sumpfsaftling

Bryophiler Saprobiont (?) nährstoffarmer, saurer Moorgesellschaften; die Art wächst bevorzugt in Kleinseggenrieden, Übergangsmooren, sphagnumreichen anmoorigen Waldgesellschaften sowie in staunassen Kleinstandorten wie z. B. von Moosen aufgefüllten Fahrspuren, solange der Nährstoffgehalt nicht zu hoch ist. Die Art scheint auf einen niedrigen pH-Wert angewiesen zu sein und meidet basen- oder kalkreiche Gebiete.

Hygrocybe ingrata – Rötender Nitratsaftling

Terricolter Saprobiont (?) nährstoffarmer, basenreicher Wiesengesellschaften, vor allem in Trocken- und Halbtrockenrasen und Wacholderheiden.

Hygrocybe intermedia – Trockener Saftling

Terricolter Saprobiont (?) nährstoffarmer Wiesengesellschaften, vor allem in montaner bis hochmontaner Lage. Die Art kommt sowohl an sauren Standorten als auch in leicht basenreichen Gesellschaften vor. Auch bezüglich der Bodenfeuchtigkeit sind die Ansprüche variabel: Sowohl anmoorige Wiesen als auch Halbtrockenrasen werden besiedelt. Bereits geringer Nährstoffeintrag gefährdet allerdings die Vorkommen des Trockenen Saftlings (Abb. 38).

Hygrocybe nitrata – Nichtrötender Nitratsaftling

Terricolter Saprobiont (?) nährstoffarmer, bodensaurer Wiesengesellschaften. Es werden mäßig trockene bis frische Standorte montaner bis hochmontaner Lagen (bis in die alpine Stufe aufsteigend) bevorzugt, beispielsweise Trockenrasen auf Sand, Halbtrockenrasen, nährstoffarme Bergwiesen und Weiden.

Hygrocybe ovina – Olivschwarzer Saftling

Terricolter Saprobiont (?) nährstoffarmer, basenreicher Wiesengesellschaften, der selten auch auf saurem Boden gefunden werden kann. Die Art bevorzugt mäßig trockene bis frische Standorte (Wacholderheiden, Kurzgrasrasen, Streuwiesen) der kollinen bis montanen Stufe.

Hygrocybe reidii – Honigsaftling

Terricolter Saprobiont (?) nährstoffarmer Wiesengesellschaften. Schwach saure Böden werden bevorzugt, aber auch basenreiche Standorte werden besiedelt, wenn diese oberflächlich angesäuert sind, beispielsweise im Traufbereich von Eichen. Rezente Vorkommen sind aus den Buckelwiesengesellschaften des Werdenfelser Landes bekannt.

Hygrocybe spadicea – Bräunlichschwarzer Saftling

Terricoler Saprobiot (?) nährstoffarmer, bodensaurer Wiesengesellschaften, vor allem in wechselfeuchten Streuwiesengesellschaften und Bergweiden der montanen bis subalpinen Stufe vorkommend. Die sehr seltene Art ist nur von wenigen Fundpunkten bekannt (Abb. 39).



Abb. 39: *Hygrocybe spadicea*.

Hygrocybe splendidissima – Prächtiger Saftling

Terricoler Saprobiot (?) nährstoffarmer, bodensaurer, montaner bis hochmontaner Wiesengesellschaften, auch bis in die subalpine Stufe aufsteigend. Rezente Vorkommen sind aus den Buckelwiesengesellschaften im Werdenfelser Land bekannt. Hier kommt sie bevorzugt an den basenarmen Scheiteln der nachezeitlich entstandenen Buckel vor.

Hygrocybe substragulata – Eingeschnürtsporiger Saftling

Terricoler Saprobiot (?) nährstoffarmer, bodensaurer, basenarmer Wiesengesellschaften. Die Art kann sowohl in hochmontanen bis subalpinen, boreal geprägten Habitaten als auch an ozeanisch geprägten Standorten mit entsprechend mildem Kleinklima fruktifizieren.

Hygrocybe vitellina – Chromgelber Saftling

Terricoler Saprobiot (?) nährstoffarmer, sandiger oder feuchter, anmooriger Wiesengesellschaften, auch in *Sphagnum* vorkommend.

Hygrophoropsis morganii – Duftender Afterleistling

Terricoler Saprobiot (auch auf Holzstückchen wachsend?) in montanen, basenreichen Nadelwäldern, gern an feuchteren Standorten wachsend. Die Art ist in Bayern seit Anfang der 90er Jahre des letzten Jahrhunderts verschollen.

Hygrophorus arbustivus – Faserhütiger Schneckling

Ektomykorrhizapilz in naturnahen, nährstoffarmen Laubwäldern über Kalk, meist bei Hainbuche, Buche oder Eiche. Nur noch zwei rezente Fundpunkte sind in Bayern bekannt.

Hygrophorus atramentosus – Schwarzfaseriger Schneckling

Ektomykorrhizapilz in basenreichen Fichtenwäldern. Die Art ist in Bayern seit Anfang der 90er Jahre des letzten Jahrhunderts verschollen.

Hygrophorus calophyllus – Schönblättriger Schneckling

Ektomykorrhizapilz in basenreichen Nadelwäldern, bei Lärchen, Fichten und Kiefern. Die montane bis hochmontane Art wächst bevorzugt auf basenreichen Böden. In Bayern ist nur noch ein einziger rezenter Fundpunkt bekannt.

Hygrophorus leporinus – Hasenschneckling

Ektomykorrhizapilz von Laubbäumen an lichten, nährstoffarmen Bereichen, beispielsweise Waldrändern, am Rande von Waldlichtungen. Die Art ist in Bayern seit 15 Jahren nicht mehr nachgewiesen worden.

Hygrophorus mesotephrus – Grauweißer Buchenschneckling

Ektomykorrhizapilz der Buche. Der äußerst seltene Pilz bevorzugt Laubwälder auf basenreichen Böden und ist in Bayern nur noch von wenigen rezenten Fundpunkten bekannt.

Hygrophorus purpurascens – Beschleierter Purpurschneckling

Ektomykorrhizapilz der Kiefer in montanen Nadelwäldern. Die Art ist in Bayern zuletzt 1985 aus der Umgebung von Augsburg dokumentiert worden.

Hymenochaete corrugata – Gefeldeter Borstenscheibling

Lignicoler Saprobiot an Haselnuss, seltener an anderen Laubhölzern, mit atlantischem Verbreitungsareal, welches noch nach Bayern ausstrahlt. Es ist seit mehr als zwanzig Jahren kein bayerischer Nachweis mehr bekannt.

Hypholoma ericaeum – Heideschwefelkopf

Bryophiler Parasit (?) an *Sphagnum* und *Polytrichum* in bodensauren Moorgesellschaften, gerne in Hochmooren. Der letzte bayerische Nachweis der Art stammt aus dem Jahr 1999.

Hypholoma subericaeum – Teichrandschwefelkopf

Terricoler bzw. detriticoler Saprobiot in bodensauren Moorgesellschaften, gerne in Hochmooren. Die Art wächst sowohl auf reinem Torf als auch zwischen Moosen (*Sphagnum*, *Polytrichum*) oder an *Phragmites*. Auch Funde an Holz sind bekannt. Nach 1990 ist nur noch ein rezenter Fund aus Bayern bekannt (aus dem Jahr 2006) (Abb. 40).



Abb. 40: *Hypholoma subericaeum*.

Inocybe acuta – Spitzer Risspilz

Ektomykorrhizapilz von Weiden und Erlen an schlammigen Gewässerrändern, auch auf anmoorigen Böden, in *Sphagnum*. Es sind nur zwei rezente Fundpunkte aus Bayern bekannt.

Inocybe aurea – Goldrisspilz

Ektomykorrhizapilz der Kiefer auf nährstoffarmen Böden. Die Art ist in Bayern seit 1986 verschollen.

Inocybe cicatricata – Braunblättriger Risspilz

Ektomykorrhizapilz. Der einzige subrezente, bayerische Nachweis gelang 1982 unter einer einzelnen Birke nahe Augsburg. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Inocybe coelestium – Dichtblättriger Risspilz

Ektomykorrhizapilz von Laub- und Nadelbäumen. Die Art wächst bevorzugt in trockenen, ehemaligen Auwäldern, in denen sich Buchen, Fichten und Kiefern angesiedelt haben. Die Art ist seit 1986 in Bayern verschollen.

Inocybe dunensis – Dünenrisspilz

Ektomykorrhizapilz der Kiefer auf sandigen Böden. Die gewöhnlich in Küstenregionen vorkommende Art kommt sehr selten in bayerischen Flechten-Kiefernwäldern, vor allem im Bereich der Binnensanddünen im Landkreis Kelheim vor. Es sind nur noch zwei rezente Fundpunkte in Bayern bekannt.

Inocybe goniopusio – Vieleckrisspilz

Ektomykorrhizapilz. Die Art wurde aus Bayern beschrieben (Bayerischer Wald, Naturwaldreservat Rießloch) und wurde seit der Typusaufsammlung aus dem Jahr 1983 nicht mehr nachgewiesen.

Inocybe melanopus – Braungestiefelter Risspilz

Ektomykorrhizapilz der Fichte über flachgründigen, nährstoffarmen Kalkböden. Die Art ist seit 1980 in Bayern verschollen.

Inocybe reisneri – Gelbvioletter Risspilz

Ektomykorrhizapilz von Laub- und Nadelbäumen. Der letzte bayerische Nachweis (aus dem Jahr 1985) stammt aus dem Naturschutzgebiet Stadtwald Augsburg.

Inocybe sambucina – Fliederweißer Risspilz

Ektomykorrhizapilz der Kiefer. Die deutlich rückläufige Art bevorzugt nährstoffarme, trockene Flechten-Kiefernwälder auf Sandboden (*Leucobryo-Pinetum*) und ist rezent nur noch von fünf Fundpunkten in Bayern bekannt (Abb. 41).



Abb. 41: *Inocybe sambucina*.

Inocybe squarrosa – Schuppiger Zwergrisspilz

Ektomykorrhizapilz von Weiden und Erlen auf schlammigen Überschwemmungsböden. Die extrem seltene Art wurde in Bayern das letzte Mal im Jahr 1983 in Oberfranken beobachtet.

Inocybe stenospora – Braunblättriger Dünenrisspilz

Ektomykorrhizapilz der Kiefer (?); die extrem seltene Pilzart wurde aus den niederbayerischen Binnensanddünen aus offenen, nackten Sandflächen beschrieben. Seit der Typuskollektion (Erstbeschreibung: 1983) ist die Art in Bayern verschollen.

Inocybe subporospora – Keimporusrisspilz

Ektomykorrhizapilz der Kiefer und Eiche von Offenlandstandorten (Dünengesellschaften, Xerothermrassen). Die beiden einzigen bayerischen Aufsammlungen stammen von Trockenrasenstandorten mit *Pinus sylvestris*.

Jahnoporus hirtus – Brauner Haarstielporling

Lignicoler, manchmal scheinbar terricoler Schwächeparasit und Saprobiont an Nadelbäumen. Meist wächst die Art an den Wurzeln der Wirtsbäume oder an vergrabenen Holz. Bayernweit noch ein rezenter Fundpunkt.

Lactarius aspideus – Schildmilchling

Ektomykorrhizapilz von Weiden in bodennassen und luftfeuchten Habitaten wie Teichufern und Mooren (Abb. 42).



Abb. 42: *Lactarius aspideus*.

Lactarius flavidus – Hellgelber Violettmilchling

Ektomykorrhizapilz von Laubbäumen wie Hainbuche, Buche oder Eiche. Kalk- bzw. basenreiche Böden werden bevorzugt.

Lactarius repraesentaneus – Zottiger Violettmilchling

Ektomykorrhizapilz von Nadelbäumen, vor allem Fichte. Die Art bevorzugt bodensaure, frische bis staunasse, naturnahe Nadelwälder und bevorzugt hier kontinentales Klima.

Lactarius violascens – Trockener Violettmilchling

Ektomykorrhizapilz von Laubbäumen (Eiche, Hainbuche) in naturnahen, basenreichen Laubwaldgesellschaften.

Laricifomes officinalis – Apothekerschwamm

Lignicol Saprobiot bzw. Schwächeparasit an Lärchen. Die Art kommt in Bayern nur im natürlichen Lärchenareal der Alpen vor und ist nur noch von einem einzigen, subrezentem Fundpunkt (1985) im Nationalpark Berchtesgaden bekannt. Alle weiteren Fundpunkte sind erloschen (Abb. 43).



Abb. 43: *Laricifomes officinalis*.

Lepiota locquinii – Zartgefärbter Schirmling

Terricol Saprobiot kalkreicher, nährstoffarmer Offenlandgesellschaften. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1995.

Lepiota pallida – Blasser Wollstielschirmling

Terricol Saprobiot in Laubwäldern, gerne bei Eichen, wärmeliebend; in Südeuropa auch bei Zedern und Robinien vorkommend.

Lepiota parvannulata – Kleinberingter Schirmling

Terricol Saprobiot, bevorzugt sandige Böden, Sandrasen, Binnensanddünen, kann aber auch an Ruderalstandorten und Parkanlagen fruktifizieren. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1995.

Lepista caespitosa – Büscheliger Rötleritterling

Terricol Saprobiot montaner bis subalpiner, naturnaher, nährstoffarmer Wiesengesellschaften. Der letzte bayerische Nachweis datiert aus dem Jahr 1992.



Abb. 44: Erlenbruch.



Abb. 45: *Leucopaxillus alboalutaceus*.

Lepista multiformis – Vielgestaltiger Rötleritterling

Terricoler Saprobiot an Ruderalstandorten. Die extrem seltene Art ist in der Subarktis verbreitet und scheint auf sehr kühles Klima angewiesen zu sein. Der letzte bayerische Nachweis ist aus dem Jahr 1974 belegt, seitdem ist die Art verschollen.

Leucopaxillus alboalutaceus – Kleinsporiger Krempenritterling

Terricoler Saprobiot in montanen Laub- und Nadelwäldern, in Bayern vornehmlich aus Auwäldern (Isar) bekannt. Es ist nur noch ein rezenter Fundpunkt nahe Roth (Mittelfranken) bekannt (Abb. 44 und 45).

Leucopaxillus mirabilis – Braunstieliger Krempenritterling

Terricoler Saprobiot in lichten Nadelwäldern, gerne bei Kiefern. Kalkreiche Böden werden bevorzugt. Die Art ist seit 1985 in Bayern verschollen. Der letzte Nachweis stammt aus der Umgebung von Augsburg (Abb. 46).



Abb. 46: *Leucopaxillus mirabilis*.

Leucopaxillus pinicola – Kiefern-Krempenritterling

Lignicoler Saprobiot an morschem Kiefernholz und abgestorbenen Kiefernwurzeln in montanen Nadelwäldern. Die extrem seltene Art war nur von einem Fundpunkt in Bayern bekannt und ist seit 1985 verschollen.

Limacella illinita – Weißer Schleimschirmling

Ektomykorrhizapilz der Fichte und Buche; eine sehr seltene Art des Nadel- und Laubwaldes, die zuletzt 1998 von E. GARNWEIDNER im Dürnbucher Forst bei Neustadt a. d. Donau gefunden wurde.

Loreleia marchantiae – Kleiner Orangenabeling

Bryophiler Parasit an Lebermoosen (an *Marchantia* und *Lunularia*). Die Art wächst gerne an relativ nährstoffreichen, feuchten bis nassen Stellen, beispielsweise an Wassergräben, feuchten Wegrändern und anderen ruderalen Standorten. Der letzte bayerische Nachweis (Berchtesgadener Alpen) ist aus dem Jahr 1985 bekannt. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Loreleia postii – Großer Orangenabeling

Bryophiler Parasit an lebenden Moosen an Pionierstandorten und in Mooren. Die Art wurde auch an Brandstellenmoosen nachgewiesen und scheint eine breite ökologische Amplitude zu besitzen. Dennoch ist die Art seit zwei Jahrzehnten in Bayern verschollen.

Lycoperdon decipiens – Steppenstäubling

Terricoler Saprobiont in basenreichen Halbtrockenrasen, z. B. *Gentiano-Koelerietum*, auch auf Kalksandsteinen; die Art ist in Bayern seit 1969 verschollen.

Lycoperdon marginatum – Abblätternder Stäubling

Terricoler Saprobiont in lückigen Silbergrasrasen auf sauren Sandböden und ähnlichen Offenlandstandorten, auch in lückigen Sandkiefernwäldern. Die seltene Art ist in Bayern nur von wenigen Fundstellen in Naturschutzgebieten (2 TKs) bekannt.

Lyophyllum atratum – Ellipsoidsporiges Kohlengraublatt

Saprobiont (?) auf alten Brandstellen, zusammen mit Brandstellenmoosen. Seit 1990 ist die Art in Bayern verschollen.

Lyophyllum cessans – Zystidentragendes Graublatt

Terricoler Saprobiont (bryophil?) in Nadelwäldern, meist auf Kalkböden. Die Art ist seit 1990 in Bayern verschollen.

Lyophyllum confusum – Dickstieliges Graublatt

Terricoler Saprobiont (?) in bodensauren, nährstoffarmen Nadelwäldern und Wacholderheiden. Die Art ist in Bayern seit 1992 verschollen.

Lyophyllum coracinum – Rabenschwarzes Graublatt

Terricoler Saprobiont (?). In sauren bis basischen, jedoch nährstoffarmen Wäldern und Mooren. Es ist nur ein einziger rezenter bayerischer Fundpunkt in einem Kalkflachmoor bekannt.

Lyophyllum impexum – Magerrasen-Graublatt

Terricoler Saprobiont (?) nährstoffarmer, naturnaher Magerrasengesellschaften. Es ist nur noch ein einziger rezenter bayerischer Fundpunkt bekannt.

Lyophyllum konradianum – Mausgrauer Schwärzling

Ektomykorrhizapilz (?) von Nadelbäumen auf Kalkböden. Die Art ist in Bayern seit 1989 verschollen.

Lyophyllum mephiticum – Stinkendes Graublatt

Terricoler Saprobiont (?) basenreicher, nährstoffreicher Ruderalstandorte, auf Wiesen, in Wäldern und auf Brandstellen vorkommend. Trotz der großen ökologischen Amplitude ist die Art in Bayern nur noch von wenigen Fundpunkten bekannt.

Lyophyllum miserum – Wechselfarbiges Graublatt

Terricoler Saprobiont (?) des Nadelwaldes.

Lyophyllum oldae – Stachelsporiger Schwärzling

Ektomykorrhizapilz (?) von Nadelbäumen. Die extrem seltene Art wurde in Bayern zum letzten Mal im Jahr 1989 dokumentiert und ist seitdem verschollen.

Lyophyllum putidum – Ritterlings-Graublatt

Terricoler Saprobiont (oder bryophil?) in luft- und bodenfeuchten Wäldern, gerne in anmoorigen Bereichen. Die Art ist in Bayern seit 1985 verschollen.

Lyophyllum rhopalopodium – Derbknolliger Schwärzling

Ektomykorrhizapilz (?) in naturnahen Laubwäldern auf Kalkböden. Die wärmeliebende Art war lange Zeit verschollen, bis sie 2004 neu für Bayern nachgewiesen werden konnte.

Macrolepiota olivascens – Grünfleckender Riesenschirmling

Terricole Saprobiot, sowohl im Wald als auch im Offenland vorkommend. Die sehr seltene Art scheint montane Lagen zu bevorzugen. Die Art wurde seit über 20 Jahren nicht mehr in Bayern nachgewiesen.

Marasmiellus candidus – Weißer Zwergschwindling

Lignicole Saprobiot an abgefallenen Ästen und Zweigen von Laubbäumen und Sträuchern. Die wärmeliebende Art kommt bevorzugt über basenreichen Lehmböden vor und ist in Bayern seit zwei Jahrzehnten verschollen.

Marasmiellus primulae – Aurikel-Zwergschwindling

Saprobiot an abgestorbenen Blättern von *Primula auricula*. Seit der Erstbeschreibung im Jahr 1985 (Typus aus dem NP Berchtesgaden) wurde die Art nicht mehr dokumentiert und ist seitdem verschollen.

Marasmius collinus – Hügelschwindling

Terricole Saprobiot in nährstoffarmen Wiesengesellschaften, eher trockene Standorte bevorzugend, ansonsten bodenvag. Der letzte bekannte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1991 (Fichtelgebirge).

Melanophyllum eyrei – Grünblättriger Zwergschirmling

Terricole Saprobiot, bevorzugt ruderales Standorte in Laub- und Nadelwäldern. Die extrem seltene Art war seit 50 Jahren in Bayern verschollen, bis sie 2005 wieder nachgewiesen werden konnte.

Mycena atrocyanea – Blauschwarzer Helmling

Terricole Saprobiot der Nadelstreu. Die Art ist seit 1985 in Bayern verschollen. Der letzte Nachweis stammt aus der Umgebung von Augsburg.

Mycena concolor – Einfarbiger Helmling

Terricole Saprobiot (bryophil?) in Sphagnumbulden in Hoch- und Übergangsmooren oder anmoorigen, bodensauren Nadelwäldern. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1976. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Mycena megaspora – Riesensporiger Helmling

Terricole Saprobiot naturnaher, bodensaurer Moore und Heiden, gerne in Hochmooren und Übergangsmooren, auf Torfböden. Die Art ist seit 1990 in Bayern verschollen.

Mycena radiciper – Hauhechel-Helmling

Terricole Saprobiot in naturnahen, nährstoffarmen Wiesengesellschaften. Die wärmeliebende Art ist in Bayern rezent nur aus der Münchner Schotterebene bekannt (Abb. 47).

Mycena venustula – Lieblicher Rindenhelmling

An bemooster Borke lebender Laubhölzer. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1986. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.



Abb. 47: *Mycena radicifer*.

***Mycena xantholeuca* – Gelbweißer Helmling**

Terricola bzw. detriticola Saprobiot in Laub- und Nadelwäldern, in Erlenbrüchen (auch unter Grünerlen im Gebirge), Wiesengesellschaften sowie an bemoosten Stämmen vorkommend. Die letzte bayerische Meldung stammt aus dem Jahr 1992.

***Naucoria sphagneti* – Torfmoossumpfschnitzling**

Ektomykorrhizapilz der Erle und anderer Laubgehölze in Mooren und Erlenbrüchen, gerne zwischen *Sphagnum*. Die letzte bayerische Fundmeldung datiert von 1977. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

***Naucoria suavis* – Wohlriechender Sumpfschnitzling**

Ektomykorrhizapilz der Erle, insbesondere der Grauerle. Die Art ist in Bayern seit dem Jahr 1970 verschollen.

Oligoporus simanii

Lignicola Saprobiot an Totholz verschiedener Laub- und Nadelgehölze. Meist wächst die seltene Art an *Acer*, *Alnus*, *Fagus* oder *Sorbus*. Der bislang einzige bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1986. Seitdem ist die Art in Bayern nicht mehr aufgefunden worden.

***Omphaliaster borealis* – Nördlicher Sternsporling**

Bryophiler Saprobiot in Mooren, gerne zwischen Torfmoosen, aber auch bei anderen Moosen in luftfeuchten, moorigen Habitaten. Die Art ist auf ein kaltes Kleinklima angewiesen und wächst nur in Kaltluftsenken. In Bayern sind nur noch zwei rezente Fundpunkte bekannt.

***Omphalina cyanophylla* – Violettblättriger Nabeling**

Lignicola Saprobiot auf morschem Fichtenholz. Die meisten bekannten Funde stammen aus Auwäldern. Der letzte und einzige subrezente bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1990.

***Omphalina demissa* – Purpurblättriger Nabeling**

Terricola, bisweilen auch lignicola Saprobiot in Laub- und Nadelwäldern oder in Offenlandhabitaten. Die Art ist bodenvag und besitzt eine breite ökologische Amplitude. Trotzdem handelt es sich um eine extrem seltene Art. In Bayern ist sie seit über 20 Jahren verschollen.

***Omphalina mutila* – Kurzstieliger Nabeling**

Terricola Saprobiot in bodensauren, nährstoffarmen Heide- und Moorhabitaten. Die extrem seltene Art ist seit über 20 Jahren in Bayern verschollen.

Omphalina philonotis – Heller Sumpfnabeling

Bryophiler Saprobiont (?) sphagnumreicher, saurer, nährstoffarmer Moorstandorte (Hochmoore, Übergangsmoore, Flachmoore, Sphagnumschlenken etc.), zwischen *Sphagnum* oder *Philonotis* wachsend.

Omphalina subhepatica – Leberbrauner Nabeling

Terricole Saprobiont in Trockenrasen, Wacholderheiden und anderen kurzgrasigen, nährstoffarmen Offenlandbiotopen. Es sind aber auch Funde von Brandstellen bekannt. In Bayern ist nur ein rezenter Fundpunkt bekannt.

Omphalotus illudens – Ölbaumpilz

Lignicole Saprobiont an Laubholz (in Bayern v. a. an Eiche, in Südeuropa auch an *Castanea* und Ölbaum) in wärmebegünstigten, wintermilden Lagen. Es ist noch ein rezenter Fundort in Bayern bekannt.

Panaeolus leucophanes – Weißer Düngerling

Terricole Saprobiont des Offenlandes an gedüngten Stellen. Die letzte Fundmeldung stammt aus dem Jahr 1985 im Raum Augsburg. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Peziza paludicola – Sumpfbecherling

Terricole Saprobiont in Mooren und Streuwiesen, gerne bei *Juncus* oder *Carex*. In Bayern ist die Art seit 1992 verschollen.

Peziza vacinii – Purpurbrauner Brandstellenbecherling

Terricole Saprobiont auf alten Brandstellen, gerne bei *Funaria*. Am letzten bekannten Fundort ist die Art seit 20 Jahren nicht mehr nachgewiesen worden. Seitdem ist sie in Bayern verschollen.

Phaeogalera stagnina – Geschmückter Braunhäubling

Bryophiler Saprobiont (?) saurer, nährstoffarmer Moorstandorte. Die Art kann in sehr nasse Moorbereiche vordringen und wächst bevorzugt an bzw. zwischen *Sphagnum*. Ein rezenter Fund ist aus einem Naturwaldreservat am Großen Arber bekannt.

Phaeogalera zetlandica

Bryophiler Saprobiont (?) saurer, nährstoffarmer Moorstandorte. Die Art wächst zwischen *Sphagnum* oder an *Carex*-Bulthen in Hoch- und Übergangsmooren.

Phellinus populicola – Pappelfeuerschwamm

Lignicole, monophager Parasit und Saprobiont an *Populus tremula*. Die Fruchtkörper wachsen gewöhnlich aus nekrotischen Stammbereichen. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1983.

Phellodon confluens – Verwachsener Duftstacheling

Ektomykorrhizapilz von Laubbäumen, vor allem Buchen und Eichen, seltener auch bei Nadelbäumen, z. B. Fichte. Seit den 70er Jahren des 20. Jhdts. mit massivem Arealverlust; von ehemals 8 bekannten Fundstellen ist nur ein rezenter in Bayern bekannt.

Phellodon melaleucus – Schwarzweißer Duftstacheling

Ektomykorrhizapilz der Fichte, auch in Mischwäldern, auf nährstoffarmen Böden. Seit den 70er Jahren des 20. Jhdts. mit massivem Arealverlust; von ehemals 18 bekannten Fundstellen ist nur noch ein rezenter in Bayern bekannt.

Phlebia centrifuga – Heidelbeerkammpilz

Lignicoler Saprobiot an finalfaulem Totholz großer Dimension in naturnahen bis natürlichen, urwaldartigen Waldbeständen montaner bis hochmontaner Lagen. Die Art bevorzugt Laubholz (Buche), kann aber auch an liegenden Tannenstämmen fruktifizieren. Rezente Funde sind fast nur aus Naturwaldreservaten oder Nationalparks bekannt (z. B. Nationalpark Bayerischer Wald) (Abb. 48).

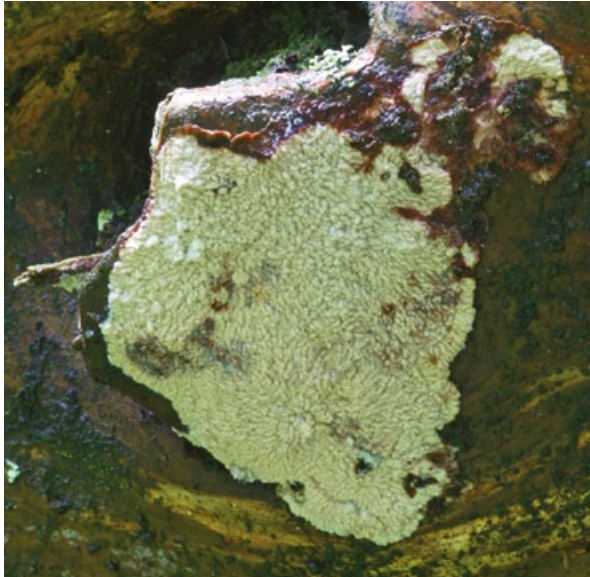


Abb. 48: *Phlebia centrifuga*.



Abb. 49: *Porpoloma metapodium*.

Pholiota henningsii – Torfmooschüppling

Bryophiler Parasit an Torfmoosen (*Sphagnum*). Die Art ist seit den 80er Jahren des letzten Jahrhunderts in Bayern verschollen.

Pholiotina hadrocystis – Hadrocysten-Samthäubchen

Terricoler Saprobiot. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1982. Seitdem wurde die Art in Bayern nicht mehr nachgewiesen.

Plectania melastoma – Rotrandiger Kelchbecherling

Lignicoler Saprobiot an Laubholzästchen und *Rubus*-Ranken, der seit über 20 Jahren in Bayern verschollen ist.

Pluteus cyanopus – Graugrünstieliger Dachpilz

Lignicoler Saprobiot an Holz- und Rindenresten sowie Ästchen von Laubhölzern, vor allem der Buche. Es ist nur noch ein rezenter Fundpunkt in Bayern bekannt.

Pluteus poliocnemis – Graurissiger Dachpilz

Lignicoler Saprobiot, bevorzugt finalfaules Laubholz. Die extrem seltene Art ist seit 1973 in Bayern verschollen.

Pluteus pseudorobertii – Grauscheiteliger Dachpilz

Lignicoler Saprobiot an alten Laubholzstümpfen. Die Art zeigt eine deutliche Rückgangstendenz und ist beispielsweise in Baden-Württemberg seit 1951 ausgestorben. In Bayern ist noch ein rezenter Fundpunkt bekannt (letzter Nachweis hier aus dem Jahr 1989).

Porpoloma metapodium – Schwärzender Wiesenritterling

Terricoler Saprobiot saurer, nährstoffarmer Wiesengesellschaften, gerne über Silikatböden im Gebirge, aber auch im Tiefland vorkommend; meist in Standortgemeinschaft mit *Hygrocybe*-Arten. Es sind nur zwei rezente Funde dieser sehr seltenen Art in Bayern bekannt (Abb. 49).

Porpoloma pescaprae – Spitzhütiger Wiesenritterling

Terricoler Saprobiot montaner, kalkreicher bis neutraler, nährstoffarmer Wiesengesellschaften, meist in Standortgemeinschaft mit *Hygrocybe*-Arten.

Psathyrella flexispora

Terricoler Saprobiot auf nährstoffarmen Sandböden. Nach SCHMID (1990) wurde der einzige bekannte Fundort in Bayern (Kamm einer Flugsanddüne) durch Sandabbau zerstört worden. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Psathyrella sphagnicola – Moormürbling

Terricoler Saprobiot (oder bryophil?) in sphagnumreichen Mooren. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1976. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Pseudoplectania sphagnophila – Moorschwarzborstling

Bryophiler Saprobiot bzw. Parasit an Torfmoosen in nährstoffarmen, extrem nassen Moorgesellschaften, beispielsweise Übergangsmooren. In Bayern sind nur zwei nahe gelegene Fundpunkte aus oberbayerischen Mooren bekannt.

Psilocybe merdaria – Dungkahlkopf

Coprophiler Saprobiot an Pferdemit. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1985.

Psilocybe paupera – Runzelkahlkopf

Terricoler Saprobiot in bodensauren Mooren, gerne in anmoorigen Nadelwäldern. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1973.

Psilocybe turficola – Torfkahlkopf

Terricoler Saprobiot (auf Torf wachsend) bzw. bryophiler Schwächeparasit an Torfmoosen; die seltene Art kommt in naturnahen, bodensauren Mooren und Heiden vor. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1986.

Psilocybe xeroderma – Alpenkahlkopf

Terricoler Saprobiot in montanen bis alpinen Nadelwäldern, in der Nadelstreu wachsend. Die Art ist in Bayern seit 1982 verschollen.

Rhodocybe dubia

Terricoler Saprobiot auf nährstoffarmen Böden, montan bis subalpin. Der letzte bayerische Nachweis (Stangl ined., Beleg in R) stammt aus dem Raum Augsburg. Die seltene Art wurde in den letzten drei Jahrzehnten in Bayern nicht mehr nachgewiesen.

Rhodocollybia fodiens – Wurzelnder Rübbling

Ektomykorrhizapilz des boreal-montanen Nadelwaldes. Die letzte bayerische Fundmeldung stammt aus dem Jahr 1985. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Rhodocybe obscura – Dunkelgrauer Tellerling

Terricolter Saprobiont in Fichtenwäldern über Kalkböden. Die Art ist in Bayern seit 1981 verschollen.

Rhodocybe stangliana – Knollenfüßiger Tellerling

Mykophiler Parasit auf Lyophyllum (*Tephrocybe*). Die knollige Stielbasis wird aus dem befallenen Wirtsfruchtkörper gebildet. Die extrem seltene Art scheint Kalkböden zu bevorzugen und wird meist in Nadelwäldern, vor allem bei Fichte, gefunden. In Bayern ist die Art seit 1985 verschollen.

Rigidoporus crocatus – Schwärzender Porling

Liginicoler Saprobiont an finalfaulem Nadelholz (gerne an Tanne). Die ausgesprochen seltene Art bevorzugt kontinentales Klima. Rezente Nachweise sind nur noch aus dem Nationalpark Bayerischer Wald (und hier in alten Naturwaldreservaten) und subrezent aus dem Nationalpark Berchtesgaden bekannt. Ein Fundpunkt am Großen Arber ist seit über 80 Jahren erloschen (Abb. 50).



Abb. 50: *Rigidoporus crocatus*.

Ripartites krieglsteineri – Großsporiger Filzkrempling

Terricolter Saprobiont auf nacktem Humus unter Fichte. Die Art wurde aus Bayern (Donau bei Leipheim) beschrieben und ist seit 1988 verschollen. Da die Typuslokalität zerstört wurde, ist die Art vermutlich wieder ausgestorben.

Russula aurantiaca – Orangetäubling

Ektomykorrhizapilz der Birke. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus einem Moorbirken-Bestand und datiert aus dem Jahr 1984. Seitdem ist die extrem seltene Art in Bayern verschollen.

Russula cremeoavellanea – Rosabrauner Täubling

Ektomykorrhizapilz der Birke auf sauren Böden. Der einzige sichere, rezente bayerische Wuchsort liegt bei Lohkirchen (Lkrs. Erding) in einer anmoorigen alten Weidelandschaft mit Birkenparzellen und alten Eichen. Die Art bevorzugt oberflächensaure, feuchte Böden über basenreichem oder neutralem Untergrund. Es gibt nur eine weitere Fundstelle im Münchner Kapuzinerhölzl, die wahrscheinlich erloschen ist.

Russula fragrantissima – Starkduftender Täubling

Ektomykorrhizapilz von Laub- und Nadelbäumen (Buche, Eiche, Fichte) auf sauren, nährstoffarmen Böden. Die Art wurde in Bayern seit 1984 nicht mehr nachgewiesen.

Russula helodes – Sumpftäubling

Ektomykorrhizapilz von Nadelbäumen (Kiefer, Fichte) auf anmoorigen Böden und Moorwäldern. Die seltene Art wurde seit 1990 nicht mehr in Bayern nachgewiesen.

Russula incarnata – Fleischrosa Täubling

Ektomykorrhizapilz der Buche, wurde seit den 80er Jahren nicht mehr gemeldet. Die beiden letzten bekannten Wuchsorte lagen in kalkreichen Buchenmischwäldern.

Russula innocua – Smaragdtäubling

Ektomykorrhizapilz der Birke, Hainbuche, Haselnuss und Buche auf basenreichen Böden. Die Art ist in Bayern seit 1991 verschollen.

Russula lepidiolor – Falscher Zinnobertäubling

Ektomykorrhizapilz von Laubbäumen (Buche, Birke) über Kalk. Die Art ist nur noch von einem rezenten Fundpunkt bekannt.

Russula luteoviridans

Ektomykorrhizapilz von Nadelbäumen (Tanne, Fichte) an bodensauren, bodenfeuchten bis anmoorigen Standorten. Seit 1985 ist die Art in Bayern verschollen.

Russula melitodes – Palisander-Täubling

Ektomykorrhizapilz verschiedener Laubgehölze wie z. B. Eiche, Zitterpappel, Hasel und Birke. Diese sehr seltene Art wurde rezent in der Eremitage und im Röhrensee-Park von Bayreuth gefunden. Entscheidend für das Fortbestehen dieser Populationen ist der Erhalt von alten Gehölzbeständen mit extensiver Grünflächenpflege ohne Kunstdüngereinsatz.

Russula melzeri – Kleiner Reiftäubling

Ektomykorrhizapilz von Buchen und Hainbuchen, wurde seit dem einzigen Nachweis von Einhellinger nicht mehr nachgewiesen. Dieser Täubling bevorzugt wärmebegünstigte, naturnahe Biotope.

Russula pallidospora – Ockerblättriger Weißtäubling

Ektomykorrhizapilz in Laubwäldern (Buche, Eiche) auf Kalkböden. Die Art ist in Bayern seit 1985 verschollen.

Russula rhodella – Rotscheibiger Täubling

Ektomykorrhizapilz der Buche und Eiche, gern auf sauren oder zumindest oberflächlich versauerten Böden. In Bayern ist nur noch ein rezenter Fundpunkt bekannt.

Russula rutila – Gelbblättriger Speitäubling

Ektomykorrhizapilz von Laubbäumen (Eiche, Hainbuche, Buche), auf basenreichen Böden. Es sind noch zwei rezente bayerische Fundpunkte bekannt.

Russula versatilis

Ektomykorrhiza mit Laubbäumen (Buche, Hainbuche, Espe?, Eiche?). In Bayern ist nur noch ein einziger rezenter Fundpunkt bekannt.

Russula zvarae – Rubinroter Täubling

Ektomykorrhizapilz von Eichen, Buchen und Hainbuchen. Die Art konnte in Bayern bislang nur in der Eremitage in Bayreuth nachgewiesen werden. Der Wuchsort lag an einer extensiv gepflegten Grünfläche.

Sarcodon fuligineoviolaceus – Brennender Stacheling

Ektomykorrhizapilz der Fichte und Tanne, in nährstoffarmen Nadelwäldern auf Kalkböden, montan bis hochmontan. Der letzte bayerische Fund ist aus dem Jahr 1992. Seitdem ist die Art, die auch deutschlandweit extrem rückläufig ist, nicht mehr in Bayern nachgewiesen worden.

Sarcodon leucopus – Widerlicher Stacheling

Ektomykorrhizapilz von Kiefern auf nährstoffarmen, sandigen Böden, vor allem in Flechten-Kiefernwäldern (*Leucobryo-Pineten*) vorkommend. Die Art wurde seit mehreren Jahrzehnten nicht mehr in Bayern nachgewiesen (Abb. 51).



Abb. 51: *Sarcodon leucopus*.



Abb. 52: *Suillus flavidus*.

Sarcodon martioflavus – Orangefüßiger Stacheling

Ektomykorrhizapilz der Kiefer auf basenreichen Böden mit sehr starker Rückgangstendenz. In Bayern ist die Art seit 1986 verschollen.

Sarcodon scabrosus – Gallenstacheling

Ektomykorrhizapilz der Buche, seltener bei Eiche auf basenreichen Böden mit sehr starker Rückgangstendenz; Art des *Carici-Fagetum*. In Bayern ist nur noch ein rezenter Fundpunkt bekannt.

Sarcodon versipellis – Orangebrauner Stacheling

Ektomykorrhizapilz der Fichte in sauren oder oberflächlich übersäuerten, nährstoffarmen, naturnahen Bergnadelwäldern. Die Art kann bis zur Waldgrenze aufsteigen. Wenige rezente Funde sind aus dem Alpenraum bekannt (z. B. Allgäuer Alpen, Fellhorn).

Skeletocutis alutacea

Lignicoler Saprobiot, meist an Laubholz (liegende Buchen- und Eichenäste, ferner an Ahorn und Weide), selten auch an Kiefernästen. Die Art ist in Bayern seit 1982 verschollen.

Skeletocutis stellae

Lignicoler Saprobiot an Nadelholz. Die letzten beiden bayerischen Funde stammen aus dem Nationalpark Bayerischer Wald. Seit 1986 wurde die Art in Bayern nicht mehr beobachtet.

Spathularia rufa – Bräunlicher Spateling

Detriticoler Saprobiont in der Streu hochmontaner Nadelwälder, in Skandinavien auch unter Birken bekannt. Die Art ist seit über 20 Jahren in Bayern verschollen.

Squamanita schreieri – Gelber Schuppenwulstling

Mykophiler Parasit in wärmebegünstigten Auwäldern, dessen einziger bayerischer Nachweis mehr als 20 Jahre zurückliegt.

Stereopsis vitellina

Terricoler Saprobiont (?) in Nadel- und Mischwäldern auf basenreichen Böden. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1975. Seitdem ist die Art in Bayern verschollen.

Stropharia albocrenulata – Weißgezählter Träuschling

Lignicoler Schwächeparasit an der Stammbasis von Laub- und Nadelbäumen, vor allem an Birken, Pappeln und Weißtanne. Der letzte bayerische Nachweis stammt aus dem Jahr 1985.

Suillus flavidus – Moorröhrling

Ektomykorrhizapilz der Kiefer in sauren, nährstoffarmen Moorwäldern sowie Übergangs- und Hochmooren. In den oberbayerischen Mooren waren mehrere Fundpunkte bekannt, an denen die Art seit vielen Jahren nicht mehr nachgewiesen werden kann. Ein rezenter Fundpunkt in Nordbayern (Abb. 52).

Trichoglossum walteri – Kurzhaarige Erdzunge

Terricoler Saprobiont nährstoffarmer Offenlandstandorte, insbesondere in Trockenrasen vorkommend. Die seltene Art wurde seit über 20 Jahren nicht mehr in Bayern nachgewiesen.

Tricholoma acerbum – Gerippter Ritterling

Ektomykorrhizapilz von *Fagaceae*, in naturnahen Laubwäldern oder Parkanlagen auf tiefen, lehmigen, basenreichen Böden. In Bayern ist nur noch ein rezenter Fundpunkt bekannt (Abb. 53).



Abb. 53: *Tricholoma acerbum*.



Abb. 54: *Tricholoma aestuans*.

Tricholoma aestuans – Grüngelber Pfefferritterling

Ektomykorrhizapilz von Laub- und Nadelbäumen, vor allem Kiefer und Eiche auf nährstoffarmen, sandigen Böden. Die Art kommt in Bayern nur noch an wenigen Fundpunkten in Flechten-Kiefernwäldern mit eingestreuten Eichen vor (*Leucobryo-Pinetum*) (Abb. 54).

Tricholoma apium – Sellerieritterling

Ektomykorrhizapilz von Laub- und Nadelbäumen, vor allem Kiefer und Eiche, seltener auch bei Fichte. Die Art bevorzugt nährstoffarme, saure, sandige Böden und kommt in Bayern nur noch an wenigen Fundpunkten in Flechten-Kiefernwäldern mit eingestreuten Eichen vor (*Leucobryo-Pinetum*).

Tricholoma caligatum – Krokodilritterling

Ektomykorrhizapilz von Laub- und Nadelbäumen, vor allem Kiefer und Eiche. Es sind keine Funde nach 1990 aus Bayern bekannt (Abb. 55).



Abb. 55: *Tricholoma caligatum*.

Tricholoma hordum – Schwarzscheidiger Ritterling

Ektomykorrhizapilz in Laubmischwäldern auf Kalkböden. Es sind keine neueren Funde aus Bayern bekannt.

Tricholoma inodermeum – Radialstreifiger Ritterling

Ektomykorrhizapilz von Nadelbäumen auf Kalkböden. Die wärmeliebende, vor allem mediterran verbreitete Art ist seit 1985 verschollen. Die letzten Nachweise stammen aus der Umgebung von Augsburg.

Tricholoma luridum – Graublättriger Bronzeritterling

Ektomykorrhizapilz von Nadelbäumen (Tanne, Fichte, Kiefer) auf Kalkböden. Die Art bevorzugt die montane Stufe und war früher in den tieferen Lagen der Kalkalpen vorhanden. Die Art ist seit 1990 in Bayern verschollen.

Tricholoma subglobisporum – Schlankstieliger Bronzeritterling

Ektomykorrhizapilz der Kiefer auf nährstoffarmen, sauren Sandöden (*Leucobryo-Pinetum*). Nur noch ein rezenter Fundpunkt ist in Bayern bekannt.

Tricholoma sudum – Falbgrauer Ritterling

Ektomykorrhizapilz der Kiefer, seltener Fichte, auf nährstoffarmen, sauren Sandöden (*Leucobryo-Pinetum*). Seit 1994 wurde die Art in Bayern nicht mehr dokumentiert.

Tricholoma triste – Punktierstieler Erdritterling

Ektomykorrhizapilz von Nadelbäumen in nährstoffarmen, bodensauren Nadelwäldern. Die Art seit Anfang der 90er Jahre des letzten Jahrhunderts nur noch einmal in Bayern nachgewiesen worden.

Volvariella cinerascens – Aschgrauer Scheidling

Terricoler Saprobiot, der nur einmal in Bayern nachgewiesen wurde und in der Pilzflora von Augsburg (1985) und Umgebung enthalten ist.

Volvariella media – Mittelgroßer Scheidling

Lignicoler Saprobiot in Kalkbuchenwäldern und Eichenwäldern auf Kalk bzw. basenreichen Böden. Die Art fruktifiziert gerne auf der Erde, wenn diese mit Holzresten und Rindenstücken untermischt ist. Die Art wurde seit über 20 Jahren nicht mehr in Bayern nachgewiesen.

Volvariella volvacea – Dunkelstreifiger Scheidling

Ligni- bzw. detriticoler Saprobiot mit einer weiten ökologischen Amplitude. Dennoch ist die Art in den letzten 40 Jahren nur noch zweimal nachgewiesen worden. Der letzte bekannte Nachweis stammt aus dem Jahr 1990.

Xeromphalina caucinalis – Schwefelgelber Glöckchennabeling

Terricoler bzw. detriticoler Saprobiot auf nährstoffarmen, kalkhaltigen Böden in Laub- und Nadelwäldern. Die seltene Art wächst auf der Laub- und Nadelstreu, an kleinen Zweigen und anderem Detritus oder auf nacktem Humus. Die extrem seltene Art ist seit 1969 in Bayern verschollen.

Xeromphalina fraxinophila – Eschen-Glöckchennabeling

Detriticoler Saprobiot in Laub- und Nadelwäldern. Die extrem seltene Art wurde von Eschenblättern beschrieben, wächst aber auch an anderen, am Boden liegenden Laubblättern und ebenso an Fichtennadeln. Die Art ist in Bayern seit 1984 verschollen.

Xylobolus frustulatus – Mosaikschichtpilz

Lignicoler Saprobiot an mächtigen, liegenden Eichenstämmen. Die wenigen bekannten bayerischen Fundpunkte dieser auf starkes Totholz angewiesenen, wärmeliebenden Art stammen meist aus Naturwaldreservaten (Abb 56).



Abb. 56: Xylobolus frustulatus.

12 Gesamtartenliste in Tabellenform

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Agaricus altipes</i> (= <i>A. aestivalis</i>)	(F.H. Møller) Pilát	2	2
<i>Agaricus bernardii</i> (= <i>A. maleolens</i>)	Quél.	R	*
<i>Agaricus bresadolianus</i> (= <i>A. romagnesii</i>)	Bohus	R	*
<i>Agaricus campestris</i>	L.: Fr.	V	nB
<i>Agaricus chionoderma</i>	Pilát	R	1
<i>Agaricus comtulus</i> (= <i>A. niveolutescens</i> = <i>A. rusiophyllus</i> sensu auct.)	Fr.	2	nB
<i>Agaricus cupreobrunneus</i>	Jul. Schäff. & Steer ex F.H. Møller) Pilát	R	3
<i>Agaricus dulcidulus</i>	Schulzer in Kalchbr.	R	R
<i>Agaricus excellens</i> (= <i>Agaricus urinascens</i> var. <i>excellens</i>)	(F.H. Møller) F.H. Møller	3	*
<i>Agaricus fuscofibrillosus</i>	(F.H. Møller) Pilát	R	G
<i>Agaricus gennadii</i>	(Chatin & Boud.) P.D.Orton	R	R
<i>Agaricus impudicus</i>	(Rea) Pilát	R	G
<i>Agaricus lanipes</i>	(Moell. & Schff.) Sing.	3	nB
<i>Agaricus litoralis</i> (= <i>A. maskae</i> = <i>A. spissicaulis</i>)	(Wakef. & A. Pearson) Pilát	2	G
<i>Agaricus lutosus</i>	(F.H. Møller) F.H. Møller	R	D
<i>Agaricus macrocarpus</i>	(F.H. Møller) F.H. Møller	3	G
<i>Agaricus moelleri</i> (= <i>A. meleagris</i> = <i>A. praeclare-squamosus</i> = <i>Agaricus placomyces</i> sensu auct. eur.)	Wasser	V	V
<i>Agaricus osecanus</i> (= <i>A. nivescens</i>)	Pilát	R	R
<i>Agaricus phaeolepidotus</i>	(F.H. Møller) F.H. Møller	V	G
<i>Agaricus porphyrrhizon</i>	P.D. Orton	3	*
<i>Agaricus purpurellus</i>	(F.H. Møller) F.H. Møller	3	*
<i>Agaricus squamulifer</i> (= <i>Agaricus benesii</i>)	(F.H. Møller) Pilát	2	G
<i>Agaricus subfloccosus</i>	(J.E. Lange) Pilát	G	G
<i>Agaricus subperonatus</i>	(J.E. Lange) Singer	R	*
<i>Agaricus tenuivolvatus</i>	(F.H. Møller) F.H. Møller	V	nB
<i>Agaricus urinascens</i> (= <i>Agaricus macrosporus</i> = <i>Agaricus stramineus</i>)	(F.H. Møller & Jul. Schäff.) Singer	3	nB
<i>Agrocybe cylindracea</i> (= <i>A. aegerita</i>)	(DC.) Gillet	G	*
<i>Agrocybe elatella</i> (= <i>Agrocybe paludosa</i> = <i>Agrocybe sphaeromorpha</i> sensu auct.)	(P. Karst.) Vesterh.	3	G
<i>Agrocybe firma</i>	(Peck) Singer	G	*

¹ Nach PÄTZOLD, W. et al. (2010 in prep.) – Rote Liste gefährdeter Großpilze in Deutschland. Bundesamt für Naturschutz.

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Agrocybe pusiola</i> (= <i>A. pusilla</i>)	(Fr.: Fr.) R. Heim	2	G
<i>Agrocybe tabacina</i>	(DC.) Konrad & Maubl.	R	R
<i>Agrocybe vervacti</i>	(Fr.: Fr.) Singer	V	V
<i>Albatrellus confluens</i> (= <i>Scutiger confluens</i>)	(Fr.) Kotl. & Pouzar	2	3
<i>Albatrellus cristatus</i> (= <i>Scutiger cristatus</i>)	(Schaeff.: Fr.) Kotl. & Pouz.	2	V
<i>Albatrellus ovinus</i> (= <i>Scutiger ovinus</i>)	(Schaeff.: Fr.) Kotl. & Pouzar	3	V
<i>Albatrellus pes-caprae</i> (= <i>Scutiger oregonensis</i>)	(Pers.: Fr.) Pouzar	2	2
<i>Aleuria cestricea</i>	(Ellis & Everh.) Seaver	R	R
<i>Aleurodiscus lividoaeruleus</i>	(P. Karst.) P.A. Lemke	1	R
<i>Amanita badia</i>	(Schaeff.) Bon & Contu	R	R
<i>Amanita beckeri</i>	Huijsman	R	2
<i>Amanita caesarea</i>	(Scop.: Fr.) Pers.	1	G
<i>Amanita ceciliae</i>	(Berk. & Broome) Bas	V	V
<i>Amanita eliae</i>	Quél.	3	G
<i>Amanita franchetii</i>	(Boud.) Fayod	3	G
<i>Amanita friabilis</i>	(P. Karst.) Bas	R	nB
<i>Amanita mairei</i>	Foley	V	G
<i>Amanita nivalis</i>	Grev.	V	R
<i>Amanita ovoidea</i>	(Bull.: Fr.) Link	1	R
<i>Amanita pachyvolvata</i>	(Bon) Krieglst.	V	*
<i>Anthracobia macrocystis</i>	(Cooke) Boud.	3	nB
<i>Anthracobia rehmi</i>	Brumm.	1	1
<i>Anthracobia subatra</i>	(Rehm) M.M. Moser	R	G
<i>Antrodia albida</i> (= <i>Amyloporiella albida</i>)	(Fr.) Donk	2	G
<i>Antrodia alpina</i> (= <i>Amyloporiella alpina</i>)	(Litsch.) Gilb. & Ryvarden	R	R
<i>Antrodia crassa</i> (= <i>Amyloporiella crassa</i>)	(P. Karst. 1889) Ryvarden	R	nB
<i>Antrodia heteromorpha</i>	(Fr.: Fr.) Donk	2	D
<i>Antrodia pulvinascens</i> (= <i>Antrodia plicata</i>)	(Pilát) Niemelä	1	R
<i>Antrodia radiculosa</i> (= <i>Poria saxonica</i>)	(Peck) Gilb. & Ryvarden	1	D
<i>Antrodia ramentacea</i>	(Berk. & Broome) Donk	1	D
<i>Antrodia sinuosa</i>	(Fr.) Karsten	3	nB
<i>Antrodia vaillantii</i> (= <i>Fibroporia vaillantii</i>)	(DC: Fr.) Ryvarden	R	nB
<i>Antrodia xantha</i> (= <i>Amyloporiella xantha</i>)	(Fr.: Fr.) Ryvarden	3	nB
<i>Antrodiella canadensis</i>	(Overh. ex J. Lowe) Niemelä	R	nB

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Antrodiella citrinella</i>	Niemelä & Ryvarden	2	R
<i>Armillaria ectypa</i>	(Fr.) Lamoure	1	1
<i>Arpinia rahmii</i>	Senn-Irlet & Hohmeyer	R	R
<i>Arrhenia baeospora</i> (= <i>Omphalina baeospora</i>)	(Singer) Redhead, Lutzoni, Moncalvo & Vilgalys	R	R
<i>Arrhenia epichysium</i> (= <i>Omphalina epichysium</i>)	(Pers. : Fr.) Redhead, Lutzoni, Moncalvo & Vilgalys	3	2
<i>Arrhenia glauca</i>	(Batsch) Bon & Courtec.	R	R
<i>Arrhenia lobata</i>	(Pers.) Redhead	2	G
<i>Arrhenia roseola</i>	(Quél.) Senn-Irlet	1	
<i>Arrhenia spathulata</i>	(Fr.) Redhead	2	nB
<i>Ascocoryne turficola</i>	(Boud.) Korf	1	
<i>Astraeus hygrometricus</i>	(Pers.) Morgan	3	*
<i>Aurantioporus fissilis</i> (= <i>Tyromyces fissilis</i>)	(Berk. & M.A. Curtis) Ryvarden	V	G
<i>Aureoboletus gentilis</i> (= <i>Pulveroboletus gentilis</i>)	(Quél.) Pouzar	2	3
<i>Auriporia aurulenta</i>	A. David, Tortič & Jelić	R	R
<i>Bankera fuligineoalba</i>	(J.C. Schmidt) Pouzar	2	2
<i>Bankera violascens</i> (= <i>B. cinerea</i>)	(Alb. & Schwein.: Fr.) Pouzar	3	2
<i>Biscogniauxia marginata</i>	(Fr.: Fr.) Pouz.	R	nB
<i>Biscogniauxia mediterranea</i>	(De Not.) Kuntze	R	D
<i>Biscogniauxia repanda</i>	(Fr.) Kuntze	2	D
<i>Boletopsis leucomelaena</i>	(Pers.) Fayod	3	3
<i>Boletus aereus</i>	Bull.: Fr.	3	V
<i>Boletus appendiculatus</i>	Schaeff.	2	3
<i>Boletus calopus</i>	Pers.:Fr.	V	*
<i>Boletus depilatus</i> (= <i>Xerocomus depilatus</i>)	Redeuilh	V	G
<i>Boletus dupainii</i>	Boud.	1	1
<i>Boletus fechtneri</i>	Velen.	2	2
<i>Boletus fuscoroseus</i> (= <i>Boletus pseudoregius</i> = <i>B. speciosus</i> s. auct. Europ.)	Smotl.	2	2
<i>Boletus impolitus</i> (= <i>Xerocomus impolitus</i>)	Fr.	2	3
<i>Boletus legaliae</i>	Pilát	R	R
<i>Boletus luteocupreus</i>	Bertéa & Estadès	R	R
<i>Boletus queletii</i>	Schulzer	2	3
<i>Boletus regius</i>	Krombh.	1	2

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Boletus rhodopurpureus</i>	Smotl.	R	R
<i>Boletus rhodoxanthus</i>	(Krombh.) Kallenb.	2	2
<i>Boletus satanas</i>	Lenz	2	V
<i>Boletus torosus</i>	Fr. in Fr. & Hök	1	R
<i>Bondarzewia mesenterica</i>	(Schaeff.) Kreisel	3	V
<i>Botryotinia calthae</i>	Hennebert & M.E. Elliott	3	G
<i>Botryotinia globosa</i>	N.F. Buchw.	R	*
<i>Botryotinia ranunculi</i>	Hennebert & J. W. Groves	R	nB
<i>Boudiera purpurea</i>	Eckblad	R	R
<i>Boudiera tracheia</i>	(Rehm ex Gamundí) Dissing & T. Schumach.	R	R
<i>Bovista aestivalis</i> agg. (inkl. <i>Bovista polymorpha</i> und <i>B. pusilliformis</i>)	(Bonord.) Demoulin	2	D
<i>Bovista bovistoides</i>	(Cooke & Masee) S. Ahmad	R	nB
<i>Bovista graveolens</i>	Schwalb	2	G
<i>Bovista limosa</i>	Rostr.	R	G
<i>Bovista paludosa</i>	Lév.	2	1
<i>Bovista pusilla</i> agg. (inkl. <i>B. dermoxantha</i>)	(Batsch) Pers.	3	G
<i>Bovista tomentosa</i>	(Vittad.) Quéf.	3	G
<i>Bovistella radicata</i>	(Durieu & Mont.) Pat.	R	1
<i>Bryoglossum gracile</i>	(P. Karst.) Redhead	1	D
<i>Buchwaldoboletus lignicola</i> (= <i>Pulveroboletus lignicola</i>)	(Kallenb.) Pilát	3	*
<i>Buchwaldoboletus sphaerocephalus</i> (= <i>B. hemichrysus</i> = <i>Pulveroboletus</i> h.)	(Berk. & M.A. Curtis) Watling & T.-H. Li	1	1
<i>Buglossoporus quercinus</i> (= <i>Piptoporus quercinus</i>)	(Schrad.) Kotl. & Pouzar	1	1
<i>Byssoporia terrestris</i> (= <i>Byssocorticium terrestre</i> <i>Bondartsev & Singer ex Bondartsev</i>)	(DC.) M.J. Larsen & Zak	R	R
<i>Callistosporium luteoolivaceum</i>	(Berk. & M.A. Curtis) Singer	2	G
<i>Calocybe fallax</i>	(Sacc.) Redhead & Singer	1	1
<i>Calvatia candida</i>	(Rostk.) Hollós	0	1
<i>Calvatia cretacea</i>	(Berk.) Lloyd	R	
<i>Calvatia cyathiformis</i> (= <i>C. fragilis</i>)	(Bosc) Morgan	1	1
<i>Calvatia turneri</i> (= <i>Calvatia tatrensis</i>)	(Ellis & Everh.) Demoulin & M. Lange	R	D
<i>Camarophylloporus atropuncta</i>	(Pers.: Fr.) Arnolds	2	G
<i>Camarophylloporus foetens</i>	(W. Phillips) Arnolds	3	3

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Camarophyllopsis hymenocephala</i>	(A.H. Sm. & Hesler) Arnolds	2	R
<i>Camarophyllopsis micacea</i> (= <i>C. phaeoxantha</i>)	(Berk. & Broome) Arnolds	3	R
<i>Camarophyllopsis phaeophylla</i>	(Romagn.) Arnolds	2	nB
<i>Camarophyllopsis schulzeri</i>	(Bres.) Herink	2	R
<i>Camarophyllus berkeleyanus</i> (= <i>Hygrocybe berkeleyi</i>)	(Orton) Orton et Watling	1	G
<i>Camarophyllus colemannianus</i> (= <i>Hygrocybe colemanniana</i> = <i>C. subradiatus</i>)	(A. Bloxam) Ricken	2	3
<i>Camarophyllus flavipes</i> (= <i>Hygrocybe flavipes</i>)	(Britzelm.) Cléménçon	1	2
<i>Camarophyllus lacmus</i> (= <i>Hygrocybe lacmus</i>)	(Schumach.) J.E. Lange, sensu orig.	1	2
<i>Camarophyllus pratensis</i> (= <i>Hygrocybe pratensis</i>)	(Pers.: Fr.) P. Kumm.	3	3
<i>Camarophyllus russocoriaceus</i> (= <i>Hygrocybe russocoriacea</i>)	(Berk. & T.K. Mill.) J.E. Lange	2	3
<i>Camarops microspora</i>	(P. Karst.) Shear	3	V
<i>Camarops polysperma</i>	(Mont.) J.H. Mill.	3	3
<i>Camarops tubulina</i>	(Alb. & Schwein.) Shear	2	R
<i>Cantharellula umbonata</i>	(J.F. Gmel.: Fr.) Singer	3	V
<i>Cantharellus friesii</i>	Quél.	V	G
<i>Cantharellus ianthinoxantus</i>	(Maire) Kühner	2	2
<i>Cantharellus melanoxeros</i>	Desm.	2	2
<i>Catathelasma imperiale</i>	(Quél.) Singer	2	2
<i>Catinella olivacea</i>	(Batsch) Boud.	3	3
<i>Ceriporia camaresiana</i>	(Bourdot & Galzin) Bondartsev & Singer	1	nB
<i>Ceriporiopsis aneirina</i> (= <i>Radulodon aneirina</i>)	(Sommerf.: Fr.) Domański	R	R
<i>Ceriporiopsis pannocincta</i>	(Romell) Gilb. & Ryvarden	2	D
<i>Ceriporiopsis resinascens</i>	(Romell) Domański	3	G
<i>Chalciporus amarellus</i>	(Quél.) Bataille	R	R
<i>Chlorencoelia versiformis</i>	(Pers.) J.R. Dixon	R	R
<i>Chlorociboria aeruginosa</i>	(Oeder) Seaver	R	D
<i>Ciboria acerina</i>	Whetzel & N.F. Buchw. ex J.W. Groves & M.E. Elliott	R	3
<i>Ciboria betulae</i>	(Woronin ex Navashin) W.L. White	R	R
<i>Clavaria argillacea</i>	(Pers.) Fr.	2	3
<i>Clavaria atrofusca</i>	Vel.	R	R
<i>Clavaria corbieri</i>	Bourdot & Galzin	R	R

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Clavaria fragilis</i> (= <i>C. vermicularis</i>)	Holmskjöld: Fr.	3	G
<i>Clavaria fumosa</i>	Pers.: Fr.	3	G
<i>Clavaria greletii</i>	Boud.	1	1
<i>Clavaria incarnata</i>	Weinm.	2	G
<i>Clavaria krieglsteineri</i> (= <i>Clavaria tenuipes</i> ss. auct. p. p.)	Kajan & Grauw.	R	G
<i>Clavaria purpurea</i>	Fr.	1	R
<i>Clavaria rosea</i> (inkl. <i>Clavaria rosea</i> var. <i>subglobosa</i>)	Fr.	R	R
<i>Clavaria sphagnicola</i>	Boud.	1	1
<i>Clavaria tenuipes</i>	Berk. et Broome emend. Schild	R	D
<i>Clavaria zollingeri</i>	Lév.	1	1
<i>Clavariadelphus truncatus</i>	(Qué.) Donk	V	V
<i>Clavicornia pyxidata</i> (<i>Artomyces pyxidata</i>)	(Pers.: Fr.) Doty	1	D
<i>Clavicornia taxophila</i>	(Thom) Doty	R	R
<i>Clavulina amethystina</i>	(Bull.: Fr.) Donk	1	2
<i>Clavulinopsis corniculata</i> (= <i>Ramariopsis corniculata</i>)	(Schaeff.: Fr.) Corner	3	V
<i>Clavulinopsis fusiformis</i>	(Sowerby: Fr.) Corner	1	2
<i>Clavulinopsis laeticolor</i> (= <i>Ramariopsis laeticolor</i>)	(Berk. & M.A. Curtis) R.H. Petersen	2	G
<i>Clavulinopsis luteoalba</i>	(Rea) Corner	2	3
<i>Clavulinopsis luteo-ochracea</i> (= <i>Ramariopsis luteo-ochracea</i>)	(Cavara) Corner	3	nB
<i>Clavulinopsis subtilis</i> (= <i>Ramariopsis subtilis</i>)	(Pers.: Fr.) Corner	3	G
<i>Climacodon septentrionalis</i>	(Fr.) P. Karst.	1	1
<i>Clitocybe albofragans</i>	(Harmaja) Kuyper	R	R
<i>Clitocybe alexandri</i>	(Gillet) Gillet	3	3
<i>Clitocybe barbularum</i> (= <i>Omphalina barbalum</i>)	(Romagn.) P.D. Orton	2	3
<i>Clitocybe bresadolana</i>	Singer	R	nB
<i>Clitocybe catinus</i>	(Fr.) Qué.	R	R
<i>Clitocybe collina</i>	(Velen.) Klán	R	R
<i>Clitocybe cyanolens</i> (= <i>C. senilis</i>)	Métrod	1	R
<i>Clitocybe favrei</i>	Kühner & Romagn. ex Bon	R	R
<i>Clitocybe festiva</i>	Favre	R	R
<i>Clitocybe fuligineipes</i>	Métrod	R	R
<i>Clitocybe glareosa</i>	Röllin & Monthoux	2	2
<i>Clitocybe houghtonii</i>	(W. Phillips) Dennis	R	*

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Clitocybe inornata</i>	(Sowerby: Fr.) Gillet	V	V
<i>Clitocybe lateritia</i>	Favre	R	nB
<i>Clitocybe menthiodora</i>	Harmaja	R	nB
<i>Clitocybe puberula</i>	Kuyper	1	D
<i>Clitocybe trullaeformis</i>	(Fr.: Fr.) P. Karst.	3	D
<i>Clitocybe truncicola</i>	(Peck) Sacc.	3	R
<i>Clitocybe vermicularis</i>	(Fr.) Gillet	V	*
<i>Clitocybula lacerata</i>	(Gillet) Métrod	2	G
<i>Clitopilus daamsii</i>	Noordel.	R	nB
<i>Clitopilus scyphoides</i> (= <i>C. intermedius</i>)	(Fr.:Fr.) Singer	3	*
<i>Collybia racemosa</i> (= <i>Microcollybia racemosa</i>)	(Pers.: Fr.) Quél.	R	3
<i>Coltricia montagnei</i>	(Fr.) Murrill	1	1
<i>Conocybe ambigua</i>	Watling	R	G
<i>Conocybe antipus</i>	(Lasch: Fr.) Fayod	2	nB
<i>Conocybe aurea</i>	(Schaeff.) Hongo	3	G
<i>Conocybe dumetorum</i>	(Vel.) Svrček	3	nB
<i>Conocybe enderlei</i>	Hauskn.	R	D
<i>Conocybe farinosa</i>	Orton	R	nB
<i>Conocybe leucopus</i>	Kühn. ex Kühner & Watl.	R	nB
<i>Coprinus amphithallus</i>	M. Lange & A.H. Sm.	R	D
<i>Coprinus bellulus</i>	Uljé	R	D
<i>Coprinus callinus</i>	M. Lange & A.H. Sm.	R	D
<i>Coprinus cinereofloccosus</i>	P.D. Orton	R	D
<i>Coprinus congregatus</i>	(Bull.) Fr.	R	*
<i>Coprinus echinosporus</i>	Buller	R	*
<i>Coprinus episcopalis</i>	P.D. Orton	R	R
<i>Coprinus erythrocephalus</i> (= <i>C. dilectus</i>)	(Lév.) Fr.	V	R
<i>Coprinus flocculosus</i>	(DC.: Fr.) Fr.	V	*
<i>Coprinus gonophyllus</i>	Quél.	R	*
<i>Coprinus hiascens</i>	(Fr.: Fr.) Quél.	R	*
<i>Coprinus kubickae</i> (= <i>C. tigrinellus</i>)	Pilát & Svrček	R	R
<i>Coprinus marculentus</i>	Britzelm.	R	D
<i>Coprinus martinii</i>	J. Favre ex P.D. Orton	2	2
<i>Coprinus narcoticus</i>	(Batsch: Fr.) Fr.	3	*
<i>Coprinus plagioporus</i>	Romagn.	R	nB
<i>Coprinus pseudoniveus</i>	Bender & Uljé	R	R

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Coprinus sclerotiorum</i>	Horvers & de Cock	R	R
<i>Coprinus silvaticus</i>	Peck	V	nB
<i>Coprinus spelaiophilus</i> (= <i>C. extincorius</i>)	Bas & Uljé	3	R
<i>Coprinus stanglianus</i>	Enderle, Bender & Gröger	2	3
<i>Coprinus sterquilinus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	R	*
<i>Coprinus truncorum</i>	(Scop.) Fr.	V	*
<i>Coprinus urticicola</i>	(Bk. & Br.) Buller	3	nB
<i>Cordyceps capitata</i>	(Holmsk.) Link	V	D
<i>Cordyceps entomorrhiza</i>	(Dicks.) Fr.	R	R
<i>Cordyceps forquignonii</i>	Quél.	R	D
<i>Cordyceps gracilis</i>	(Grev.) Durieu & Mont.	3	*
<i>Cordyceps militaris</i>	(L.) Link	V	nB
<i>Cordyceps sphecocephala</i>	(Klotzsch) Berk. & M.A. Curtis	V	*
<i>Corticirama berchtesgadensis</i>	E. Ludwig & Schmid-Heckel	R	R
<i>Cortinarius adalbertii</i>	J. Favre	R	D
<i>Cortinarius alborufescens</i>	Imler	R	nB
<i>Cortinarius alcalinophilus</i> (= <i>C. fulmineus</i> ss. Christensen)	Rob. Henry	2	G
<i>Cortinarius aleuriosmus</i> (= <i>C. caroviolaceus</i>)	Maire	R	1
<i>Cortinarius alnetorum</i>	(Velen.) M.M. Moser	G	G
<i>Cortinarius alneus</i>	M.M. Moser ex Kuhnert & Peintner	R	D
<i>Cortinarius angelesianus</i> (= <i>C. strobilaceus</i>)	A.H. Sm.	3	G
<i>Cortinarius anthracinus</i>	(Fr.) Fr.	V	3
<i>Cortinarius arcifolius</i>	Rob. Henry	2	D
<i>Cortinarius arcuatorum</i> (= <i>C. fulvoincarnatus</i>)	Rob. Henry	2	3
<i>Cortinarius argillopallidus</i>	Jul. Schäff.	1	D
<i>Cortinarius armeniacus</i>	(Schaeff.: Fr.) Fr.	G	V
<i>Cortinarius arquatus</i>	Fr.	G	D
<i>Cortinarius arvinaceus</i>	Fr.	R	D
<i>Cortinarius atropusillus</i>	J. Favre	R	D
<i>Cortinarius atrovirens</i>	Kalchbr.	3	2
<i>Cortinarius aureofulvus</i>	M.M. Moser	1	R
<i>Cortinarius aureopulverulentus</i>	M.M. Moser	2	*
<i>Cortinarius avellaneocoeruleus</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	0	D
<i>Cortinarius badiolatus</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	R	nB

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Cortinarius balaustinus</i>	Fr.	2	G
<i>Cortinarius balteatoalbus</i>	R. Henry	R	R
<i>Cortinarius balteatocumatilis</i>	R. Henry ex P.D. Orton	R	*
<i>Cortinarius balteatus</i>	(Fr.) Fr.	3	3
<i>Cortinarius bataillei</i> (= <i>Dermocybe bataillei</i>)	(J. Favre ex M.M. Moser) Høiland	R	2
<i>Cortinarius bavaricus</i>	M.M. Moser	R	nB
<i>Cortinarius betuletorum</i>	(M.M. Moser) Kuhnert & Peintner	R	nB
<i>Cortinarius betulinus</i>	J. Favre	3	3
<i>Cortinarius bibulus</i> (= <i>C. pulchellus</i>)	Quél.	3	nB
<i>Cortinarius biformis</i>	Fr.	3	*
<i>Cortinarius bivelus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	3	V
<i>Cortinarius boudieri</i>	R. Henry ex R. Henry	3	D
<i>Cortinarius bulbosus</i>	(Sowerby: Fr.) Fr.	R	G
<i>Cortinarius bulliardii</i>	(Pers.: Fr.) Fr.	2	3
<i>Cortinarius caerulescens</i>	(Schaeff.) Fr.	3	*
<i>Cortinarius caesiocortinatus</i>	Jul. Schäff. in M.M. Moser	2	3
<i>Cortinarius caesiogriseus</i>	Jul. Schäff. in M.M. Moser	2	D
<i>Cortinarius caesiostramineus</i> (= <i>C. amarescens</i>)	R. Henry	R	3
<i>Cortinarius cagei</i> (= <i>C. bicolor</i>)	Melot	3	2
<i>Cortinarius callisteus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	3	3
<i>Cortinarius camptoros</i>	Brandrud & Melot	R	R
<i>Cortinarius causticus</i>	Fr.	3	D
<i>Cortinarius cinnabarinus</i>	Fr.	3	*
<i>Cortinarius citrinolilacinus</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	1	D
<i>Cortinarius citrinus</i> (= <i>C. pseudosulphureus</i>)	J.E. Lange ex P.D. Orton	G	G
<i>Cortinarius claricolor</i>	(Fr.) Fr.	3	2
<i>Cortinarius claroflavus</i>	Rob. Henry	2	D
<i>Cortinarius colus</i>	Fr.	2	R
<i>Cortinarius compar</i>	(Weinm.) Fr.	R	D
<i>Cortinarius comptulus</i>	M.M. Moser	R	R
<i>Cortinarius corrosus</i>	Fr.	3	G
<i>Cortinarius cotoneus</i>	Fr.	3	2
<i>Cortinarius croceocaeruleus</i>	(Pers.: Fr.) Fr.	2	3
<i>Cortinarius croceoconus</i>	Fr.	R	D

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Cortinarius crystallinus</i>	Fr.	R	V
<i>Cortinarius cumatilis</i>	Fr.	3	3
<i>Cortinarius cupreorufus</i> (= <i>C. orichalceus</i>)	Brandrud	2	2
<i>Cortinarius cyaneus</i>	(Bres.) M.M. Moser	R	D
<i>Cortinarius cyanites</i>	Fr.	3	3
<i>Cortinarius depressus</i>	Fr.	R	D
<i>Cortinarius dibaphus</i>	Fr.	3	G
<i>Cortinarius disjungendus</i>	P. Karst.	R	D
<i>Cortinarius durissimus</i>	M.M. Moser	R	D
<i>Cortinarius elegantissimus</i> (= <i>C. aurantioturbinatus</i>)	R. Henry ex R. Henry	3	3
<i>Cortinarius elegantulus</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	R	D
<i>Cortinarius elotus</i>	Fr.	R	D
<i>Cortinarius epipoleus</i>	Fr.	R	D
<i>Cortinarius epsomiensis</i>	P.D. Orton	R	D
<i>Cortinarius fervidus</i>	P.D. Orton	R	R
<i>Cortinarius flavovirens</i>	Rob. Henry	2	G
<i>Cortinarius foetens</i>	M.M. Moser ex M.M. Moser	R	D
<i>Cortinarius fulmineus</i>	Fr.	2	nB
<i>Cortinarius fuscoперonatus</i>	Kühner	2	R
<i>Cortinarius gentilis</i>	(Fr.) Fr.	3	V
<i>Cortinarius glaucopus</i>	(Schaeff.) Fr.	V	*
<i>Cortinarius gracilior</i>	(Jul. Schäff. ex M.M. Moser) M.M. Moser	3	D
<i>Cortinarius haematochelis</i>	(Bull.: Fr.) Fr.	3	R
<i>Cortinarius helobius</i>	Romagn.	R	*
<i>Cortinarius helvolus</i>	(Bull.) Fr.	G	D
<i>Cortinarius herpeticus</i>	Fr.	G	D
<i>Cortinarius heterosporus</i> (= <i>C. fuisporus</i>)	Bres.	2	D
<i>Cortinarius hillieri</i>	Rob. Henry	R	D
<i>Cortinarius humicola</i>	(Qué.) Maire	3	G
<i>Cortinarius humolens</i>	Brandrud	2	D
<i>Cortinarius hysginus</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	2	D
<i>Cortinarius ignipes</i>	M.M. Moser	R	nB
<i>Cortinarius illuminus</i> (= <i>C. saturatus</i>)	Fr.	G	G
<i>Cortinarius isabellinus</i>	(Batsch: Fr.) Fr.	R	R
<i>Cortinarius laetus</i>	M. M. Moser	R	nB

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Cortinarius laniger</i>	Fr.	3	*
<i>Cortinarius latus</i>	(Pers.: Fr.) Fr.	2	D
<i>Cortinarius leochrous</i>	Jul. Schäff.	0	D
<i>Cortinarius leucophanes</i>	P. Karst.	0	D
<i>Cortinarius lundellii</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	R	D
<i>Cortinarius lutulentus</i>	Jul. Schäff.	R	R
<i>Cortinarius magicus</i>	Eichhorn	2	D
<i>Cortinarius mairei</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	R	D
<i>Cortinarius melanotus</i>	Kalchbr.	R	*
<i>Cortinarius melleopallens</i>	(Fr.) Britzelm.	3	R
<i>Cortinarius mellinus</i>	Britzelm.	R	D
<i>Cortinarius miniatopus</i>	J.E. Lange	R	D
<i>Cortinarius minutalis</i>	Lamoure	R	D
<i>Cortinarius minutulus</i>	J. Favre	R	D
<i>Cortinarius multicolor</i>	M.M. Moser ex Kuhnert & Peintner	R	D
<i>Cortinarius napus</i>	Fr.	0	R
<i>Cortinarius ochroleucus</i>	(Schaeff.: Fr.) Fr.	3	D
<i>Cortinarius ochrophyllus</i>	Fr.	3	D
<i>Cortinarius odoratus</i>	(Joguet ex M.M. Moser) M.M. Moser	2	G
<i>Cortinarius olearioides</i> (= <i>C. subfulgens</i>)	Rob. Henry ex Rob. Henry	2	D
<i>Cortinarius olivaceofuscus</i> (= <i>Dermocybe olivaceofusca</i>)	Kühner	3	G
<i>Cortinarius opimus</i>	Fr.	R	D
<i>Cortinarius orellanus</i>	Fr.	3	*
<i>Cortinarius osmophorus</i>	P.D. Orton	R	R
<i>Cortinarius pangloius</i>	M.M. Moser	1	D
<i>Cortinarius pansa</i>	(Fr.) Fr.	R	D
<i>Cortinarius papulosus</i>	Fr.	2	G
<i>Cortinarius paragaudis</i>	Fr.	R	R
<i>Cortinarius parvus</i>	R. Henry	3	D
<i>Cortinarius phoeniceus</i> (= <i>C. purpureus</i> , = <i>Dermocybe phoenicea</i>)	(Vent.) Maire	3	G
<i>Cortinarius pholideus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	3	V
<i>Cortinarius phrygianus</i>	Fr.	R	D
<i>Cortinarius pistorius</i>	Jul. Schäff.	1	D

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Cortinarius platypus</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	2	D
<i>Cortinarius pluvius</i>	(Fr.) Fr.	2	R
<i>Cortinarius polaris</i> (= <i>Dermocybe polaris</i>)	Høiland	R	nB
<i>Cortinarius praestans</i>	(Cordier) Gillet	V	V
<i>Cortinarius prasinus</i>	(Schaeff.) Fr.	2	R
<i>Cortinarius pseudocyanites</i>	R. Hry.	R	D
<i>Cortinarius pseudodiabolicus</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	2	D
<i>Cortinarius pseudoglaucopus</i> (= <i>C. violaceolimbatus</i>)	(Jul. Schäff. ex M.M. Moser) Quadr.	1	1
<i>Cortinarius pseudonapus</i>	R. Hry.	R	nB
<i>Cortinarius pseudoprivignus</i>	Rob. Hry.	0	
<i>Cortinarius psittacinus</i>	M.M. Moser	2	nB
<i>Cortinarius pulchripes</i>	J. Favre	3	*
<i>Cortinarius pumilus</i>	(Fr.) J.E. Lange	R	D
<i>Cortinarius punctatus</i>	(Pers.) Fr.	R	D
<i>Cortinarius purpurascens</i>	(Fr.) Fr.	3	D
<i>Cortinarius rapaceus</i>	Fr.	2	D
<i>Cortinarius raphanoides</i>	(Pers.) Fr.	3	V
<i>Cortinarius rhaebopus</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	0	D
<i>Cortinarius rheubarbarinus</i>	Rob. Henry	2	G
<i>Cortinarius rickenianus</i>	Maire	R	nB
<i>Cortinarius rubicundulus</i>	(Rea) A. Pearson	R	G
<i>Cortinarius rufo-olivaceus</i>	(Pers.: Fr.) Fr.	3	V
<i>Cortinarius rugosus</i>	R. Hry.	R	nB
<i>Cortinarius saporatus</i> (= <i>C. subturbinatus</i>)	Britzelm.	R	G
<i>Cortinarius saturninus</i>	(Fr.) Fr.	3	G
<i>Cortinarius scaurus</i>	(Fr.) Fr.	3	3
<i>Cortinarius schaefferianus</i>	(M. M. Moser) M.M. Moser	1	D
<i>Cortinarius sciophyllus</i>	Fr.	R	D
<i>Cortinarius semivestitus</i>	M.M. Moser	R	D
<i>Cortinarius sertipes</i>	Kühner	R	*
<i>Cortinarius sodagnitus</i>	Rob. Henry	2	3
<i>Cortinarius spectabilis</i>	M.M. Moser	R	D
<i>Cortinarius sphagnophilus</i>	Peck	0	D
<i>Cortinarius stenospermus</i>	Lamoure	R	nB
<i>Cortinarius striaepilus</i>	J. Favre	R	D

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Cortinarius suaveolens</i>	Bataille & Joachim	2	R
<i>Cortinarius subargentatus</i>	P.D. Orton	R	D
<i>Cortinarius subarquatus</i>	(M.M. Moser) M.M. Moser	3	D
<i>Cortinarius subbalaustinus</i>	R. Henry ex R. Henry	3	*
<i>Cortinarius subferrugineus</i>	(Batsch: Fr.) Fr.	R	D
<i>Cortinarius subhygrophanus</i>	Bidaud	R	nB
<i>Cortinarius subporphyropus</i>	Pilát	2	1
<i>Cortinarius subpurpurascens</i>	(Batsch) Fr.	R	D
<i>Cortinarius subumbilicatus</i>	Rob. Henry	2	D
<i>Cortinarius suillus</i>	Fr.	R	D
<i>Cortinarius sulphurinus</i>	Quél.	R	D
<i>Cortinarius talus</i>	Fr.	2	G
<i>Cortinarius tenebricus</i>	J. Favre	R	D
<i>Cortinarius terpsichores</i>	Melot	2	1
<i>Cortinarius tophaceus</i>	Fr.	3	G
<i>Cortinarius tortuosus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	R	G
<i>Cortinarius traganus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	3	*
<i>Cortinarius triumphans</i>	Fr.	V	V
<i>Cortinarius tubaria</i> (= <i>C. sphagneti</i> = <i>Dermocybe sphagneti</i>)	(Ammirati & A.H. Sm.) Ammirati	3	3
<i>Cortinarius turgidus</i>	Fr.	V	D
<i>Cortinarius turibulosus</i>	(Jul. Schäff. & E. Horak) Bon & G. Garnier	R	D
<i>Cortinarius urbicus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	V	V
<i>Cortinarius valgus</i>	Fr.	R	D
<i>Cortinarius variegatus</i>	Bres.	R	R
<i>Cortinarius vespertinus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	R	R
<i>Cortinarius violaceocinereus</i>	(Pers.) Fr.	R	D
<i>Cortinarius viscidulus</i>	M.M. Moser	R	D
<i>Cortinarius volvatus</i>	A.H. Sm.	R	D
<i>Cortinarius xanthocephalus</i>	P.D. Orton	R	nB
<i>Cortinarius xanthochlorus</i>	Rob. Henry	1	D
<i>Cortinarius zinziberatus</i>	(Scop.) Fr.	2	R
<i>Cotylidia muscigena</i>	L. Remy	1	
<i>Cotylidia pannosa</i>	(Sowerby: Fr.) D.A. Reid	2	2
<i>Cotylidia undulata</i>	(Fr.) P. Karst.	1	2

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Craterocolla cerasi</i>	(Schumach.) Bref.	0	3
<i>Creolophus cirrhatus</i>	(Pers.) P. Karst.	3	V
<i>Crepidotus brunneoroseus</i>	Courtec.	R	nB
<i>Cudonia circinans</i>	(Pers.) Fr.	3	2
<i>Cudonia confusa</i>	Bres.	R	2
<i>Cyphella digitalis</i>	(Alb. & Schwein.) Fr.	3	D
<i>Cystoderma ambrosii</i>	(Bres.) Singer	1	R
<i>Cystoderma superbum</i>	Huijsman	R	3
<i>Cystoderma terrei</i> (= <i>C. cinnabarium</i>)	(Berk. & Broome) Harmaja	V	G
<i>Cystolepiota moelleri</i>	Knudsen	R	3
<i>Cystostereum murrayi</i>	(Berk. & M.A. Curtis) Pouzar	2	2
<i>Cytidia salicina</i>	(Fr.) Burt	2	G
<i>Dacrymyces enatus</i>	(Berk. & M.A. Curtis) Massee	R	R
<i>Dacrymyces macnabbii</i>	D.A. Reid	R	nB
<i>Dacrymyces ovisporus</i>	Bref.	R	nB
<i>Dacrymyces paraphysatus</i>	L.S. Olive	R	R
<i>Dentipellis fragilis</i>	(Pers.: Fr.) Donk	3	G
<i>Dermoloma cuneifolium</i>	(Fr.: Fr.) Singer ex Bon	3	*
<i>Dermoloma josserandii</i>	Dennis & P.D. Orton	1	R
<i>Dermoloma pseudocuneifolium</i>	Herink ex Bon	1	R
<i>Diplomitoporus flavescens</i>	(Bres.) Domański	2	D
<i>Disciseda bovista</i>	(Klotzsch) Henn.	1	2
<i>Ditiola haasii</i>	Oberw.	R	
<i>Encoelia carpini</i>	(Rehm) Boud.	R	R
<i>Encoelia glaberrima</i>	(Rehm) Kirschst.	R	nB
<i>Encoelia tiliacea</i>	(Fr.) P. Karst.	R	R
<i>Entoleuca mammata</i> (= <i>Hypoxyton mammatum</i>)	(Wahlenb.) J.D. Rogers & Y.M. Ju	R	*
<i>Entoloma albotomentosum</i>	Noordel. & Hauskn.	R	1
<i>Entoloma allochromum</i>	Noordel.	R	R
<i>Entoloma ameides</i>	(Berk. & Broome) Sacc.	2	V
<i>Entoloma amicornum</i>	Noordel.	1	R
<i>Entoloma anatinum</i>	(Lasch) Donk	2	R
<i>Entoloma aprile</i>	(Britzelm.) Sacc.	2	3
<i>Entoloma araneosum</i>	(Qué.) M.M. Moser	3	V

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
Entoloma argenteostriatum	Arnolds & Noordel.	R	R
Entoloma asprellum	(Fr.: Fr.) Fayod	2	3
Entoloma atrocoeruleum	Noordel.	2	G
Entoloma atomarginatum	(Romagn. & J. Favre) Zschiesch.	1	R
Entoloma beyeri	Noordel. & Wölfel	R	D
Entoloma bisporigerum	(P.D. Orton) Noordel.	R	R
Entoloma bloxamii	(Berk. & Br.) Sacc.	1	3
Entoloma byssisedum	(Pers.: Fr.) Donk	3	V
Entoloma caccabus	(Kühner) Noordel.	1	3
Entoloma caesiocinctum	(Kühner) Noordel.	1	3
Entoloma calaminare	Noordel.	R	R
Entoloma catalaunicum	(Singer) Noordel.	R	3
Entoloma cephalotrichum	(P.D. Orton) Noordel.	R	G
Entoloma chalybaeum	(Fr.: Fr.) Noordel.	3	3
Entoloma clandestinum	(Fr.: Fr.) Noordel.	3	G
Entoloma clypeatum	(L.) P. Kumm.	3	V
Entoloma cocles	(Fr.) Noordel.	R	R
Entoloma coelestinum	(Fr.) Hesler	1	R
Entoloma coeruleoflocculosum	Noordel.	1	R
Entoloma coeruleum	(P.D. Orton) Noordel.	R	R
Entoloma corvinum	(Kühner) Noordel.	3	G
Entoloma costatum	(Fr.: Fr.) P. Kumm.	1	R
Entoloma cuneatum	(Bres.) M.M. Moser	R	*
Entoloma cuspidiferum	(Kühner & Romagn.) Noordel.	2	R
Entoloma cyanulum	(Lasch) Noordel.	1	R
Entoloma depluens	(Batsch) Hesler	2	R
Entoloma dichroum	(Pers.: Fr.) P. Kumm.	1	R
Entoloma dysthales	(Peck) Sacc.	R	3
Entoloma elodes	(Fr.) P. Kumm.	2	2
Entoloma engadinum	(E. Horak) Noordel.	2	R
Entoloma excentricum	Bres.	2	2
Entoloma exile	(Fr.:Fr.) Hesler	2	G
Entoloma farinogustus	Arnolds & Noordel.	R	R
Entoloma favrei	Noordel.	R	R

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
Entoloma fernandae	(Romagn.) Noordel.	2	G
Entoloma flocculosum	(Bres.) Pacioni	R	R
Entoloma formosum	(Fr.: Fr.) Noordel.	2	G
Entoloma fridolfingense	Noordel. & Lohmeyer	R	R
Entoloma fuscotomentosum	F.H. Møller	1	R
Entoloma glaucobasis	Noordel.	1	R
Entoloma griseocyaneum	(Fr.: Fr.) P. Kumm.	3	3
Entoloma griseoluridum	(Kühner) M.M. Moser	1	R
Entoloma hebes	(Romagn.) Trimbach	3	*
Entoloma hirtum	(Velen.) Noordel.	3	3
Entoloma hispidulum	(M. Lange) Noordel.	1	R
Entoloma incarnatofuscescens	(Britzelm.) Noordel.	V	G
Entoloma indutoides (in Bayern nur var. griseorubidum)	(Noordel.) Noordel., Wölfel & Hauskn.	3	R
Entoloma infula	(Fr.) Noordel.	3	G
Entoloma inutile	(Britzelm.) Noordel.	2	R
Entoloma jahnii	Wölfel & Winterh.	R	R
Entoloma jubatum	(Fr.: Fr.) P. Karst.	2	2
Entoloma kervernii	(De Guern.) M.M. Moser	1	2
Entoloma lampropus	(Fr.: Fr.) Hesler	1	2
Entoloma lanicum	(Romagn.) Noordel.	R	R
Entoloma lepidissimum	(Svrček) Noordel.	1	R
Entoloma lividoalbum	(Kühner & Romagn.) Kubička	3	*
Entoloma lividocyanulum	Noordel.	3	G
Entoloma lucidum	(P.D. Orton) M.M. Moser	3	G
Entoloma melanochromum	Noordel.	R	3
Entoloma minutum	(P. Karst.) Noordel.	3	V
Entoloma mougeotii	(Fr.) Hesler	3	3
Entoloma mutabilipes	Noordel. & Liiv	R	R
Entoloma nausiosme	Noordel.	R	R
Entoloma neglectum (= E. cancrinum)	(Lasch) M.M. Moser	2	G
Entoloma niphoides	Romagn. ex Noordel.	R	R
Entoloma nitens	(Velen.) Noordel.	2	*
Entoloma occulstopigmentatum	Noordel. & Arnolds	R	R
Entoloma olorum	(Romagn. & J. Favre) Noordel.	1	R

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
Entoloma opacum	(Velen.) Noordel.	1	R
Entoloma ortonii	Arnolds & Noordel.	R	R
Entoloma papillatum	(Bres.) Dennis	3	G
Entoloma parasiticum	(Quél.) Kreisel	R	R
Entoloma percandidum	Noordel.	3	G
Entoloma phaeocyathus	Noordel.	3	G
Entoloma placidum	(Fr.: Fr.) Zerov	R	G
Entoloma plebeioides	(Schulzer) Noordel.	R	R
Entoloma plebejum (= E. erophilum)	(Kalchbr.) Noordel.	3	R
Entoloma poliopus	(Romagn.) Noordel.	3	G
Entoloma politoflavipes	Noordel. & Liiv	R	R
Entoloma politum	(Pers.: Fr.) Donk	R	V
Entoloma porphyrophaeum	(Fr.) P. Karst.	3	3
Entoloma pratulense	Noordel.	1	R
Entoloma proterum	Noordel. & Wölfel	R	R
Entoloma prunuloides	(Fr.: Fr.) Quél.	3	3
Entoloma pseudocoelestinum	Arnolds	R	R
Entoloma pseudoconferendum	Noordel. & Wölfel	R	nB
Entoloma pseudoturbidum	(Romagn.) M.M. Moser	1	R
Entoloma pseudoturci	Noordel.	1	R
Entoloma queletii	(Boud.) Noordel.	1	2
Entoloma rhodocylix	(Lasch) M.M. Moser	3	G
Entoloma rhombisporum	(Kühner & Boursier) E. Horak	2	2
Entoloma roseum	(Longyear) Hesler	1	R
Entoloma rusticoides	(Gillet) Noordel.	2	*
Entoloma sanvitalense	Noordel. & Hauskn.	R	nB
Entoloma saundersii	(Fr.) Sacc.	1	2
Entoloma scabiosum	(Fr.) Quél.	R	2
Entoloma scabrosum	(Fr.) Noordel.	R	R
Entoloma sepium	(Noulet & Dass.) Richon & Roze	1	V
Entoloma sericatum	(Britzelm.) Sacc.	2	*
Entoloma sericeoides	(J.E. Lange) Noordel.	R	3
Entoloma sericeonitens	(P.D. Orton) Noordel.	2	R
Entoloma serrulatum	(Fr.: Fr.) Hesler	3	3

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
Entoloma sinuatum	(Pers.: Fr.) P. Kumm.	2	V
Entoloma sodale	Noordel.	2	2
Entoloma solstitiale	(Fr.) Noordel.	R	R
Entoloma speculum	(Fr.) Quél.	R	R
Entoloma sphagneti	Naveau	1	1
Entoloma sphagnorum	(Romagn. & J. Favre) Bon & Courtec.	R	R
Entoloma strigosissimum	(Rea) Noordel.	R	R
Entoloma subradiatum	(Kühner & Romagn.) M.M. Moser	2	*
Entoloma testaceum	(Bres.) Noordel.	R	R
Entoloma tjallingiorum	Noordel.	2	G
Entoloma triste	(Velen.) Noordel.	R	R
Entoloma turbidum	(Fr.: Fr.) Quél.	3	V
Entoloma turci	(Bres.) M.M. Moser	2	R
Entoloma undulatosporum	Arnolds & Noordel.	1	R
Entoloma velenovskyi	Noordel.	1	R
Entoloma venosum	Gillet	R	2
Entoloma versatile	(Gillet) M.M. Moser	R	R
Entoloma vinaceum	(Scop.) Arnolds & Noordel.	3	V
Entoloma violaceovernum	Noordel. & Wölfel	1	R
Entoloma winterhoffii	Wölfel & Noordel.	R	R
Entoloma xanthocaulon	Arnolds & Noordel.	1	R
Entoloma xanthochroum	(P.D. Orton) Noordel.	1	R
Exidia repanda	Fr.	1	*
Exidia umbrinella	Bres.	R	
Exidia villosa	Neuhoff	1	nB
Faerberia carbonaria	(Alb. & Schwein.) Pouzar	1	V
Fayodia anthracobia	(J. Favre) Knudsen	R	R
Fayodia bisphaerigera (= F. gracilipes ss. auct.)	(J.E. Lange) Singer	2	G
Flammulaster ferrugineus	(Maire) Watling	R	*
Flammulaster gracilis	(Quél.) Watl.	2	nB
Flammulaster granulatus	(J.E. Lange) Watling	V	*
Flammulaster limulatus	(Fr.) Watling	R	*
Flammulaster muricatus	(Fr.: Fr.) Watling	R	*
Flammulina ononidis	Arnolds	1	2

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Floccularia straminea</i>	(P. Kumm.) Pouzar	1	1
<i>Fomitopsis rosea</i>	(Alb. & Schwein.: Fr.) P. Karst.	2	G
<i>Galerina allospora</i>	A.H. Sm. & Singer	2	D
<i>Galerina autumnalis</i>	(Peck) A.H. Sm. & Singer	3	nB
<i>Galerina beinrothii</i>	Bresinsky	R	1
<i>Galerina dimorphocystis</i>	A. H. Sm. & Singer	1	nB
<i>Galerina embolus</i>	(Fr.) P.D. Orton	R	3
<i>Galerina fallax</i>	A.H. Sm. & Singer	R	R
<i>Galerina gibbosa</i>	J. Favre	R	D
<i>Galerina jaapii</i>	A.H. Sm. & Singer	R	G
<i>Galerina karstenii</i>	A. H. Sm. & Singer	R	R
<i>Galerina mniophila</i>	(Lasch) Kühn.	R	nB
<i>Galerina mycenoides</i>	(Fr.: Fr.) Kühn.	3	nB
<i>Galerina pallida</i>	(Pilát) E. Horak & M.M. Moser	R	R
<i>Galerina permixta</i> (= <i>G. cephalescens</i>)	(P.D. Orton) Pegler & T.W.K. Young	R	R
<i>Galerina pruinatipes</i>	A.H. Sm.	R	D
<i>Galerina pseudotundrae</i>	Kühner	R	nB
<i>Galerina salicola</i>	P. D. Orton	R	nB
<i>Galerina subclavata</i>	Kühner	R	R
<i>Galerina uncialis</i>	(Britzelm.) Kühner	3	D
<i>Gamundia striatula</i> (= <i>Fayodia leucophylla</i>)	(Kühner) Raithelh.	V	V
<i>Ganoderma carnosum</i>	Pat.	3	G
<i>Ganoderma resinaceum</i>	Boud.	3	G
<i>Ganoderma valesiacum</i>	Boud.	R	nB
<i>Gastrosporium simplex</i>	Mattir.	1	*
<i>Geastrum berkeleyi</i>	Massee	2	R
<i>Geastrum coronatum</i>	Pers.	1	nB
<i>Geastrum elegans</i> (= <i>G. badium</i>)	Vittad.	1	R
<i>Geastrum floriforme</i>	Vittad.	R	2
<i>Geastrum fornicatum</i>	(Huds.) Hooker	2	*
<i>Geastrum melanocephalum</i>	(Czern.) V.J. Staněk	1	nB
<i>Geastrum minimum</i>	Schwein.	2	3
<i>Geastrum pectinatum</i>	Pers.	V	V
<i>Geastrum schmidelii</i> (= <i>G. nanum</i>)	Vittad.	2	V

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Geastrum striatum</i>	DC.	G	*
<i>Geoglossum arenarium</i>	(Rostr.) Lloyd	R	nB
<i>Geoglossum atropurpureum</i> (= <i>Thueminidium atropurpureum</i>)	(Batsch) Kuntze	1	1
<i>Geoglossum cookeianum</i>	Nannf.	3	G
<i>Geoglossum fallax</i>	E.J. Durand	3	G
<i>Geoglossum glabrum</i>	Pers.	R	2
<i>Geoglossum glutinosum</i>	(Pers. ex Fr.) Durand	3	G
<i>Geoglossum simile</i>	Peck	2	2
<i>Geoglossum sphagnophilum</i>	Ehrenb.	2	nB
<i>Geoglossum starbaeckii</i>	Nannf.	R	1
<i>Geoglossum umbratile</i>	Sacc.	3	G
<i>Gerronema prescottii</i> (= <i>Arrhenia polycephala</i> = <i>Cantharellopsis albidum</i>)	(Weinm.) Redhead .	1	R
<i>Gerronema xanthophyllum</i> (= <i>Chrysomphalina strombodes</i>)	(Bres.) Norvell, Redhead & Ammirati	2	R
<i>Gloeotinia aschersoniana</i> (= <i>Ciboria aschersoniana</i>)	(Henn. & Plötn.) Baral	R	R
<i>Gomphus clavatus</i>	Pers.: Fr.) Gray	V	3
<i>Grifola frondosa</i>	(Dicks.: Fr.) Gray	3	3
<i>Guepiniopsis alpina</i>	(Tracey & Earle) Brasfield	R	nB
<i>Gymnopilus flavus</i>	(Bres.) Singer	R	3
<i>Gymnopilus fulgens</i>	(J. Favre & Maire) Singer	1	3
<i>Gymnopilus odini</i>	(Fr.) Kühner & Romagn.	R	R
<i>Gymnopilus picreus</i>	(Pers.: Fr.) P. Karst.	R	3
<i>Gymnopus fuscopurpureus</i>	(Pers.: Fr.) Antonín, Halling & Noordel.	3	*
<i>Gymnopus impudicus</i>	(Fr.) Antonín, Halling & Noordel.	V	V
<i>Gymnopus inodorus</i>	(Pat.) Antonín & Noordel.	R	R
<i>Gymnopus nivalis</i> (= <i>Collybia verna</i>)	(Luthi & Plomb) Antonín & Noordel.	R	R
<i>Gymnopus putillus</i>	(Fr.) Antonín, Halling & Noordel.	3	G
<i>Gymnopus terginus</i>	(Fr.) Antonín & Noordel.	R	D
<i>Gyrodon lividus</i>	(Bull.: Fr.) Sacc.	G	*
<i>Gyromitra fastigiata</i>	(Krombh.) Rehm	R	R
<i>Gyromitra gigas</i>	(Krombh.) Cooke	V	3
<i>Gyromitra parma</i>	(J. Breitenb. & Maas Geest.) Kotl. & Pouzar	R	R

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Gyromitra spinospora</i>	(Lucch. & Pelland.) A. Koch, Christan & Lohmeyer	R	R
<i>Gyroporus castaneus</i>	(Bull.: Fr.) Quél.	G	G
<i>Gyroporus cyanescens</i>	(Bull.: Fr.) Quél.	G	G
<i>Haasiella venustissima</i>	(Fr.) Kotl. & Pouzar	R	R
<i>Handkea utriformis</i> (= <i>Calvatia utriformis</i>)	(Bull.: Pers.) Kreisel	V	*
<i>Hebeloma album</i>	Peck	R	
<i>Hebeloma alpinum</i>	(J. Favre) Bruchet	R	D
<i>Hebeloma candidipes</i>	Bruchet	R	D
<i>Hebeloma circinans</i>	(Quél.) Sacc.	R	nB
<i>Hebeloma collariatum</i>	Bruchet	2	G
<i>Hebeloma fragilipes</i> (= <i>H. hiemale</i>)	Romagn.	R	D
<i>Hebeloma fusipes</i>	Bres.	2	nB
<i>Hebeloma groegeri</i> (= <i>H. gigaspermum</i>)	Bon	G	D
<i>Hebeloma helodes</i>	J. Favre	G	G
<i>Hebeloma hetieri</i> (= <i>H. tomentosum</i>)	Boud.	3	R
<i>Hebeloma pseudoamarescens</i> (= <i>Naucoria pseudoamarescens</i> = <i>H. funariophilum</i>)	(Kühner & Romagn.) P. Collin	3	G
<i>Hebeloma sordescens</i> (= <i>H. testaceum</i>)	Vesterh.	3	*
<i>Hebeloma stenocystis</i>	J. Favre ex Quadre	R	R
<i>Hebeloma syrjense</i> (= <i>H. subsaponaceum</i>)	P. Karst.	2	D
<i>Hebeloma vaccinum</i>	Romagn.	G	G
<i>Hebelomina neerlandica</i>	Huijsman	1	D
<i>Helvella albella</i>	Quél.	R	V
<i>Helvella alpestris</i>	Boud.	R	R
<i>Helvella branzeiana</i>	Svrček & Moravec	R	R
<i>Helvella corium</i>	(O. Weberb.) Masee	R	1
<i>Helvella phlebophora</i>	Sacc.	R	R
<i>Helvella spadicea</i>	Schaeff.	R	D
<i>Helvella villosa</i>	(Hedw.) Dissing & Nannf.	R	nB
<i>Hemimycena angustispora</i>	(P.D. Orton) Singer	R	D
<i>Hemimycena candida</i>	(Bres.) Singer	V	G
<i>Hemimycena crispata</i>	(Kühner) Singer	R	R
<i>Hemimycena epichloe</i>	(Kühner) Singer	R	R
<i>Hemimycena mairei</i>	(M.E. Gilbert) Singer	2	G
<i>Hemimycena mauretanica</i>	(Maire) Singer	R	R

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Hericium coralloides</i>	(Scop.: Fr.) Pers.	3	G
<i>Hericium erinaceus</i>	(Bull.: Fr.) Pers.	2	2
<i>Hericium flagellum</i> (= <i>H. alpestre</i>)	(Scop.) Pers.	3	2
<i>Heyderia abietis</i>	(Fr.) Link	V	3
<i>Heyderia sclerotiorum</i>	(Rostr.) Benkert	R	nB
<i>Heyderia sclerotipus</i>	(Boud.) Benkert	R	R
<i>Hohenbuehelia cyphelliformis</i> (= <i>Resupinatus cyphelliformis</i>)	(Berk.) O.K. Mill.	R	*
<i>Hohenbuehelia fluxilis</i> (= <i>H. myxotricha</i>)	(Fr.) P.D. Orton	V	*
<i>Hohenbuehelia longipes</i>	(Boud.) M.M. Moser	1	R
<i>Hohenbuehelia petaloides</i> (= <i>H. geogenia</i>)	(Bull.: Fr.) Schulzer	V	*
<i>Hohenbuehelia pinacearum</i> (= <i>H. silvanus</i>)	Thorn	1	1
<i>Hohenbuehelia reniformis</i>	(G. Mey: Fr.) Singer	G	R
<i>Hohenbuehelia tremula</i> (= <i>Leptoglossum tremulum</i>)	(Schaeff.) Thorn & G.L. Barron	R	G
<i>Hohenbuehelia unguicularis</i> (= <i>Resupinatus unguicularis</i>)	(Fr.) Zerov & Peresipkin	1	nB
<i>Hydnellum aurantiacum</i>	(Batsch) P. Karst.	2	2
<i>Hydnellum caeruleum</i>	(Hornem.) P. Karst.	1	2
<i>Hydnellum compactum</i>	(Pers.: Fr.) P. Karst.	1	2
<i>Hydnellum concrescens</i>	(Pers.) Banker	1	2
<i>Hydnellum ferrugineum</i>	(Fr.: Fr.) P. Karst.	2	2
<i>Hydnellum geogenium</i>	(Fr.) Banker	1	1
<i>Hydnellum peckii</i>	Banker	3	3
<i>Hydnellum scrobiculatum</i>	(Fr.) P. Karst.	2	G
<i>Hydnellum suaveolens</i>	(Scop.: Fr.) P. Karst.	2	2
<i>Hydropus atramentosus</i>	(Kalchbr.) Kotl. & Pouzar	1	R
<i>Hydropus floccipes</i>	(Fr.) Singer	1	D
<i>Hydropus marginellus</i>	(Pers.: Fr.) Singer	3	2
<i>Hydropus paradoxus</i>	M.M. Moser	1	D
<i>Hydropus scabripes</i>	(Murrill) Singer	R	R
<i>Hydropus trichoderma</i>	(Joss.) Singer	2	R
<i>Hygrocybe calyptriformis</i>	(Berk. & Broome) Fayod	1	1
<i>Hygrocybe cantharellus</i> (= <i>H. lepida</i>)	(Schwein.) Murrill	3	3
<i>Hygrocybe ceracea</i>	(Wulfen: Fr.) P. Kumm.	3	3
<i>Hygrocybe chlorophana</i>	(Fr.) Wünsche	V	V
<i>Hygrocybe citrinovirens</i> (= <i>H. brevispora</i>)	(J.E. Lange) Jul. Schäff.	2	2

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Hygrocybe coccinea</i>	(Schaeff.: Fr.) P. Kumm.	3	3
<i>Hygrocybe coccineocrenata</i>	(P.D. Orton) M.M. Moser	2	2
<i>Hygrocybe conicoides</i>	(P.D. Orton) P.D. Orton & Watling	1	G
<i>Hygrocybe constrictospora</i>	Arnolds	1	1
<i>Hygrocybe fornicata</i>	(Fr.) Singer	2	2
<i>Hygrocybe glutinipes</i>	(J.E. Lange) R. Haller Aar.	1	2
<i>Hygrocybe helobia</i>	(Arnolds) Bon	1	G
<i>Hygrocybe ingrata</i>	J.P. Jensen & F.H. Møller	1	2
<i>Hygrocybe insipida</i>	(J.E. Lange ex S. Lundell) M.M. Moser	2	2
<i>Hygrocybe intermedia</i>	(Pass.) Fayod	1	2
<i>Hygrocybe irrigata</i> (= <i>H. unguinosa</i>)	(Pers.: Fr.) Bon	2	3
<i>Hygrocybe laeta</i>	(Pers.: Fr.) P. Kumm.	2	3
<i>Hygrocybe marchii</i>	(Bres.) Singer	R	D
<i>Hygrocybe miniata</i>	(Fr.) P. Kumm.	3	G
<i>Hygrocybe mucronella</i> (= <i>H. reai</i>)	(Fr.) P. Karst.	2	3
<i>Hygrocybe nitrata</i>	(Pers.) Wünsche	1	3
<i>Hygrocybe obrussea</i> (= <i>H. quieta</i>)	(Fr.) Wünsche	2	V
<i>Hygrocybe ovina</i> (= <i>H. nitiosa</i>)	(Bull.) Kühner	1	1
<i>Hygrocybe punicea</i>	(Fr.) P. Kumm.	2	3
<i>Hygrocybe reidii</i>	Kühner	1	2
<i>Hygrocybe rhodophylla</i>	Kühner	R	R
<i>Hygrocybe spadicea</i>	(Scop.) P. Karst.	1	1
<i>Hygrocybe splendidissima</i>	(P.D. Orton) M.M. Moser	1	G
<i>Hygrocybe substrangulata</i>	(P.D. Orton) P.D. Orton & Watling	1	R
<i>Hygrocybe turunda</i>	(Fr.: Fr.) P. Karst.	R	R
<i>Hygrocybe viola</i>	J. Geesink & Bas in Arnolds	R	nB
<i>Hygrocybe vitellina</i> (= <i>H. luteolaeta</i>)	(Fr.) P. Karst.	1	R
<i>Hygrocybe xanthochroa</i>	(P.D. Orton) M.M. Moser	R	R
<i>Hygrophoropsis macrospora</i>	(D.A. Reid) Kuyper	R	D
<i>Hygrophoropsis morgani</i> (= <i>H. olida</i>)	(Peck) H.E. Bigelow	1	1
<i>Hygrophorus arbustivus</i>	Fr.	1	2
<i>Hygrophorus atramentosus</i>	(Secr.) H. Haas & R. Haller Aar.	1	2
<i>Hygrophorus calophyllus</i>	P. Karst.	1	D

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Hygrophorus camarophyllus</i>	(Alb. & Schwein.) Dumée, Grandjean & Maire	2	2
<i>Hygrophorus capreolarius</i>	(Kalchbr.) Sacc.	2	2
<i>Hygrophorus erubescens</i>	(Fr.) Fr.	3	3
<i>Hygrophorus gliocyclus</i> (= <i>H. ligatus</i> ss. auct. non sensu Fr.)	Fr.	2	3
<i>Hygrophorus hedrychii</i> (= <i>H. melizeus</i> ss. auct. p.p.)	(Velen.) K. Kult	2	2
<i>Hygrophorus hyacinthinus</i>	Quél.	R	R
<i>Hygrophorus hypothejus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	3	*
<i>Hygrophorus karstenii</i>	Sacc. & Cub.	R	R
<i>Hygrophorus latitabundus</i>	Britzelm.	2	2
<i>Hygrophorus leporinus</i>	Fr.	1	D
<i>Hygrophorus marzuolus</i>	(Fr.) Bres.	2	2
<i>Hygrophorus mesotephrus</i>	Berk. & Broome	1	3
<i>Hygrophorus nemoreus</i>	(Pers.: Fr.) Fr.	3	V
<i>Hygrophorus personii</i>	Arnolds	2	V
<i>Hygrophorus piceae</i>	Kühner	3	*
<i>Hygrophorus poetarum</i>	R. Heim	3	*
<i>Hygrophorus pudorinus</i>	(Fr.) Fr.	V	*
<i>Hygrophorus purpurascens</i>	(Alb. & Schwein.: Fr.) Fr.	1	1
<i>Hygrophorus queletii</i>	Bres.	R	R
<i>Hygrophorus russula</i>	(Schaeff.: Fr.) Quél.	3	3
<i>Hymenochaete corrugata</i>	(Fr.: Fr.) Lév.	1	G
<i>Hymenochaete cruenta</i> (= <i>H. mougeotii</i>)	(Pers.: Fr.) Donk	V	V
<i>Hymenochaete fuliginosa</i>	(Pers.) Lév.	3	2
<i>Hypholoma ericaeoides</i> (= <i>Psilocybe ericaeoides</i>)	P.D. Orton	R	2
<i>Hypholoma ericaeum</i> (= <i>Psilocybe ericaeum</i>)	(Pers.: Fr.) Kühner	1	G
<i>Hypholoma myosotis</i>	(Fr.: Fr.) M. Lange	G	G
<i>Hypholoma subericaeum</i> (= <i>Psilocybe subericaeum</i>)	(Fr.) Kühner	1	G
<i>Hypholoma udum</i> (<i>Psilocybe udum</i>)	(Pers.: Fr.) Kühner	3	V
<i>Hypocrea alutacea</i> (= <i>Podostroma alutaceum</i>)	(Pers.) Ces. & De Not.	R	*
<i>Hypoxyton macrocarpum</i>	Pouzar	R	D
<i>Hypsizygus tesselatus</i>	(Bull.: Fr.) Singer	R	nB
<i>Hypsizygus ulmarius</i> (= <i>Lyophyllum ulmarium</i>)	(Bull.: Fr.) Redhead	2	3
<i>Inocybe abjecta</i>	(Karst.) Sacc.	R	R
<i>Inocybe acuta</i>	Boud.	1	1

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Inocybe albomarginata</i> (inkl. <i>I. reducta</i>)	Velen.	R	*
<i>Inocybe albovelutipes</i>	Stangl	3	*
<i>Inocybe alnea</i>	Stangl	3	G
<i>Inocybe amblyspora</i>	Kühner	R	*
<i>Inocybe amethystina</i>	Kuyper	R	*
<i>Inocybe aurea</i>	Huijsman	1	nB
<i>Inocybe auricoma</i>	Batsch) J.E. Lange	G	G
<i>Inocybe bresadolae</i>	Massee	3	G
<i>Inocybe calamistrata</i>	(Fr.: Fr.) Gillet	3	2
<i>Inocybe calospora</i>	Quél. in Bres.	2	3
<i>Inocybe cicatricata</i>	Ellis & Everh.	1	R
<i>Inocybe coelestium</i>	Kuyper	1	D
<i>Inocybe concinnula</i>	Favre	R	nB
<i>Inocybe cryptocystis</i> (= <i>I. mystica</i>)	D.E. Stuntz	R	R
<i>Inocybe decipiens</i>	Bres.	3	G
<i>Inocybe dunensis</i>	P.D. Orton	1	G
<i>Inocybe fibrosa</i>	(Sowerby) Gillet	3	G
<i>Inocybe fibrosoides</i>	Kühner	2	G
<i>Inocybe flavella</i>	P. Karst.	2	D
<i>Inocybe frigidula</i>	J. Favre	R	R
<i>Inocybe fuscomarginata</i>	Kühner	3	D
<i>Inocybe geraniodora</i>	J. Favre	R	nB
<i>Inocybe giacomii</i>	J. Favre	R	D
<i>Inocybe glabrescens</i>	Vel.	3	
<i>Inocybe glabrodisca</i>	P.D. Orton	R	D
<i>Inocybe goniopusio</i>	Stangl	1	R
<i>Inocybe grammata</i>	(Quél.) & Le Bret.	V	3
<i>Inocybe griseovelata</i>	Kühner	3	R
<i>Inocybe gymnocarpa</i>	Kühner	R	R
<i>Inocybe hirtelloides</i>	Stangl & J. Veselský	R	R
<i>Inocybe huijsmanii</i>	Kuyper	R	D
<i>Inocybe hystrix</i>	(Fr.) P. Karst.	2	3
<i>Inocybe inodora</i>	Velen.	V	2
<i>Inocybe jacobi</i>	Kühner	R	2
<i>Inocybe leucoblema</i>	Kühner	G	G
<i>Inocybe mammifera</i>	M.M. Moser	R	D

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Inocybe margaritispora</i>	(Berk.) Sacc.	3	G
<i>Inocybe melanopus</i>	D.E. Stuntz	1	D
<i>Inocybe minimispora</i>	Reumaux	R	D
<i>Inocybe muricellata</i>	Bres.	3	nB
<i>Inocybe mycenoides</i>	Kuyper	R	R
<i>Inocybe oreina</i>	J. Favre	R	nB
<i>Inocybe pallida</i>	Velen.	R	R
<i>Inocybe pallidicremea</i>	Grund & D.E. Stuntz	R	D
<i>Inocybe paludinella</i>	(Peck) Sacc.	3	G
<i>Inocybe posterula</i>	(Britzelm.) Sacc.	3	*
<i>Inocybe proximella</i>	P. Karst.	V	R
<i>Inocybe pruinosa</i>	R. Heim	R	G
<i>Inocybe pseudoasterospora</i> (in Bayern nur var. <i>microsperma</i>)	Kuyper & Keizer	R	R
<i>Inocybe pseudohiulca</i>	Kühner & Boursier	3	*
<i>Inocybe pseudoreducta</i>	Stangl & Glowinski	R	R
<i>Inocybe putilla</i>	Bres.	R	R
<i>Inocybe queletii</i>	Maire & Konrad	G	G
<i>Inocybe reisneri</i>	Velen.	1	R
<i>Inocybe salicis</i>	Kühner	R	G
<i>Inocybe sambucina</i>	(Fr.) Quél.	1	2
<i>Inocybe sandrae</i>	Zitzmann	G	D
<i>Inocybe sapinea</i>	Velen.	R	D
<i>Inocybe squamata</i>	J.E. Lange	V	*
<i>Inocybe squarrosa</i>	Rea	1	R
<i>Inocybe stangliana</i>	Kuyper	R	D
<i>Inocybe stenospora</i>	Stangl & Bresinsky	1	1
<i>Inocybe subporospora</i>	Kuyper	1	R
<i>Inocybe tabacina</i>	Furrer-Ziogas	R	R
<i>Inocybe tenebrosa</i>	Quél.	3	V
<i>Inocybe tjallingiorum</i> (= <i>I. ovalispora</i>)	Kuyper	R	R
<i>Inocybe umbratica</i>	Quél.	3	*
<i>Inocybe vaccina</i>	Kühner	2	G
<i>Inocybe vulpinella</i> (= <i>I. chondrospora</i>)	Bruyl.	2	*
<i>Inocybe xanthomelas</i>	Boursier & Kühner	3	G
<i>Inonotus cuticularis</i>	(Bull.: Fr.) P. Karst.	3	V

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
Inonotus dryadeus	(Pers.: Fr.) Murrill	V	G
Inonotus dryophilus	(Berk.) Murrill	2	G
Inonotus obliquus	(Ach. ex Pers.) Pilát	3	*
Inonotus rheades	(Pers.) Bondartsev & Singer	2	2
Ionomidotis fulvotingens	(Berk. & Curt.) Cash	R	D
Irpicodon pendulus	(Alb. & Schwein.) Pouzar	R	D
Ischnoderma trogii	(Fr.) Donk	R	
Jahnoporus hirtus	(Quél.) Nuss	1	1
Junghuhnia fimbriatella	(Peck) Ryvarden	R	R
Kavinia himantia	(Schwein.: Fr.) J. Erikss.	R	R
Kotlabaea delectans	Starbäck & Svrček	V	nB
Kuehneromyces lignicola (= K. myriadophyllus)	(Peck) Redhead	3	nB
Lactarius acerrimus	Britzelm.	3	3
Lactarius albocarneus (= L. glutinopallens)	Britzelm.	3	*
Lactarius alpinus	(Peck)	3	R
Lactarius aspideus	(Fr.: Fr.) Fr.	1	2
Lactarius bertillonii	(Neuhoff ex Z. Schaef.) Bon	R	R
Lactarius brunneoviolaceus	M.P. Christ.	R	nB
Lactarius citriolens	Pouzar	2	2
Lactarius controversus	(Pers.: Fr.) Fr.	3	*
Lactarius decipiens	Quél.	3	V
Lactarius dryadophilus	Kühner	R	R
Lactarius flavidus	Boud.	1	2
Lactarius hepaticus	Plowr. in Boud.	V	*
Lactarius intermedius	(Krombh.) Cooke	3	*
Lactarius lacunarum	(Romagn.) Hora	G	G
Lactarius lepidotus	A.H. Sm. & Hesler	R	D
Lactarius lilacinus	(Lasch) Fr.	3	3
Lactarius mairei	Malençon	2	R
Lactarius musteus	Fr.	2	2
Lactarius nanus	J. Favre	R	R
Lactarius omphaliformis	Romagn.	2	V
Lactarius quieticolor	Romagn.	R	*
Lactarius repraesentaneus	Britzelm.	1	2
Lactarius resimus	(Fr.) Fr.	0	1
Lactarius romagnesii	Bon	R	G

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Lactarius rostratus</i>	Heilmann-Clausen	R	nB
<i>Lactarius ruginosus</i>	Romagn.	3	*
<i>Lactarius salicis-reticulatae</i>	Kühner	R	nB
<i>Lactarius salmonicolor</i>	R. Heim & Leclair	V	*
<i>Lactarius sanguifluus</i>	(Paulet) Fr.	3	3
<i>Lactarius scoticus</i> (= <i>L. favrei</i>)	Berk. & Broome	R	R
<i>Lactarius semisanguifluus</i>	R. Heim & Leclair	3	3
<i>Lactarius sphagnetii</i>	(Fr.) Neuhoff ex Gröger	3	3
<i>Lactarius spinosulus</i>	Quél.	2	3
<i>Lactarius uvidus</i>	(Fr.: Fr.) Fr.	3	3
<i>Lactarius violascens</i>	(J. Otto: Fr.) Fr.	1	1
<i>Lactarius volemus</i>	(Fr.) Fr.	V	*
<i>Lactarius zonarioides</i> (= <i>L. bresadolianus</i>)	Kühner & Romagn.	V	G
<i>Lactarius zonarius</i> (= <i>L. insulsus</i> ss. auct., Moser)	(Bull.) Fr.	3	3
<i>Laricifomes officinalis</i>	(Vill.: Fr.) Kotl. & Pouzar	1	1
<i>Laurilia sulcata</i>	(Burt) Pouzar	R	R
<i>Leccinum aurantiacum</i>	(Bull.) Gray	V	*
<i>Leccinum coffeatum</i>	A.H. Sm. & Thiers	R	nB
<i>Leccinum crocipodium</i> (= <i>L. nigrescens</i>)	(Letell.) Watling	3	3
<i>Leccinum duriusculum</i>	(Schulzer) Singer	2	3
<i>Leccinum piceinum</i>	Pilát & Dermek	R	R
<i>Leccinum quercinum</i>	(Pilát) E.E. Green & Watling	3	nB
<i>Leccinum roseofractum</i>	Watling	R	nB
<i>Leccinum roseotinctum</i>	Watling	R	*
<i>Leccinum versipelle</i>	(Fr. & Hök) Snell	3	*
<i>Leccinum vulpinum</i>	Watling	3	2
<i>Lentinellus auricula</i>	(Fr.) E. Ludwig	R	R
<i>Lentinellus castoreus</i>	(Fr.) Konr. & Maubl.	3	D
<i>Lentinellus flabelliformis</i>	(Bolton: Fr.) S. Ito	3	D
<i>Lentinellus micheneri</i> (= <i>L. omphalodes</i> s.str.)	(Berk. & M.A. Curtis) Pegler	G	G
<i>Lentinellus ursinus</i>	(Fr.) Kühner	3	G
<i>Lentinellus vulpinus</i>	(Sowerby: Fr.) Kühner & Maire	3	*
<i>Lentinus schaefferi</i> (= <i>L. cyathiformis</i>)	(Weinm.) Rauschert	3	3
<i>Lentinus strigosus</i> (= <i>Panus lecomtei</i>)	(Schwein.) Fr.	G	G
<i>Lentinus suavissimus</i>	Fr.	V	*

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Lentinus tigrinus</i>	(Bull.: Fr.) Fr.	V	*
<i>Lepiota alba</i>	(Bres.) Sacc.	2	nB
<i>Lepiota brunneoincarnata</i>	Chodat & C. Martín	3	*
<i>Lepiota cortinarius</i>	J.E. Lange	2	*
<i>Lepiota cristatoides</i>	Einhell.	2	R
<i>Lepiota echinacea</i> (= <i>Echinoderma echinaceum</i>)	J.E. Lange	R	*
<i>Lepiota erminea</i>	(Fr.) Gillet	2	*
<i>Lepiota fuscovinacea</i>	F.H. Møller & J.E. Lange	3	G
<i>Lepiota grangei</i>	(Eyre) Kühner	G	G
<i>Lepiota hystrix</i> (= <i>Echinoderma hystrix</i>)	F.H. Møller & J.E. Lange	R	*
<i>Lepiota ignicolor</i>	Bres.	2	3
<i>Lepiota langei</i>	Knudsen	3	G
<i>Lepiota lilacea</i>	Bres.	3	*
<i>Lepiota locquinii</i>	Bon	1	D
<i>Lepiota obscura</i> (= <i>L. griseovirens</i>)	(Bon) Bon	R	nB
<i>Lepiota ochraceofulva</i>	P.D. Orton	2	R
<i>Lepiota oreadiformis</i>	Velen.	3	2
<i>Lepiota pallida</i>	Locq. ex Bon & Candusso	1	D
<i>Lepiota parvannulata</i>	(Lasch) Gillet	1	1
<i>Lepiota psalion</i> (= <i>L. rufipes</i> sensu Krieglsteiner 1991)	Huijser & Vellinga	2	nB
<i>Lepiota pseudoasperula</i>	(Knudsen) Knudsen	3	3
<i>Lepiota pseudolilacea</i> (= <i>L. pseudohelveola</i>)	Huijsman	R	3
<i>Lepiota rufipes</i> ss. str. (non ss. Krieglsteiner 1991)	Morgan	R	nB
<i>Lepiota setulosa</i>	J.E. Lange	2	G
<i>Lepiota subalba</i>	Kühner ex P.D. Orton	2	*
<i>Lepiota subgracilis</i>	Kühner ex Wasser	2	*
<i>Lepiota subincarnata</i> (= <i>L. josserandii</i>)	J. E. Lange	2	*
<i>Lepiota tomentella</i>	J.E. Lange	R	G
<i>Lepista caespitosa</i>	(Bres.) Singer	1	R
<i>Lepista densifolia</i>	(Favre) Singer & Clemencón	2	D
<i>Lepista multiformis</i> (= <i>L. rickenii</i>)	(Romell) Gulden	1	nB
<i>Lepista panaeolus</i>	(Fr.) P. Karst.	3	V
<i>Lepista ricekii</i>	Bon	R	R
<i>Lepista saeva</i>	(Fr.) P. D. Orton	V	3

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Leptoporus mollis</i>	(Pers.: Fr.) Quél.	2	G
<i>Leucoagaricus nympharum</i> (= <i>Macrolepiota nympharum</i> = <i>Macrolepiota puellaris</i>)	(Kalchbr.) Bon	3	*
<i>Leucoagaricus wichanskyi</i>	(Pilát) Singer	R	R
<i>Leucocoprinus badhamii</i>	(Berk. & Broome) Locquin	R	*
<i>Leucocoprinus brebissonii</i>	(Godey) Locquin	R	nB
<i>Leucocoprinus cretaceus</i> (= <i>L. cretatus</i>)	(Bull.) Locq.	R	R
<i>Leucopaxillus albissimus</i> (= <i>L. paradoxus</i>)	(Peck) Singer	R	R
<i>Leucopaxillus alboalutaceus</i> (= <i>L. lentus</i> ss. <i>Einhellinger</i>)	(F.H. Møller & Jul. Schöff.) F.H. Møller	1	1
<i>Leucopaxillus compactus</i> (= <i>L. tricolor</i>)	(Fr.) Neuhoff	3	2
<i>Leucopaxillus gentianeus</i>	(Quél.) Kotl.	3	D
<i>Leucopaxillus mirabilis</i>	(Bres.) Konrad & Maubl.	1	R
<i>Leucopaxillus pinicola</i>	Favre	1	nB
<i>Leucopaxillus rhodoleucus</i>	(Romell) Kühner	R	G
<i>Limacella glioderma</i> (= <i>L. delicata</i> var. <i>glioderma</i>)	(Fr.) Maire	3	*
<i>Limacella guttata</i>	(Pers.) Konrad & Maubl.	3	V
<i>Limacella illinita</i>	(Fr.) Maire	1	2
<i>Limacella vinosorubescens</i>	Furrer-Ziogas	2	D
<i>Loreleia marchantiae</i> (= <i>Omphalina marchantiae</i>)	(Singer & Cléménçon) Redhead et al.	1	nB
<i>Loreleia postii</i> (= <i>Omphalina postii</i>)	(Fr.) Redhead et al.	1	nB
<i>Lycoperdon caudatum</i> (= <i>L. pedicellatum</i>)	J. Schröt.	2	2
<i>Lycoperdon decipiens</i>	Durieu & Mont.	1	1
<i>Lycoperdon ericaeum</i> agg. (inkl. <i>L. muscorum</i>)	Bonord.	2	3
<i>Lycoperdon lividum</i>	Pers.	V	V
<i>Lycoperdon mammiforme</i>	Pers.	V	G
<i>Lycoperdon marginatum</i>	Vittad.	1	1
<i>Lyophyllum amariusculum</i>	Cléménçon	R	nB
<i>Lyophyllum ambustum</i>	(Fr.) Singer	2	*
<i>Lyophyllum atratum</i> (= <i>Tephrocybe atrata</i>)	(L.) Singer	1	*
<i>Lyophyllum baeospermum</i>	Romagn.	2	R
<i>Lyophyllum caerulescens</i>	Cléménçon	3	3
<i>Lyophyllum cessans</i> (= <i>Tephrocybe cessans</i>)	(P. Karst.) Singer	1	R
<i>Lyophyllum confusum</i> (= <i>Tephrocybe confusa</i>)	P.D. Orton) Gulden	1	*
<i>Lyophyllum coracinum</i> (= <i>Tephrocybe coracina</i>)	(Fr.) Singer	1	R

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
Lyophyllum favrei	(R. Haller Aar. & R. Haller Suhr) R. Haller Aar. & R. Haller Suhr	R	R
Lyophyllum fragile	J. Schaeff.	0	n.B.
Lyophyllum gangraenosum (= L. leucophaeatum)	(Fr.) Gulden	3	V
Lyophyllum impexum (= Tephrocycbe impexa)	(P. Karst.) Singer	1	nB
Lyophyllum infumatum	(Bres.) Kühn.	3	3
Lyophyllum konradianum	(Maire) Konrad & Maubl.	1	1
Lyophyllum mephiticum (= Tephrocycbe mephitica)	(Fr.) Singer	1	G
Lyophyllum miserum (= Tephrocycbe misera)	(Fr.) Singer	1	nB
Lyophyllum murinum	(Batsch: Fr.) M.M. Moser	2	D
Lyophyllum oldae (= Tephrocycbe oldae)	(Svrček) Clémenton	1	R
Lyophyllum osmophora	(E.-J. Gilbert) E. Ludwig	R	nB
Lyophyllum paelochroum (L. immundum)	Clémenton	3	G
Lyophyllum putidum (= Tephrocycbe putida)	(Fr.) Singer	1	R
Lyophyllum rhopalopodium (= Tricholoma molybdinum Bull. ss. Ricken)	Clémenton	1	D
Lyophyllum semitale	(Fr.: Fr.) Kühner	2	R
Lyophyllum striipileum	(Fr.) Kalamees	R	R
Lyophyllum tenebrosum	Clémenton	R	R
Lyophyllum tomentellum	Ludwig & Kummer	R	D
Lyophyllum transforme (L. trigonospermum)	(Britzelm.) Singer	2	2
Lyophyllum tylicolor (= Tephrocycbe tylicolor)	(Fr.: Fr.) M. Lange & Sivertsen	3	nB
Macrolepiota excoriata	(Schaeff.: Fr.) Wasser	3	3
Macrolepiota olivascens	Singer & M.M. Moser	1	D
Macrotyphula tremula	Berthier	R	nB
Marasmiellus candidus	(Bolton) Singer	1	*
Marasmiellus humillimus	(Quél.) Singer	R	R
Marasmiellus primulae	Schmid-Heckel	1	nB
Marasmiellus pseudoramealis	(Hauskn. & Noordel.) Hauskn. & Noordel.	R	nB
Marasmiellus tricolor	(Alb. & Schwein.: Fr.) Singer	2	2
Marasmius anomalus	Lasch	3	3
Marasmius caricis (Gloiocephala caricis)	P. Karst.	2	R
Marasmius collinus	(Scop.: Fr.) Singer	1	D
Marasmius favrei (= M. tremulae ss. auct. europ.)	Antonín	R	D
Marasmius minutus (= M. capillipes)	Peck	3	3

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
Marasmius setosus (= M. saccharinus)	(Sowerby) Noordel.	R	D
Melanophyllum eyrei	(Masse) Singer	1	R
Melastiza greletii	Le Gal	R	nB
Melastiza scotica	Graddon	R	nB
Microglossum fuscorubens	Boud.	2	nB
Microglossum nudipes	Boud.	2	D
Microglossum olivaceum	(Pers.) Gillet	2	G
Microglossum viride	(Schrad.) Gillet	2	2
Miladina lecithina	(Cooke) Svrček	3	*
Mitrula paludosa	Fr.	V	V
Morganella subincarnata	(Peck) Kreisel & Dring	R	G
Mutinus elegans	(Mont.) E. Fisch.	R	R
Mutinus ravenellii	(Berk. & M.A. Curtis) E. Fisch.	R	nB
Mycena adonis	(Bull.: Fr.) Gray	3	V
Mycena albidolilacea	Kühner & Maire	R	R
Mycena algeriensis	Maire	R	R
Mycena atrocyanea	(Batsch: Fr.) Gillet	1	R
Mycena atropapillata	Kühner & Maire	1	nB
Mycena belliae	(Johnst.) P.D. Orton	3	G
Mycena bulbosa	(Cejp) Kühner	V	*
Mycena caliginosa	Maas Geest. & Enderle	R	nB
Mycena chlorantha	(Fr.: Fr.) P. Kumm.	G	G
Mycena clavicularis	(Fr.) Gillet	R	R
Mycena concolor	(J.E. Lange) Kühner	1	1
Mycena erubescens	Höhn.	V	*
Mycena excisa	(Lasch) P. Kumm.	R	R
Mycena floridula	(Fr.) Quél.	V	*
Mycena haushoferi	Robich, Miersch & Karasch	R	nB
Mycena laevigatoides	M. Geest.	R	nB
Mycena leptophylla (= M. roseipallens)	(Peck) Sacc.	V	3
Mycena lohwagii	Singer	R	R
Mycena longiseta	Höhn	V	R
Mycena megaspora	Kauffman	1	G
Mycena mirata	(Peck) Sacc.	V	*
Mycena olida	Bres.	V	V

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Mycena olivaceomarginata</i> (= <i>M. avenacea</i>)	(Massee) Massee	V	nB
<i>Mycena pearsoniana</i>	Dennis in Singer	R	G
<i>Mycena phaeophylla</i>	Kühner	R	nB
<i>Mycena picta</i>	(Fr.: Fr.) Harmaja	R	*
<i>Mycena plicosa</i>	(Fr.) Kumm.	R	nB
<i>Mycena pseudopicta</i>	(J.E. Lange) Kühner	3	G
<i>Mycena radiciper</i>	Kühner & Maire	1	nB
<i>Mycena simia</i>	Kühner	R	R
<i>Mycena smithiana</i>	Kühner	R	R
<i>Mycena tintinnabulum</i>	(Batsch) Quél.	V	*
<i>Mycena urania</i>	(Fr.: Fr.) Quél.	R	nB
<i>Mycena venustula</i>	Quél.	1	D
<i>Mycena winterhoffii</i>	Maas Geest.	R	D
<i>Mycena xantholeuca</i>	Kühner	1	R
<i>Mycenella bryophila</i>	(Voglino) Singer	3	V
<i>Mycenella margaritispota</i> (= <i>M. lasiosperma</i>)	(J.E. Lange) Singer	3	3
<i>Mycenella salicina</i>	(Velen.) Singer	3	*
<i>Mycenella trachyspora</i> (= <i>M. rubropunctata</i>)	(Rea) Bon in Bon & Chevassut	V	*
<i>Mycoacia nothofagi</i>	(G. Cunn.) Ryvarden	R	D
<i>Mycorrhaphium pusillum</i> (= <i>Mycoleptodonoides pusilla</i>)	(Brot.: Fr.) Maas Geest.	R	R
<i>Naucoria bohémica</i>	Velen.	3	*
<i>Naucoria cedriolens</i>	Bresinsky & Schmid-Heckel	3	D
<i>Naucoria salicis</i> (= <i>N. langei</i>)	P.D. Orton	3	G
<i>Naucoria sphagneti</i>	P.D. Orton	1	R
<i>Naucoria striatula</i> (= <i>A. paludosa</i>)	P.D. Orton	G	G
<i>Naucoria suavis</i>	Bres.	1	R
<i>Naucoria submelinoides</i>	(Kühner) Maire	2	G
<i>Oligoporus balsameus</i> (= <i>Postia balsamea</i>)	(Peck) Gilb. & Ryvarden	G	G
<i>Oligoporus floriformis</i> (= <i>Postia floriformis</i> = <i>Tyromyces floriformis</i>)	(Quél.) Gilb. & Ryvarden	G	G
<i>Oligoporus folliculocystidiatus</i>	Kotl. & Vampola	R	R
<i>Oligoporus fragilis</i> (= <i>Postia fragilis</i>)	(Fr.) Gilb. & Ryvarden	V	*
<i>Oligoporus hibernica</i> (= <i>Postia hibernica</i>)	(Berk. & Broome) Gilb. & Ryvarden	R	nB
<i>Oligoporus obductus</i> (= <i>Osteina obducta</i>)	(Berk.) Donk	R	R

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Oligoporus placenta</i> (= <i>Postia placenta</i>)	(Fr.) Gilb. & Ryvarden	R	R
<i>Oligoporus simani</i> (= <i>Postia simanii</i>)	(Pilát) Berniccia	1	nB
<i>Oligoporus undosus</i> (= <i>Postia undosa</i>)	(Peck) Gilb. & Ryvarden	2	R
<i>Omphaliaster asterosporus</i> (= <i>Hygroaster a.</i>)	(J.E. Lange) Lamoure	3	*
<i>Omphaliaster borealis</i> (= <i>Hygroaster borealis</i>)	(M. Lange & Skifte) Lamoure	1	1
<i>Omphalina acerosa</i> (= <i>Arrhenia a.</i>)	(Fr.) M. Lange	3	G
<i>Omphalina albominutella</i>	E. Ludwig	R	nB
<i>Omphalina cyanophylla</i> (= <i>Chromosera c.</i>)	(Fr.) Quél.	1	R
<i>Omphalina cyathella</i> (<i>Gerronema c.</i>)	J. Favre & Schweers ex Kuyper	R	R
<i>Omphalina demissa</i>	(Fr.: Fr.) Quél.	1	R
<i>Omphalina galericolor</i>	(Romagn.) M.M. Moser	R	D
<i>Omphalina gerardiana</i> (= <i>O. sphagnicola</i>)	(Peck) Singer	3	2
<i>Omphalina griseopallida</i>	(Desm.) Quél.	3	nB
<i>Omphalina mutila</i> (= <i>Clitocybe josserandii</i>)	(Fr.) P.D. Orton	1	nB
<i>Omphalina obatra</i>	(J. Favre) P.D. Orton	R	R
<i>Omphalina obscurata</i>	Kühner ex. D.A. Reid	2	2
<i>Omphalina oniscus</i>	(Fr.: Fr.) Quél.	3	2
<i>Omphalina philonotis</i>	(Lasch) Quél.	1	1
<i>Omphalina pyxidata</i>	(Pers.: Fr.) Quél.	3	V
<i>Omphalina rickenii</i> (<i>Phaeotellus r.</i>)	Singer ex Hora	2	nB
<i>Omphalina rivulicola</i>	(J. Favre) Lamoure	R	D
<i>Omphalina rustica</i>	(Fr.) Quél.	2	nB
<i>Omphalina subhepatica</i> (= <i>O. hepatica</i>)	(Batsch) Murrill	1	D
<i>Omphalina velutipes</i>	P.D. Orton	R	nB
<i>Omphalotus illudens</i> (= <i>O. olearius</i>)	(Schwein.) Bresinsky & Besl	1	G
<i>Onnia leporina</i> (= <i>Inonotus leporinus</i>)	(Fr.) H. Jahn	2	R
<i>Onnia triquetra</i> (= <i>Inonotus triqueter</i>)	(Fr.) Imazeki	3	G
<i>Onygena equina</i>	(Willd.) Pers.	G	G
<i>Ossicaulis lignatilis</i> (= <i>Clitocybe lignatilis</i>)	(Pers.: Fr.) Redhead & Ginns	2	*
<i>Otidea apophysata</i>	(Cooke & W. Phillips) Sacc.	2	2
<i>Otidea cantharella</i> (= <i>Flavoscypha cantharella</i>)	(Fr.) Harmaja	2	1
<i>Otidea phlebophora</i> (= <i>Flavoscypha phlebophora</i>)	(Berk. & Broome) Harmaja	R	R
<i>Otidea propinquata</i>	(P. Karst.) Harmaja	R	nB
<i>Panaeolus guttulatus</i>	Bres.	2	nB

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Panaeolus leucophanes</i>	(Berk. & Broome) Sacc. ss. Ricken	1	R
<i>Panaeolus reticulatus</i> (= <i>P. uliginosus</i>)	Overh.	2	2
<i>Panellus ringens</i>	(Fr.) Romagn.	R	R
<i>Paxillus obscurusporus</i>	C. Hahn	R	R
<i>Peniophora lilacea</i>	Bourdot & Galzin	2	R
<i>Peniophora piceae</i>	(Pers.) J. Erikss.	R	2
<i>Perenniporia fraxinea</i>	(Bull.: Fr.) Ryvarden	R	V
<i>Peziza apiculata</i>	Cooke	R	R
<i>Peziza buxea</i>	Quél.	R	R
<i>Peziza irina</i>	Quél.	R	nB
<i>Peziza lividula</i>	Phill.	R	nB
<i>Peziza martinii</i>	Donadini	R	R
<i>Peziza nivalis</i>	(R. Heim & L. Remy) M.M. Moser	R	R
<i>Peziza obtusapiculata</i>	J. Moravec	R	*
<i>Peziza paludicola</i>	(Boud.) Sacc. & Traverso	1	1
<i>Peziza perdicina</i>	(Velen.) Svrček	R	R
<i>Peziza petersii</i>	Berk.	R	*
<i>Peziza saniosa</i>	Schrad.	3	G
<i>Peziza subisabellina</i>	(Le Gal) Donadini	3	*
<i>Peziza subretincola</i>	Svrček	R	R
<i>Peziza udicola</i>	Svrček	R	D
<i>Peziza vacinii</i>	(Velen.) Svrček	1	1
<i>Phaeocollybia arduennensis</i>	Bon	2	G
<i>Phaeocollybia christinae</i>	(Fr.) R. Heim	3	2
<i>Phaeocollybia cidaris</i>	(Fr.) Romagn.	R	R
<i>Phaeocollybia festiva</i>	(Fr.) R. Heim	3	G
<i>Phaeocollybia jennyae</i>	(P. Karst.) Romagn.	3	G
<i>Phaeocollybia lugubris</i>	(Fr.: Fr.) R. Heim	3	*
<i>Phaeogalera medullosa</i> (= <i>Psilocybe silvatica</i>)	(Bres.) M.M. Moser	R	R
<i>Phaeogalera stagnina</i> (<i>Galerina stagnina</i>)	(Fr.: Fr.) Pegler & T.W.K. Young	1	2
<i>Phaeogalera zetlandica</i>	(P.D. Orton) Pegler & T.W.K. Young	1	R
<i>Phaeomarasmius rimulincola</i>	(Rabenh.) P.D. Orton	R	R
<i>Phallogaster saccatus</i>	Morgan	R	R

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Phellinus chrysoloma</i>	(Fr.) Donk	3	*
<i>Phellinus cinereus</i> (= <i>Phellinus igniarius</i> var. <i>cinereus</i>)	Rick	R	R
<i>Phellinus hartigii</i>	(Allesch. & Schnabl) Pat.	V	V
<i>Phellinus hippophaecola</i>	H. Jahn	V	V
<i>Phellinus laevigatus</i>	(Fr.) Bourdot & Galzin	3	3
<i>Phellinus lundellii</i>	Niemelä	2	R
<i>Phellinus nigrolimitatus</i>	(Romell) Bourdot & Galzin	2	R
<i>Phellinus pini</i>	(Thore: Fr.) A. Ames	2	*
<i>Phellinus populicola</i>	Niemelä	1	R
<i>Phellinus pouzarii</i>	Kotlaba	R	R
<i>Phellinus rhamni</i>	(Bondartseva) H. Jahn	2	G
<i>Phellinus tremulae</i>	(Bondartsev) Bondartsev & Borissov	V	G
<i>Phellinus viticola</i>	(Schwein.) Donk	3	G
<i>Phellodon confluens</i>	(Pers.) Pouzar	1	G
<i>Phellodon melaleucus</i> (= <i>P. connatus</i>)	(Sw.: Fr.) P. Karst.	1	1
<i>Phellodon niger</i>	(Fr.: Fr.) P. Karst.	3	3
<i>Phellodon tomentosus</i>	(L.: Fr.) Banker	2	2
<i>Phlebia centrifuga</i>	P. Karst.	1	nB
<i>Phleogena faginea</i>	(Fr.) Link	2	2
<i>Pholiota conissans</i>	(Fr.) M.M. Moser	3	*
<i>Pholiota elegans</i>	Jacobsson	R	nB
<i>Pholiota henningsii</i>	(Bres.) P.D. Orton	1	2
<i>Pholiota heteroclita</i>	(Fr.: Fr.) Quél.	2	G
<i>Pholiota mixta</i>	(Fr.) Kuyper & Tjall.-Beuk.	2	*
<i>Pholiota scamba</i>	(Fr.: Fr.) M.M. Moser	3	*
<i>Pholiota squarrosoides</i>	(Peck) Sacc.	3	D
<i>Pholiota subochracea</i> (= <i>P. nematolomoides</i>)	(A.H. Sm.) A.H. Sm. & Hesler	G	G
<i>Pholiotina aberrans</i>	(Kühner) Singer	R	D
<i>Pholiotina brunnea</i> (= <i>Conocybe intermedia</i>)	(J.E. Lange & Kühner) Singer	V	*
<i>Pholiotina coprophila</i> (= <i>Conocybe corophila</i>)	(Kühner) Singer	R	D
<i>Pholiotina cyanopus</i> (= <i>Conocybe cyanopus</i>)	(G.F. Atk.) Singer	R	R
<i>Pholiotina dentatomarginata</i> (= <i>Conocybe dentatomarginata</i>)	(Watling) Enderle	R	D
<i>Pholiotina exannulata</i> (= <i>Conocybe exannulata</i>)	(Kühner & Watling) Courtec.	R	R

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Pholiotina filaris</i>	(Fr.) Singer	3	G
<i>Pholiotina hadrocystis</i> (= <i>Conocybe hadrocystis</i>)	(Kits van Wav.) Courtec.	1	D
<i>Pholiotina parvula</i> (= <i>Conocybe parvula</i>)	(Døssing & Watling) Bon	R	D
<i>Pholiotina striipes</i>	(Cooke) M.M. Moser	3	V
<i>Pholiotina sulcata</i> (= <i>Conocybe plicatella</i>)	Arnolds & Hauskn.	R	D
<i>Pholiotina teneroides</i> (= <i>Conocybe teneroides</i>)	(J.E. Lange) Singer	R	*
<i>Pholiotina utricystidiata</i>	Enderle & Hübner	R	nB
<i>Pithya vulgaris</i>	Fuckel	R	2
<i>Plectania melastoma</i>	(Sowerby) Fuckel	1	G
<i>Pleurotus calyptratus</i>	(Lindblad) Sacc.	2	*
<i>Pleurotus eryngii</i>	(DC.: Fr.) Gillet	0	1
<i>Plicaria endocarpoides</i>	(Berk.) Rifai	3	nB
<i>Plicaria trachycarpa</i> (= <i>Peziza trachycarpa</i>)	(Currey) Boud.	R	G
<i>Pluteus cyanopus</i>	Quéf.	1	R
<i>Pluteus diettrichii</i>	Bres.	3	*
<i>Pluteus inquilinus</i>	Romagn.	2	*
<i>Pluteus insidiosus</i>	Vellinga & Schreurs	R	nB
<i>Pluteus leoninus</i>	(Schaeff.: Fr.) Kumm.	V	nB
<i>Pluteus luctuosus</i>	Boud.	V	V
<i>Pluteus pellitus</i>	(Pers.: Fr.) P. Kumm.	2	*
<i>Pluteus petasatus</i>	(Fr.) Gillet	2	V
<i>Pluteus poliocnemis</i>	Kühner	1	R
<i>Pluteus pseudorobertii</i>	M.M. Moser & Stangl	1	R
<i>Pluteus pusillulus</i>	Romagn.	R	R
<i>Pluteus subatratus</i>	J. Favre	R	nB
<i>Pluteus umbrosus</i>	(Pers.: Fr.) P. Kumm.	2	V
<i>Polyporus arcularius</i>	(Batsch: Fr.) Fr.	3	*
<i>Polyporus umbellatus</i>	(Pers.: Fr.) Fr.	3	V
<i>Poronia punctata</i>	(L.: Fr.) Fr.	0	1
<i>Porpoloma metapodium</i>	(Fr.) Singer	1	1
<i>Porpoloma pes-caprae</i>	(Fr.) Singer	1	1
<i>Protodontia piceicola</i>	(Kühner ex Bourdot) Martin	R	nB
<i>Psathyrella almeriensis</i>	Kits van Wav.	R	D
<i>Psathyrella badiophylla</i>	(Romagn.) Park.-Rhodes	3	nB
<i>Psathyrella bifrons</i>	(Berk.) A. H. Sm.	R	nB
<i>Psathyrella bipellis</i>	(Quéf.) A. H. Sm.	R	nB

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Psathyrella caput-medusae</i>	(Fr.) Konrad & Maubl.	3	V
<i>Psathyrella cernua</i>	(Vahl: Fr.) G. Hirsch	V	D
<i>Psathyrella clivensis</i>	(Berk. & Broome) P.D. Orton	V	G
<i>Psathyrella dicrani</i>	(A.E. Jansen) Kits van Wav.	R	D
<i>Psathyrella flexispora</i>	Wallace & Orton	1	R
<i>Psathyrella friesii</i> (= <i>P. fibrillosa</i>)	Kits van Wav.	2	nB
<i>Psathyrella leucotephra</i>	(Berk. & Broome) P.D. Orton	3	3
<i>Psathyrella longicauda</i>	Karst.	R	nB
<i>Psathyrella lutensis</i>	(Romagn.) Bon	R	V
<i>Psathyrella maculata</i>	(C.S. Parker) A.H. Sm.	3	3
<i>Psathyrella melanthina</i>	(Fr.) Kits van Wav.	R	G
<i>Psathyrella narcotica</i>	Kits van Wav.	R	R
<i>Psathyrella noli-tangere</i>	(Fr.) A. Pearson & Dennis	G	G
<i>Psathyrella ochracea</i>	(Romagn.) Kits van Wav.	R	D
<i>Psathyrella orbicularis</i>	(Romagn.) Kits van Wav.	2	D
<i>Psathyrella pervelata</i>	Kits van Wav.	R	R
<i>Psathyrella pseudocasca</i>	(Romagn.) Kits van Wav.	3	G
<i>Psathyrella sacchariolens</i>	Enderle	R	nB
<i>Psathyrella scotospora</i>	(Romagn.) Bon	R	D
<i>Psathyrella sphagnicola</i>	(Maire) J. Favre	1	1
<i>Psathyrella spintrigeroides</i>	P.D. Orton	R	R
<i>Pseudobaeospora celluloderma</i>	Bas	R	D
<i>Pseudobaeospora dichroa</i>	Bas	R	nB
<i>Pseudobaeospora pillodii</i>	(Quél.) Wasser	R	R
<i>Pseudobaeospora pyrifera</i>	Bas & L.G. Krieglst.	R	nB
<i>Pseudocraterellus cinereus</i>	(Pers.: Fr.) Kalamees	V	3
<i>Pseudocraterellus sinuosus</i> (= <i>Cantharellus sinuosus</i> = <i>Pseudocraterellus undulatus</i>)	(Fr.) Corner	V	V
<i>Pseudomerulius aureus</i>	(Fr.: Fr.) Jülich	V	*
<i>Pseudoomphalina compressipes</i>	(Peck) Singer	2	*
<i>Pseudoomphalina kalchbrenneri</i>	(Bres.) Singer	R	D
<i>Pseudoplectania sphagnophila</i>	(Pers.) Kreisel	1	nB
<i>Pseudoplectania vogesiaca</i>	(Pers.) Seaver	2	2
<i>Pseudorhizina sphaerospora</i>	(Peck) Pouzar	R	nB
<i>Psilocybe horizontalis</i> (= <i>Melanotus h.</i>)	(Bull.) Vellinga & Noordel.	R	D

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Psilocybe merdaria</i>	(Fr.: Fr.) Ricken	1	V
<i>Psilocybe paupera</i>	Singer	1	2
<i>Psilocybe schoeneti</i>	Bresinsky	2	1
<i>Psilocybe subviscida</i>	(Peck) Kauffman	3	R
<i>Psilocybe turficola</i> (= <i>P. atrobrunnea</i>)	J. Favre	1	G
<i>Psilocybe velifera</i>	(J. Favre) Singer	R	R
<i>Psilocybe xeroderma</i>	Huijsman	1	D
<i>Psilopezia nummularia</i>	Berk.	2	D
<i>Ptychoverpa bohemica</i>	(Fr.) Paden	3	3
<i>Ramaria albidoflava</i>	Schild	R	nB
<i>Ramaria aurea</i>	(Schaeff. : Fr.) Quel.	3	D
<i>Ramaria botrytis</i>	(Pers. : Fr.) Bourd.	3	2
<i>Ramaria broomei</i>	(Cott. & Wakef.) Petersen	2	1
<i>Ramaria brunneicontusa</i>	R.H. Petersen	R	D
<i>Ramaria decurrens</i>	(Pers.) R.H. Petersen	R	R
<i>Ramaria dolomitica</i>	Franci & Marchetti	R	nB
<i>Ramaria fagetorum</i>	Maas Geest. ex Schild	3	R
<i>Ramaria fennica</i>	(P. Karst.) Ricken	3	G
<i>Ramaria flavobrunnescens</i>	(Atk.) Corner	3	R
<i>Ramaria flavoides</i>	Schild	V	D
<i>Ramaria flavosalmonicolor</i>	Schild	3	nB
<i>Ramaria fumigata</i>	(Peck) Corner	3	nB
<i>Ramaria helodes</i>	Christan & Bauer	R	nB
<i>Ramaria ignicolor</i>	Corner	V	R
<i>Ramaria longispora</i>	Marr & Stuntz	V	D
<i>Ramaria roellinii</i>	Schild	R	R
<i>Ramaria rubrievanescens</i>	Marr & Stuntz	R	D
<i>Ramaria rubripermanens</i>	Marr & Stuntz	G	D
<i>Ramaria rufescens</i>	(Schaeff. : Fr.) Corner	2	D
<i>Ramaria schildii</i>	R.H. Petersen	3	D
<i>Ramaria subbotrytis</i>	(Coker) Corner	3	D
<i>Ramaria subdecurrens</i>	(Coker) Corner	R	D
<i>Ramaria subtilis</i> ss. Schild (= <i>R. subtilis</i> var. <i>crassisporea</i> ss. Christan)	(Coker) Schild comb. III.	R	D
<i>Ramaria suecica</i>	(Fr.) Donk	R	nB
<i>Ramaria testaceoflava</i>	(Bres.) Corner	V	R

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
Ramariopsis crocea	(Pers.: Fr.) Corner	2	G
Ramariopsis kunzei	(Fr.) Corner	2	G
Ramariopsis pulchella (= R. bizzozeriana)	(Boud.) Corner	2	G
Ramariopsis tenuicula	(Bourdot & Galzin) R.H. Petersen	2	R
Ramariopsis tenuiramosa	Corner	2	G
Resupinatus kavinii	(Pilát) M.M. Moser	R	nB
Rhodocollybia filamentosa	(Vel.) Antonín	R	nB
Rhodocollybia fodiens	(Kalchbr.) Antonín & Noordel.	1	D
Rhodocybe caelata	(Fr.) Maire	3	3
Rhodocybe dubia	J. Favre	1	nB
Rhodocybe fallax	(Quél.) Singer	2	2
Rhodocybe hirneola	(Fr.: Fr.) P.D. Orton	2	G
Rhodocybe melleopallens	P.D. Orton	R	R
Rhodocybe obscura	(Pilát) M.M. Moser	1	D
Rhodocybe parilis	(Fr.: Fr.) Sing.	2	nB
Rhodocybe popinalis	(Fr.: Fr.) Singer	3	V
Rhodocybe stangliana	(Bresinsky & Pfaff) Riousset & Joss.	1	R
Rhytisma andromedae	(Pers.) Fr.	V	R
Rigidoporus crocatus	(Pat.) Ryvarden	1	1
Ripartites albidoincarnata	(Britzelm.) Konrad & Maubl.	0	R
Ripartites krieglsteineri	Enderle & Bon	1	D
Russula acrifolia	Romagn.	3	V
Russula adulterina	Fr.	3	nB
Russula adusta	(Pers.) Fr.	V	V
Russula albonigra	(Krombh.) Fr.	3	V
Russula alnetorum (= R. pumila)	Romagn.	3	V
Russula alutacea	(Fr.) Fr.	2	2
Russula amarissima	Romagn. & E.-J. Gilbert	R	R
Russula amoena	Quél.	R	V
Russula amoenoides	Romagn.	R	nB
Russula amoenolens	Romagn.	3	nB
Russula anatina	Romagn.	2	2
Russula anthracina	Romagn.	3	V
Russula aquosa	Leclair	2	3

Artnamen und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Russula atroglauc</i> a	Einhell.	2	D
<i>Russula aurantiaca</i>	(Jul. Schaeff.) Romagn.	1	2
<i>Russula aurea</i>	Pers.	3	V
<i>Russula azurea</i>	Bres.	3	V
<i>Russula brunneoviolacea</i>	Crawshay	3	3
<i>Russula carpini</i>	R. Girard & Heinem.	3	G
<i>Russula cavipes</i>	Britzelm.	3	*
<i>Russula cessans</i>	A. Pearson	3	*
<i>Russula clariana</i>	R. Heim ex Kuyper & Vuure	2	*
<i>Russula clavipes</i>	Velen.	R	nB
<i>Russula columbicolor</i>	Jurkeit & Herches	R	nB
<i>Russula consobrina</i>	(Fr.) Fr.	2	1
<i>Russula cremeoavellanea</i>	Singer	1	R
<i>Russula cuprea</i>	(Krombh.) J.E. Lange	3	3
<i>Russula curtipes</i>	F.H. Møller & Jul. Schäff.	2	3
<i>Russula decipiens</i>	(Singer) Svrček	2	2
<i>Russula densissima</i>	J. Schäff. ex Romagn.	R	nB
<i>Russula emeticicolor</i>	(Jul. Schäff.) Singer	R	2
<i>Russula faginea</i>	Romagn.	3	nB
<i>Russula farinipes</i>	Romell	3	G
<i>Russula faustiana</i> (= <i>R. galochroa</i> ss. auct.)	Sarnari	2	D
<i>Russula favrei</i>	M.M. Moser	R	D
<i>Russula font-queri</i>	Singer	R	R
<i>Russula fragrantissima</i>	Romagn.	1	1
<i>Russula globispora</i>	(J. Blum) Bon	2	D
<i>Russula gracillima</i>	Jul. Schäff.	2	2
<i>Russula grisea</i>	(Batsch) Fr.	3	V
<i>Russula grisescens</i> (= <i>R. sphagnetorum</i>)	(Bon & Gaugué) Marti	3	3
<i>Russula helodes</i>	Melzer	1	1
<i>Russula heterophylla</i>	(Fr.) Fr.	V	V
<i>Russula illota</i>	Romagn.	V	V
<i>Russula incarnata</i>	Quél.	1	R
<i>Russula innocua</i> (= <i>R. smaragdina</i>)	(Singer) Romagn. ex Bon	1	1
<i>Russula insignis</i>	Quél.	V	V
<i>Russula intermedia</i> (= <i>R. lundellii</i>)	P. Karst.	3	2
<i>Russula ionochlora</i>	Romagn.	3	nB

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Russula laeta</i> (= <i>R. borealis</i>)	Moeller & Jul. Schäff.	2	2
<i>Russula laricina</i>	Velen.	3	*
<i>Russula laurocerasi</i> (= <i>R. grata</i>)	Melzer	3	nB
<i>Russula lepidicolor</i>	Romagn.	1	R
<i>Russula lilacea</i> (= <i>R. carnicolor</i>)	Quél.	2	3
<i>Russula luteotacta</i>	Rea	2	nB
<i>Russula luteoviridans</i>	C. Martín	1	D
<i>Russula medullata</i>	Romagn.	2	3
<i>Russula melitodes</i>	Romagn.	1	1
<i>Russula melliolens</i>	Quél.	2	3
<i>Russula melzeri</i>	Zvára	1	2
<i>Russula minutula</i>	Velen.	G	G
<i>Russula ochracea</i>	(Alb. & Schwein.) Fr.	R	nB
<i>Russula pallidospora</i> (= <i>R. pseudodelica</i>)	J. Blum ex Romagn.	1	1
<i>Russula parazurea</i>	J. Schäffer	V	nB
<i>Russula pascua</i>	(Moeller & J. Schäffer) Kühner	R	nB
<i>Russula pectinata</i>	(Bull.) Fr.	3	2
<i>Russula pelargonica</i>	Niolle	3	G
<i>Russula persicina</i> (= <i>R. intactior</i>)	Krombh.	2	G
<i>Russula postiana</i> (= <i>R. olivascens</i> ss. auct.)	Romell	3	2
<i>Russula pseudoaeruginea</i>	(Romagn.) Kuyper & Vuure	R	D
<i>Russula pseudointegra</i>	Arnould & Goris ex Maire	2	V
<i>Russula puellula</i>	Ebbesen, F.H. Møller & Jul. Schäff.	2	G
<i>Russula raoultii</i>	Quél.	3	G
<i>Russula rhodella</i>	E.-J. Gilbert	1	D
<i>Russula rhodopus</i>	Zvára	3	nB
<i>Russula roberti</i>	J. Blum	R	nB
<i>Russula roseipes</i>	Secr. ex Bres.	2	D
<i>Russula rubra</i> (= <i>R. pungens</i>)	(Fr.) Fr.	2	2
<i>Russula rubroalba</i>	(Singer) Romagn.	R	R
<i>Russula rutila</i>	Romagn.	1	2
<i>Russula saliceticola</i>	(Singer) Kühner ex Knudsen & T. Borgen	R	R
<i>Russula sericatula</i>	Romagn.	2	2
<i>Russula solaris</i>	Ferd. & Winge	2	V

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
Russula sororia	Fr.	2	3
Russula stenotricha	Romagn.	R	nB
Russula subfoetens	Wm.G. Sm.	3	*
Russula subterfurcata	Romagn.	2	2
Russula torulosa	Bres.	3	3
Russula urens	Romell in Jul. Schäff.	2	nB
Russula variegatula	Romagn. ex Bon	R	D
Russula velenovskyi	Melzer & Zvára	3	*
Russula versatilis	Romagn.	1	nB
Russula veterinosa	Fr. emend. Jul. Schäff.	2	V
Russula vinosobrunnea	(Bres.) Romagn.	2	2
Russula vinosopurpurea	Jul. Schäff.	2	nB
Russula virescens	(Schaeff.) Fr.	3	*
Russula zvarae	Velen.	1	2
Sarcodon fulgineoviolaceus	(Kalchbr.) Pat.	1	1
Sarcodon glaucopus	Maas Geest. & Nannf.	R	nB
Sarcodon imbricatus	(L.: Fr.) P. Karst.	V	2
Sarcodon leucopus	(Pers.) Maas Geest. & Nannf.	1	1
Sarcodon martioflavus	(Snell, K.A. Harrison & H.A.C. Jacks.) Maas Geest.	1	1
Sarcodon scabrosus	(Fr.) P. Karst.	1	2
Sarcodon squamosus (= Hydnum squamosum = Sarcodon imbricatus ss. auct. p.p.)	(Schaeff.) Quél.	2	nB
Sarcodon versipellis	(Fr.) Nikol.	1	1
Sarcodontia crocea	(Schwein.: Fr.) Kotl.	2	3
Sarcoscypha coccinea	(Jacq.) Sacc.	3	3
Sarcoscypha jurana	(Boud.) Baral	3	V
Sarcosoma globosum	(Schmidel) Rehm	0	0
Schizopora bresinskyi	Langer	R	D
Scleroderma cepa	Pers.	R	G
Sericeomyces sericatellus	(Malençon) Bon	R	nB
Sericeomyces sericifer	(Locq.) Døssing	R	G
Simocybe reducta	(Fr.) P. Karst.	R	R
Simocybe sumptuosa	(P.D. Orton) Singer	3	*
Sistotrema confluens	Pers.: Fr.	2	2

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Skeletocutis alutacea</i>	(J. Lowe) Jean Keller	1	R
<i>Skeletocutis kuehneri</i>	A. David	R	nB
<i>Skeletocutis stellae</i>	(Pilát) Jean Keller	1	nB
<i>Skeletocutis subincarnata</i>	(Peck) Jean Keller	R	nB
<i>Sowerbyella densireticulata</i>	J. Moravec	R	R
<i>Sowerbyella fagicola</i>	J. Moravec	R	D
<i>Sowerbyella imperialis</i> (= <i>S. unicolor</i>)	(Peck) Korf	G	G
<i>Sowerbyella radiculata</i>	(Sow.: Fr.) Nannf.	2	2
<i>Sowerbyella rhenana</i> (= <i>Aleuria rhenana</i>)	(Fuckel) Moravec	R	R
<i>Sparassis spathulata</i> (= <i>Sparassis brevipes</i>)	(Schwein.) Fr.	V	G
<i>Spathularia flavida</i>	Pers.	3	3
<i>Spathularia rufa</i> (= <i>S. neesii</i>)	Swartz	1	1
<i>Spongipellis pachyodon</i>	(Pers.) Kotl. & Pouzar	2	G
<i>Spongipellis spumeus</i>	(Sowerby: Fr.) Pat.	2	*
<i>Spooneromyces laeticolor</i>	(P. Karst.) T. Schumach. & J. Moravec	R	R
<i>Squamanita odorata</i>	(Cool) Bas	R	nB
<i>Squamanita paradoxa</i>	(A.H. Sm. & Singer) Bas	R	R
<i>Squamanita schreieri</i>	Imbach	1	1
<i>Steccherinum oreophilum</i>	Lindsey & Gilbertson	G	nB
<i>Steccherinum subcrinale</i>	(Peck) Ryvarden	R	R
<i>Stereopsis vitellina</i> (= <i>Thelephora vitellina</i> = <i>Cotylidia vitellina</i>)	(Plowr.) D.A. Reid	1	R
<i>Stromatoscypha fimbriata</i>	(Pers.) Donk	2	*
<i>Stropharia albocrenulata</i> (<i>Pholiota albocrenulata</i>)	(Peck) Kreisel	1	R
<i>Stropharia albonitens</i> (= <i>Psilocybe albonitens</i>)	(Fr.) P. Karst.	3	*
<i>Stropharia inuncta</i>	(Fr.) Quél.	3	*
<i>Stropharia luteonitens</i>	(Vahl: Fr.) Quél.	3	G
<i>Stropharia melanosperma</i>	(Bull.: Fr.) Gill.	3	D
<i>Stropharia pseudocyanea</i> (= <i>S. albocyanea</i> = <i>Psilocybe pseudocyanea</i>)	(Desm.: Fr.) Morgan	3	nB
<i>Suillus bresadolae</i>	(Quél.) Gerhold	R	R
<i>Suillus flavidus</i>	(Fr.: Fr.) C. Presl	1	G
<i>Suillus plorans</i>	(Rolland) Kuntze	R	R
<i>Suillus sibiricus</i> subsp. <i>helveticus</i>	Singer	R	R
<i>Suilus variegatus</i>	(Sw.: Fr.) Richon & Roze	V	*

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Syzygospora tumefaciens</i>	(Ginns & Sunhede) Ginns	R	D
<i>Tectella patellaris</i> (= <i>Panellus patellaris</i>)	(Fr.) Murrill	R	1
<i>Terana caerulea</i> (<i>Pulcherricium caeruleum</i>)	(Lam.) Kuntze	R	*
<i>Thelephora atrocitrina</i>	Quél.	R	D
<i>Thelephora penicillata</i>	Pers.) Fr.: Fr.	3	*
<i>Trametes cervina</i>	(Schwein.) Bres.	R	R
<i>Tremellodendropsis tuberosa</i>	(Grev.) D.A. Crawford	R	nB
<i>Trichoglossum hirsutum</i>	(Pers.) Boud.	G	G
<i>Trichoglossum walteri</i>	(Berk.) E.J. Durand	1	1
<i>Tricholoma acerbum</i>	(Bull.: Fr.) Quél.	1	3
<i>Tricholoma aestuans</i>	(Fr.) Gillet	1	2
<i>Tricholoma albobrunneum</i>	(Pers.: Fr.) P. Kumm.	V	3
<i>Tricholoma apium</i> (= <i>T. luteovirens</i>)	Jul. Schäff.	1	2
<i>Tricholoma aurantium</i>	(Schaeff.: Fr.) Ricken	2	V
<i>Tricholoma caligatum</i>	(Viv.) Ricken	1	nB
<i>Tricholoma colossus</i>	(Fr.) Quél.	2	2
<i>Tricholoma equestre</i>	(L.: Fr.) P. Kumm.	V	V
<i>Tricholoma focale</i>	(Fr.) Ricken	2	3
<i>Tricholoma gausapatum</i>	(Fr.) Quél.	3	2
<i>Tricholoma hordum</i>	(Fr.) Quél.	1	R
<i>Tricholoma inodermeum</i>	(Fr.) Gillet	1	D
<i>Tricholoma joachimii</i> (= <i>Tr. fucatum</i> ss. Joachim, Gillet)	Bon & A. Riva	2	D
<i>Tricholoma luridum</i>	(Schaeff.) P. Kumm.	1	R
<i>Tricholoma orirubens</i>	Quél.	V	*
<i>Tricholoma pardalotum</i> (= <i>T. tigrinum</i>)	Herink & Kotl.	V	V
<i>Tricholoma pessundatum</i>	(Fr.: Fr.) Quél.	3	3
<i>Tricholoma populinum</i>	J.E. Lange	2	V
<i>Tricholoma portentosum</i>	(Fr.: Fr.) Quél.	V	2
<i>Tricholoma sejunctum</i>	(Sowerby: Fr.) Quél.	V	V
<i>Tricholoma stans</i>	(Fr.) Sacc.	2	G
<i>Tricholoma subglobisporum</i>	Bon	1	nB
<i>Tricholoma sudum</i>	(Fr.) Quél.	1	R
<i>Tricholoma sulphurescens</i>	Bres.	2	G
<i>Tricholoma triste</i>	(Scop.) Quél.	1	D
<i>Tricholoma umbonatum</i>	(J.E. Lange) Cléménçon & Bon	R	R

Artname und Synonyme	Autor	RLB 2009	RLD 2009 ¹
<i>Tricholoma ustaloides</i>	Romagn.	V	3
<i>Trichophaea velenovskyi</i>	(Vacek) Häffner & Christan	R	R
<i>Tubaria albostipitata</i>	D.A. Reid	R	D
<i>Tubaria confragosa</i>	(Fr.) Harmaja	R	G
<i>Tubaria minima</i>	J.E. Lange	R	nB
<i>Tubaria pallidispora</i>	J.E. Lange	G	*
<i>Tulostoma fimbriatum</i>	Fr.	3	3
<i>Typhula abietina</i>	(Fuckel) Corner	R	nB
<i>Typhula todei</i> (= <i>T. athyrii</i>)	(Fr.: Fr.) Fr.	R	nB
<i>Typhula villosa</i>	(Schum.: Fr.) Fr.	R	nB
<i>Tyromyces chioneus</i>	(Fr.) P. Karst.	V	*
<i>Tyromyces kmetii</i>	(Bres.) Bondartsev & Singer	R	R
<i>Tyromyces wynnei</i> (= <i>Heteroporus wynnei</i>)	(Berk. & Broome) Donk	V	*
<i>Verpa conica</i>	(O.F. Müll.) Swartz	V	G
<i>Vibrissea catarhyta</i>	(Kirschst.) Baral	R	nB
<i>Vibrissea decolorans</i>	(Saut.) Sanchez & Korf	V	V
<i>Vibrissea filispora</i>	(Bonord.) Korf & Sanchez	2	2
<i>Vibrissea truncorum</i>	(Alb. & Schw.) Fr.	3	nB
<i>Volvariella cinerascens</i>	(Bres.) M.M. Moser	1	D
<i>Volvariella media</i>	(Schumach.: Fr.) Singer	1	D
<i>Volvariella strangulata</i>	Romagn.	R	nB
<i>Volvariella surrecta</i>	(Knapp) Singer	G	*
<i>Volvariella volvacea</i>	(Bull.: Fr.) Singer	1	*
<i>Xerocomus armeniacus</i>	(Quél.) Quél.	2	*
<i>Xerocomus moravicus</i>	(Vacek) Herink	R	G
<i>Xerocomus parasiticus</i> (= <i>Pseudoboletus parasiticus</i>)	(Bull.: Fr.) Quél.	3	nB
<i>Xerocomus spadiceomaculans</i>	H. Engel & W. Härtl	R	D
<i>Xeromphalina brunneola</i>	O.K. Mill.	R	D
<i>Xeromphalina caucinalis</i>	(Fr.) Kühner & Maire	1	R
<i>Xeromphalina fraxinophila</i>	A.H. Sm.	1	D
<i>Xerula caussei</i> (= <i>Oudemansiella caussei</i>)	Maire	2	2
<i>Xerula melanotricha</i>	Dörfelt	2	nB
<i>Xerula pudens</i> (inkl. <i>Oudemansiella longipes</i> = <i>Xerula longipes</i>)	(Pers.: Fr.) Singer	3	*
<i>Xylobolus frustulatus</i>	(Pers.: Fr.) Boidin	1	G

13 Literatur

- BERNHARDT-RÖMERMANN, M., KUDERNATSCH, T., PFADENHAUER, J., KIRCHNER, M., JAKOBI, G. & FISCHER A. (2007): Longterm effects of nitrogen deposition on vegetation in a deciduous forest near Munich, Germany. – *Appl. Veg. Science* **10**: 399–406.
- BESL, H., BRESINSKY, A. (2009): Checkliste der bayerischen Basidiomyceten. – Regensburger Mykologische Schriften Band 16, 868 S.
- EGLI, S. & AYER, F. (2006): Pilzsammeln schadet den Pilzen nicht – Resultate einer Langzeitstudie aus der Schweiz. – *DGfM-Mitteilungen* **2–2006** (Beilage zur *Z. Mykol.* 72/2): 34–42.
- EGLI, S., PETER, M., BUSER, C., STAHEL, W. & AYER, F. (2006): Mushroom picking does not impair future harvests – results of a long-term study in Switzerland. – *Biological Conservation* **129**: 271–276.
- GARNWEIDNER, E. (1991): Zur Problematik des Artenschutzes bei Pilzen. – *Schr.-R. Bayer. Landesamt f. Umweltschutz* **102**: 71–78.
- HAWKSWORTH, D. L. (2001): The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. – *Mycol. Res.* **105 (12)**:1422–1432.
- KUYPER, T. W. (1989): Auswirkung der Walddüngung auf die Mykoflora. - Beiträge zur Kenntnis der Pilze Mitteleuropas, Bd. V.
- LUDWIG & SCHNITTLER (1996): Rote Liste gefährdeter Pflanzen Deutschlands. – Landwirtschaftsverlag Münster (Schr.R. Veg.kde. 28), 774 S.
- LUDWIG, G., HAUPT, H., GRUTTKE, H. & BINOT-HAFKE, M. (2006): Methodische Anleitung zur Erstellung Roter Listen gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze. – *BfN-Skripten* Bd. **191**: 1–98.
- MOSER (1960): Die Gattung *Phlegmacium*. – Julius Klinkhardt, Bad Heilbrunn.
- PÄTZOLD, W. et al. (2010 in prep.) – Rote Liste gefährdeter Großpilze in Deutschland. Bundesamt für Naturschutz.
- PFADENHAUER, J. & BUCHWALD, R. (1987): Analyse und Aufnahme einer geobotanischen Dauerbeobachtungsfläche im Naturschutzgebiet Echinger Lohe, Lkr. Freising. – *Ber. ANL* **11**: 9–26.
- SCHMID, H. (1990): Rote Liste gefährdeter Großpilze Bayerns. – *Schr.-R. Bayer. Landesamt f. Umweltschutz* **106** (Beiträge zum Artenschutz 14), 138 S.
- SCHÖNFELDER, P. & BRESINSKY, A. (1990): Verbreitungsatlas der Farn- und Blütenpflanzen Bayerns. – Ulmer, Stuttgart, 752 S.
- SEIBERT P. (1962) Die Auenvegetation an der Isar nördlich von München und ihre Beeinflussung durch den Menschen. - *Landsch.pfl. Veg.kd.* **3**: 1–123.

