

Herrn Professor Dr. Dr. hc. mult. Walter Liese anlässlich seines 90. Geburtstages gewidmet:

Die Ockerfarbene Krustenhaut (*Crustoderma dryinum*), ein besonderer Braunfäule-Erreger in Gebäuden

KLAUS GRIMM, TOBIAS HUCKFELDT & OLAF SCHMIDT

GRIMM K, HUCKFELDT T, SCHMIDT O (2016): The brown-rot fungus *Crustoderma dryinum* in buildings. Zeitschrift für Mykologie 82/1: 85-110.

Key words: morphology, anatomy, rDNA-ITS, identification, phylogeny, wood decay, occurrence in Germany

Summary: *Crustoderma dryinum* is characterized with colour pictures and its ecology is described based on collections from Germany. The insufficient knowledge of its distribution is noticed. *Crustoderma dryinum* was identified by its anatomical characters and its rDNA-ITS sequence. The position of *C. dryinum* within the class of the homobasidiomycetes is discussed and a proposal for classification is made. Some further fungi, which destroy wood in buildings, are shortly mentioned with colour pictures, like *Amylocorticium* spp. and *Ptychogaster rubescens*.

Zusammenfassung: Die Art wird mit makro- und mikroskopischen Eigenschaften beschrieben und illustriert. Ein Kulturverfahren, das natürliche Mikro- und Makro-Merkmale zeigt, wird vorgestellt. Grundlage hierfür waren verschiedene im Südwesten von Deutschland gefundene Kollektionen aus Gebäuden und angelegte Kulturen. Angaben zum Holzabbauvermögen und zur Wachstumsgeschwindigkeit werden gegeben. Die Stellung der Art innerhalb der Basidiomyceten wird diskutiert und eine Einordnung vorgeschlagen. Daneben werden vergleichend andere seltene, schichtförmig wachsende Braunfäule-Erreger im Bild gezeigt, z. B. *Amylocorticium* spp. und *Ptychogaster rubescens*.

Systematische Einordnung und Literatur

Obwohl BOLLMANN et al. (2007) den deutschen Namen „Eichen-Krustenhaut“ verwenden, kommt die Art nur selten an Eiche, sondern vornehmlich an Erlen-, Kiefern- und Fichtenholz vor (ERIKSSON et al. 1975; NAKASONE 1984; KRIEGLSTEINER 2000). Daher nennen wir diesen Pilz „Ockerfarbene Krustenhaut“. Für den Norden Europas wurde sie ausschließlich für Nadelhölzer beschrieben (HANSEN et al. 1997).

Arten der Gattung *Crustoderma* Parmasto verursachen Braunfäule (NAKASONE 1984; BERNICCHIA & GORJÓN 2010). Dies zeigen auch eigene Beobachtungen (Abb. 2). In Deutschland treten zwei Arten auf: neben *Crustoderma dryinum* (Berk. & M.A. Curtis)

Adressen der Autoren: Klaus Grimm, Lebrechtstraße 8, 76199 Karlsruhe, BRD, E-Mail: grimmk@t-online.de (ehemals am Botanischen Institut I der Universität Karlsruhe (heutiges Karlsruher Institut für Technologie); Tobias Huckfeldt, Hohe Liedt 75, 22417 Hamburg, E-Mail: huckfeldt@hausschwamm.info.de (korrespondierender Autor); Olaf Schmidt, Holzbiologie, Zentrum Holzwirtschaft, Universität Hamburg, Leuschnerstraße 91, 21031 Hamburg, E-Mail: olaf.schmidt@uni-hamburg.de

Parmasto (1968) auch *C. corneum* (Bourdot & Galzin) Nakasone (1984) [= *Phlebia cornea* (Bourdot & Galzin) J. Erikss.]. Diese Art ist ähnlich, hat aber größere Sporen (JÜLICH 1984). Der Pilz scheint ein primärer Holzbesiedler zu sein. Ein Befall mit *C. dryinum* setzt in der Natur voraus, dass das Holz längere Zeit feucht ist; im natürlichen Habitat wächst der Pilz z. B. auf der Unterseite von liegenden Erlenstämmen (KRIEGLSTEINER 2000).

Mehrere der in Tabelle 1 genannten Funde von *C. dryinum* stammen von Wasserschäden. *Crustoderma dryinum* wurde vereinzelt in Skandinavien, Frankreich und Tirol nachgewiesen (DÄMON 2001). *Crustoderma*-Funde aus Deutschland wurden bisher selten berichtet. Zwei Funde aus Deutschland sind publiziert (GROSSE-BRAUCKMANN 1990). In Italien und weiteren, südlicheren Ländern ist die Gattung häufiger und mit mehreren Arten beschrieben (CETTO 1990-1994; BERNICCHIA & GORJÓN 2010; TURA et al. 2011). Die eigenen Nachweise an verbautem Holz (HUCKFELDT & SCHMIDT 2015), wie an Kirchen-Gebälk und -Dachstühlen sowie an einem Schlossdachstuhl (Mauerschwelle mit Lehmputz), sind in Tabelle 1 zusammengestellt.

Nachfolgend werden unsere Funde von *C. dryinum* in Deutschland, ihre Identifizierung und Differentialdiagnostik beschrieben. Vorangestellt ist eine Beschreibung der Kultivierungs-Methodik.

Methoden

Kultivierungen und physiologische Untersuchungen

Es wurden verschiedene Kultivierungsmethoden mit unbehandelten Fichtenholz-Dielenbrettchen (*Picea abies* L.) durchgeführt. Alle verwendeten Holzklötzchen wurden autoklaviert, luftgetrocknet und steril aufbewahrt.

Isolierung und Aktivitäts-Kontrolle

Hierzu wurde, modifiziert nach HUNT & COBB (1971) und STALPERS (1978), Malzextrakt-Agar (MEA; 1,7 % Malzextrakt, Merck; 1,5 % Agar, Serva; pH-Einstellung mit 1 N KOH auf pH 6,0, nach dem Autoklavieren pH 5,6-5,7) mit einem Zusatz von 3 ppm Benomyl [Methyl-1-(butylcarbonyl)benzimidazol-2-ylcarbamat] (Sigma) verwendet, auf den Holzspäne aufgelegt wurden. Diese Benomyl-Menge schädigt holzerstörende Braun- und Weißfäulepilze nicht, da sie noch mit 15 ppm Benomyl im Nährmedium wachsen (RUSSEL 1956; CAREY & HULL 1989; WORRALL 1991). Eine Zugabe von Aureomycin zur Hemmung des Bakterienwachstums war nicht nötig. Die beimpften Platten wurden unter einem Zylinderglas (ca. 25 x 12 cm h/b) gestapelt und bei Raumtemperatur gehalten. Nachdem sich erste Mycelien zeigten, wurden Reinkulturen durch Abimpfung eines oder mehrerer Agarblöckchen angelegt. Sobald eine Kultur einen Koloniedurchmesser von 3 bis 5 cm hatte, wurden auf den Kolonie-Rand ein bis mehrere Holzklötzchen gelegt, nach deren Besiedelung die Klötzchen in eine kleine Petrischale (5 cm Ø, mit Nocken) gegeben und diese mit Parafilm verschlossen. Dies dient dem Nachweis, ob es sich um einen Holzerstörer handelt: Wächst der Pilz mit dem Holz als Nährstoff weiter, so hat er bei der Holzersetzung Feuchtigkeit gebildet, die als Wassertropfen in der Petrischale sichtbar werden.

Unter diesen Bedingungen wuchsen artefaktfreie Fruchtkörper in Kultur. Die Startfeuchtigkeit brachte der Pilz aus dem Nährboden mit, ebenso etwas Malzextrakt, der jedoch bald verbraucht gewesen sein dürfte. Nur Pilzstämme, die Holz zerstören, entwickeln sich, so dass nach ca. vier Wochen beurteilt werden konnte, ob ein isolierter Pilz ein Holzzerstörer ist. Die zuweilen auftretenden Fruchtkörper erlaubten eine zusätzliche Bestimmungsmöglichkeit. Vorteile der Methode sind: Isolierung von Basidiomyceten ohne Schnallen, platzsparend, Lagerung der pilzbewachsenen Proben im Kühlschrank oder bei Raumtemperatur u. a. für eine nachfolgende Trockenresistenz-Prüfung (siehe Tabelle 4).

Kultivierung zur Untersuchung des Holzabbau-Potenzials

Um realistische Daten zu gewinnen, wurde als einziger Nährstoff Holz (20 x 8 x 5 mm l/h/b) angeboten und statt Malzextrakt-Agar Wasser-Agar (WA; 1,5 % Agar Serva, 0,1 % CaCl₂, pH nach Autoklavieren 5,7) verwendet. Hierbei handelt es sich um eine Fortentwicklung der Malzagar-Isolierungstechnik. Die Kultivierung erfolgte für sechs Monate bei Raumtemperatur (23,4-24,3 °C) und die Wachstumsgeschwindigkeit wurde ermittelt. Je ein Holzklötzchen wurde in das Zentrum einer Agarplatte (10 cm Ø) gelegt und an einem Klötzchen-Rand mit einem kleinen Agarblöckchen einer Malzagar-Kultur beimpft. Nach vier Wochen wurde das Klötzchen immer wieder auf eine neue WA-Platte übertragen. Durch den Nährbodenwechsel sollte verhindert werden, dass evtl. wachstumshemmende Einflüsse auftreten. Gemessen wurden Zuwachs, pH-Wert und nach sechs Monaten Masseverlust und Holzfeuchte des Klötzchens (Methodik siehe unten). Das Wachstum wurde in 2 bis 4 radialen Richtungen verfolgt und auf der Rückseite der Platte markiert; so wurde geprüft, ob sich Wachstumsrate und pH-Wert während der 6-monatigen Versuchszeit veränderten.

Kultivierung für praxisnähere Mycelwachstums- und Holzabbauwerte

Es wurden Wuchsversuche in 3 l-Erlenmeyer-Kolben bei Raumtemperatur von 20-25 °C durchgeführt (Abb. 1). Zur Messung der Wachstumsgeschwindigkeit auf Holz wurden im Zentimeter-Abstand markierte Fichtenholzstäbe (200 x 40 x 18 mm l/h/b) in jeden Kolben gestellt und autoklaviert. Das untere Holzende tauchte etwa 30 mm in Wasseragar (WA) und die Beimpfung erfolgte mit kleinen Agarblöckchen einer MEA-Kultur am unteren Ende des Holzstabes; der Wasseragar diente als Feuchtigkeitsquelle. Insgesamt wurden je Pilz sechs Kolben beimpft und das Wachstum der Mycelfront bis zum Ende des Holzstabes verfolgt; die Standzeit betrug insgesamt 12-16 Monate. Bei Versuchsende wurde der pH-Wert auf dem Wasseragar in der Nähe des Holzes gemessen und die Holzfeuchte und der Holzabbau bestimmt. Danach wurde das Holz bei Raumtemperatur luftgetrocknet oder bei 4 °C aufbewahrt, um später die Überlebensfähigkeit der Pilze zu prüfen. Da nicht bei 103 °C getrocknet wurde, entstand eine gewisse Ungenauigkeit bei den berechneten Masseverlusten¹.

¹ Da nur bei Raumtemperatur und nicht bei 103 °C getrocknet wurde, kann ein Verbleiben von Restfeuchtigkeit im Holz nicht ausgeschlossen werden, was zu einer gewissen Ungenauigkeit bezüglich des zu messenden Masseverlusts des Holzes führt.

Messen des pH-Wertes

Der pH-Wert im Agar wurde sowohl bei Petrischalen neben den kleinen Holzklötzchen als auch in den Erlenmeyerkolben neben den Holzstäben mit einer Oberflächen-elektrode (Ingold 403) gemessen und zwar im Abstand von 4 Wochen unmittelbar nach Abnahme und Übertragung des Hölzchens auf eine neue WA-Platte, so dass die Kontaminationsgefahr gering war. Für die weiteren Methoden siehe BAVENDAMM (1936b), HARMSSEN (1960), RYPÁČEK (1966) und WEBER (1996).

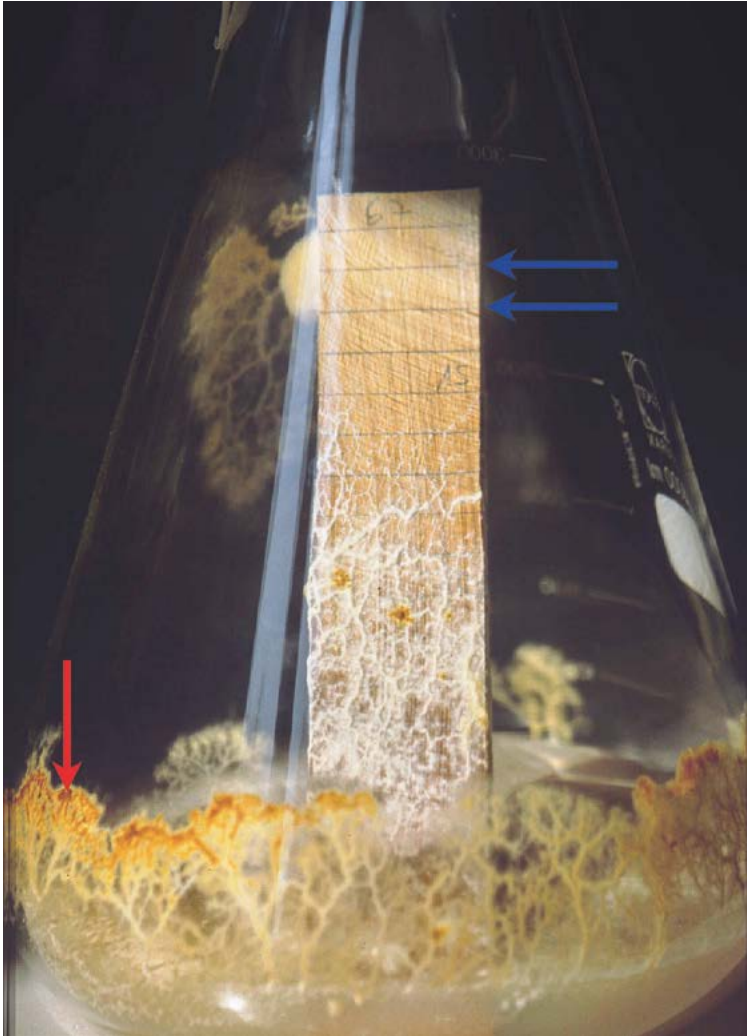


Abb. 1: 3-Liter Erlenmeyer-Kolben mit *Crustoderma dryinum* (Stamm 104) an einem Fichtenholzstab mit Zentimeter-Skalierung (blaue Pfeile) und auf Wasseragar als Wasserquelle. Strangbildung und Sklerotisierung haben eingesetzt. Fruchtkörper-Wachstum an der Kolben-Innenwand (roter Pfeil).

Foto: K. GRIMM

Untersuchte Kollektion, Fundorte und Bauteile

Die Funddaten zu den untersuchten Kollektionen sind in Tabelle 1 zusammengefasst. Bei den „Grimm“-Daten handelt es sich um Diagnosen nach Pilzzüchtung (siehe unten) und bei „Huckfeldt“ um solche von Mycelien und Fruchtkörpern. Bei „Huckfeldt“ fällt auf, dass die Mycelien und Fruchtkörper von *C. dryinum* bevorzugt im Dachbereich vorkamen, und dass Funde aus Kellern fehlten. Aufgrund der Kulturversuche von „Grimm“ fanden sich, soweit Fundort-Angaben vorlagen, mehr Funde in anderen Geschossen (vgl. Tabelle 1). An Eichenholz gab es kaum Funde, die meisten stammen von Nadelholz (Kiefer/Fichte). Geografisch liegen alle Nachweise im Südwesten von Deutschland, die nördlichsten stammten aus Essen und Wuppertal. Jedoch wurden Funde aus Skandinavien berichtet (siehe Einleitung). Bisher fehlen Funde aus Bayern und den nördlichen sowie östlichen Bundesländern.

Tabelle 1: Funddaten

Nr.	Datum	Ort	Bauteil/Besonderheiten
Grimm 104*	06.12.1990	Rheinmünster, 77836	Schrankrückwand, Pressspanplatte
Grimm 139*	04.02.1994	Frankfurt am Main, 604XX	Streichbalken, Nadelholz
Grimm 171*	23.05.1995	Karlsruhe 7613X, Seilerhaus	Balken, Fichte
Grimm 175*	15.09.1995	Reutlingen, 7276X	Balken, Kiefer
Grimm 181*	10.11.1995	Reutlingen, 7276X	Balken, Nadelholz
Grimm 213*	21.05.1996	Kornwestheim, 70806	Balken, Fichte
Grimm 216*	07.06.1996	?	Boden EG, Pressspanplatte
Grimm 301*	06.05.1998	Karlsruhe, 7613X, Hotel Kübler	Balken, Dielen, Nadelholz
Grimm 306*	02.06.1998	?	Balkenkopf, Nadelholz
Grimm 322*	15.12.1998	Schwäbisch Hall, 74523, Kirche	Dachstuhl, Schalung, Nadelholz
Grimm 421	17.01.2002	Bruchsal, 76646	Dachstuhl
Grimm 450	01.07.2002	Bretten, 75015	Nadelholz
Grimm 451	07.07.2006	Taunusstein 65232	Keller, Tapete
Grimm 452	01.10.2007	Karlsruhe, 7613X	Dielenholz, Balken
Grimm 453	20.09.2008	Mannheim, 6816X, Schule	Mansarddach, Nadelholz
Grimm 454	16.02.2012	Marzell, 76359	Dachstuhl, Nadelholz
Grimm 455**	24.08.2012	Karlsruhe, 7613X	Gebäude
Grimm 458	28.12.2012	Karlsruhe, 7613X	Nadelholz
Grimm 456	29.05.2013	Freiburg, 7910X	Balken, Nadelholz
Grimm 457	08.09.2013	Karlsruhe, 7613X	Balken, Nadelholz
Grimm 459	02.11.2013	Karlsruhe, 7613X	Dachstuhl, Nadelholz

Huckfeldt 1	13.04.2008	Klein-Zimmern, 64846, Kirche	Dachgebälk, Eiche
Huckfeldt 2	17.05.2008	Ingelheim, 55218, Kirche	Dachgebälk
Huckfeldt 3	07.11.2011	Essen, 4512X	Dachgebälk, Nadelholz
Huckfeldt 4	09.01.2012	Brühl, 68782, Schloss	Dachstuhl, Mauerschwelle und Deckenbalken
Huckfeldt 5	18.04.2012	St. Alban, 67813, Kirche	Kirchenschiff-Dachstuhl, Nadelholz
Huckfeldt 6	25.03.2013	Köln, 50996, Wohnhaus	Deckenbalken-Auflager, OG, Nadelholz
Huckfeldt 7**	05.04.2014	Wiesbaden, 6519X, Mühle	Pferdestall, Sparren, Fruchtkörper
Huckfeldt 8	10.07.2014	Baden-Baden, 7653X, Kirche	Speicher, DG, Bodenbrett
Huckfeldt 9	06.02.2015	Wuppertal, 4210X	Sparren, Mycel, Nadelholz
Huckfeldt 10	12.02.2015	Großraum Karlsruhe, 7613X	Bad im 3. OG, Nadelholz
Huckfeldt 11	03.06.2015	Umgebung Backnang, 715XX	Holzbalken im ausgebauten Dach

* Kultur für die Laboruntersuchungen; ** ITS-Sequenz in DNS-Datenbanken deponiert (s. unten).

Mikroskopische Bestimmung

Untersucht wurde getrocknetes Material aus Gebäuden, das mit Ethanol benetzt und dann in Leitungswasser überführt wurde. Gefärbt wurde mit Kongorot in wässriger Lösung, mit Melzers-Reagenz und mit Baumwollblau in Milchsäure (CLÉMENÇON 2009; ERB & MATHEIS 1983; HUCKFELDT & SCHMIDT 2015). Zudem wurden Mycel-Kulturen auf Malzagar angelegt (siehe oben). Die mikroskopische Bestimmung erfolgte nach BERNICCHIA & GORJÓN (2010), ERIKSSON et al. (1973-1988), GINNS (1974, 1978), JÜLICH (1984) und NAKASONE (1984).

Molekulargenetische Analytik

Zur molekularen Identifizierung wurde der rDNS-ITS-Bereich gewählt, da dieser bei Pilzen in den DNS-Datenbanken am häufigsten deponiert ist. Dazu wurden mit einer sterilen Pinzette von MEA-Reinkulturen etwa 20 mg Mycel, bei Holzproben aus der Praxis Mycel und Fruchtkörperstückchen und bei verfaultem Holz ohne sichtbare Pilzteile kleine Holzschnipsel entnommen. Die DNS von 6 Proben wurde in kleinen, sterilen Mörsern mit dem DNeasy Plant Mini Kit (Qiagen, Hilden) extrahiert und gereinigt. Die PCR des 1. und 2. Eluats und von drei weiteren 1:25-Verdünnungsstufen erfolgte mit dem *Taq* PCR Core Kit (Qiagen). Für die PCR der Reinkulturproben im Thermocycler MJ Research (Watertown, USA) wurden die ITS1- und ITS4-Primer von WHITE et al. (1990) mit dem Programm 4 min Anfangsdenaturierung bei 94 °C, 35 Zyklen von

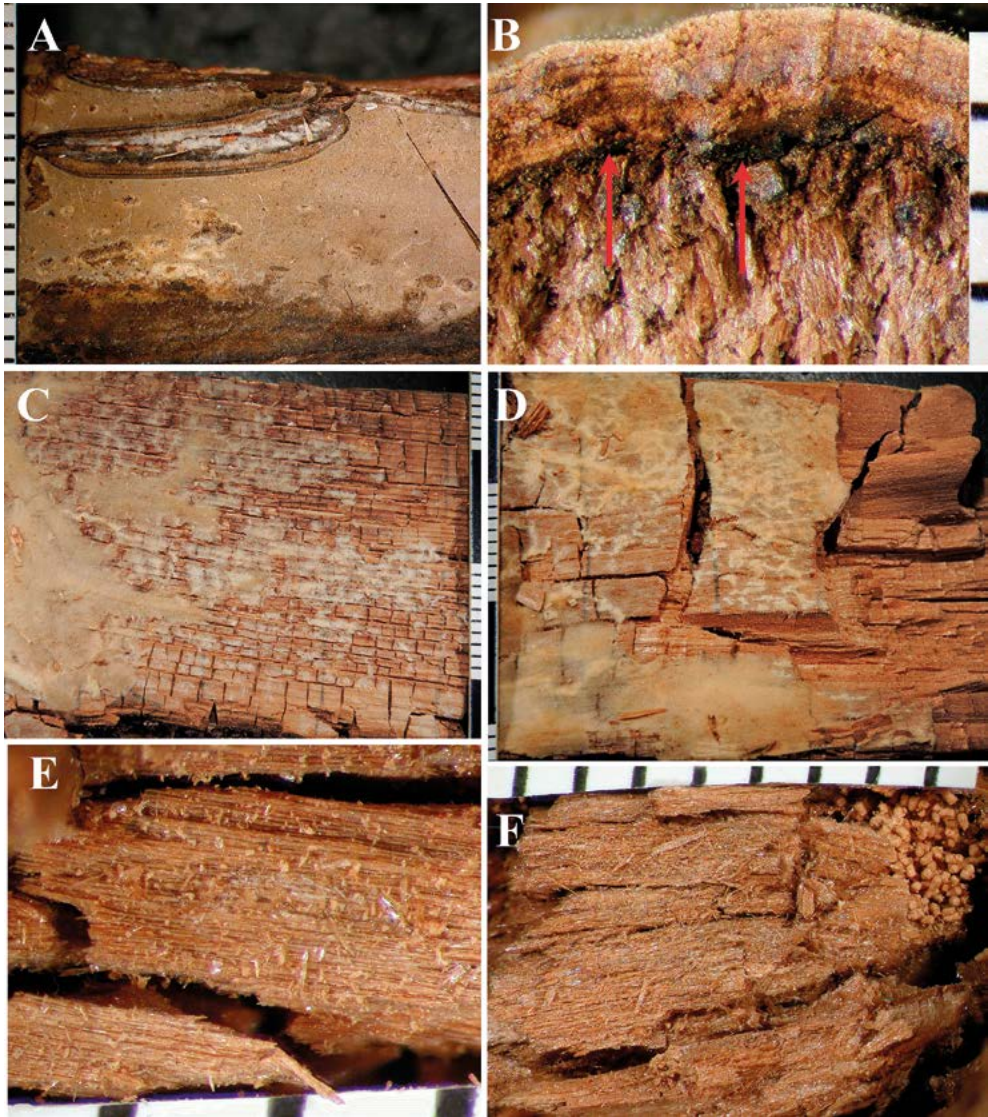


Abb. 2: Befallsbilder von *Crustoderma dryinum* [A-B und E-F aus Gebäuden, C-D aus Kultur (Stäbe)]; A) Übersicht: ockerfarbener Fruchtkörper, am Rand mit feinem gelben Mycel; B) Fruchtkörperquerschnitt mit geschwärztem Bereich zwischen Holz und Fruchtkörper; C-F) vergleichsweise helle Braunfäule mit Brüchen quer und längs zur Faser; C) Braunfäule mit feinem Würfelbruch; D) Braunfäule mit größerem Würfelbruch; E) Detail der hellen Braunfäule; F) Braunfäule mit Befall durch holzerstörende Insektenlarven; Maßstäbe mit Millimetern.

Fotos: T. HUCKFELDT

30 s bei 94 °C, 30 s bei 54 °C und 30 s bei 72 °C sowie 7 min Schlussexension bei 72 °C benutzt. Für die DNS von Oberflächenbewuchs und von Substratmycel aus Holzgewebe wurden die Primer 18 (GCTACTACCGATTGAATG, forw.) und der um das vordere T reduzierte ITS4 (CCTCCGCTTATTGATATGC rev.) (SCHMIDT et al. 2012) mit dem Programm: 4 min 98 °C Anfangsdenaturierung, 35 Zyklen von 30 s 94 °C, 30 s 52 °C und 1 min 72 °C sowie 7 min 72 °C Schlussexension verwendet. Der Primer 18 lagert an der 18S-rDNS 126 Nukleotide stromaufwärts vom ITS-Bereich an und zwar bevorzugt an der DNS von Basidiomyceten, bei deren Abwesenheit vereinzelt auch bei Ascomyceten, und nur bei pilzfremem Holzgewebe wird auch die Holz-DNS erfasst (SCHMIDT et al. 2012). Nach Gel-Elektrophorese in 2,5 % Biozym Sieve 3:1 Agarose (Biozym, Hess. Oldendorf) in 0,5x TAE-Puffer mit dem Mupid-exU System (Tokyo, Japan) und Gelfärbung mit GelStar Nucleic Acid Gel Stain (Cambrex Bio Science, Rockland, USA) sowie Visualisierung über UV-Licht wurden für die Sequenzierung geeignete PCR-Produkte ausgewählt und mit dem QIAquick PCR Purification Kit (Qiagen) gereinigt. Jeweils beide DNS-Stränge des ITS-Bereiches der Stämme „Grimm“ 104, 451, 455, 456, 459 und „Huckfeldt“ 7 (Tab. 1) wurden von Eurofins MWG Operon (Ebersberg) sequenziert. Nach manueller Feinbearbeitung der erhaltenen Sequenzen erfolgte die Zuordnung zu einem Pilznamen mittels des BLAST-Programms durch Vergleich mit in Datenbanken deponierten Sequenzen. Es bestand über 98 % Gleichheit mit fünf Deponierungen von *C. dryinum* aus den USA (KC585320-KC585324, ORTIZ-SANTANA et al. 2013). Von den Stämmen „Grimm“ 455 und „Huckfeldt“ 7 wurde die ermittelte ITS-Sequenz in den DNS-Datenbanken mit den Zugriffsnummern KT334162 und KT 334163 deponiert.

Phylogenetische Analyse

Für eine phylogenetische Zuordnung von *C. dryinum* wurden mit dem Programm MEGA4 Version 4 (TAMURA et al. 2007) eine Distanz-Analyse mittels der Neighbour-Joining-Methode durchgeführt und die Bootstrap-Werte ermittelt. Die Sequenzen der für das Phylogramm (Abb. 3) verwendeten Pilze stammen überwiegend aus eigenen Daten (MORETH & SCHMIDT 2005; SCHMIDT 2003, 2007; SCHMIDT & MORETH 2002, 2003, 2006; SCHMIDT et al. 2002a, b, 2012). Zur Komplettierung wurden ITS-Sequenzen weiterer Pilze aus anderen Gruppen aus den Datenbanken hinzugefügt. Da einige Deponierungen unterschiedliche, über den ITS hinausreichende Teile umfassten, wurden sie zuvor auf den Bereich der Primer ITS1 bis ITS4 gekürzt. Um den Stammbaum übersichtlich zu halten, wurde von relevanten Pilzgattungen nur jeweils eine Art verwendet. Bei *Leucogyrophana* und *Coniophora* spp. wurde jeweils eine zweite Art zugefügt, da über diese selteneren Arten jüngst in dieser Zeitschrift berichtet wurde (HUCKFELDT et al. 2011, HUCKFELDT & SCHMIDT 2013). Bei *Crustoderma* wurde zusätzlich *C. corneum* verwendet, um die verwandtschaftliche Nähe dieses *C. dryinum* - ähnlichen Braunfäulepilzes zu überprüfen.

Bilder

Einige Bilder wurden mit dem Stacking-Verfahren aus mehreren Bildern berechnet. Hierfür wurde die Software Combine ZP von HANLEY (2010) verwendet. Die Bilder wurden z. T. mit der Software ACDSee Pro 4 (Version 2011) nachbearbeitet und ggf. zusammengestellt.

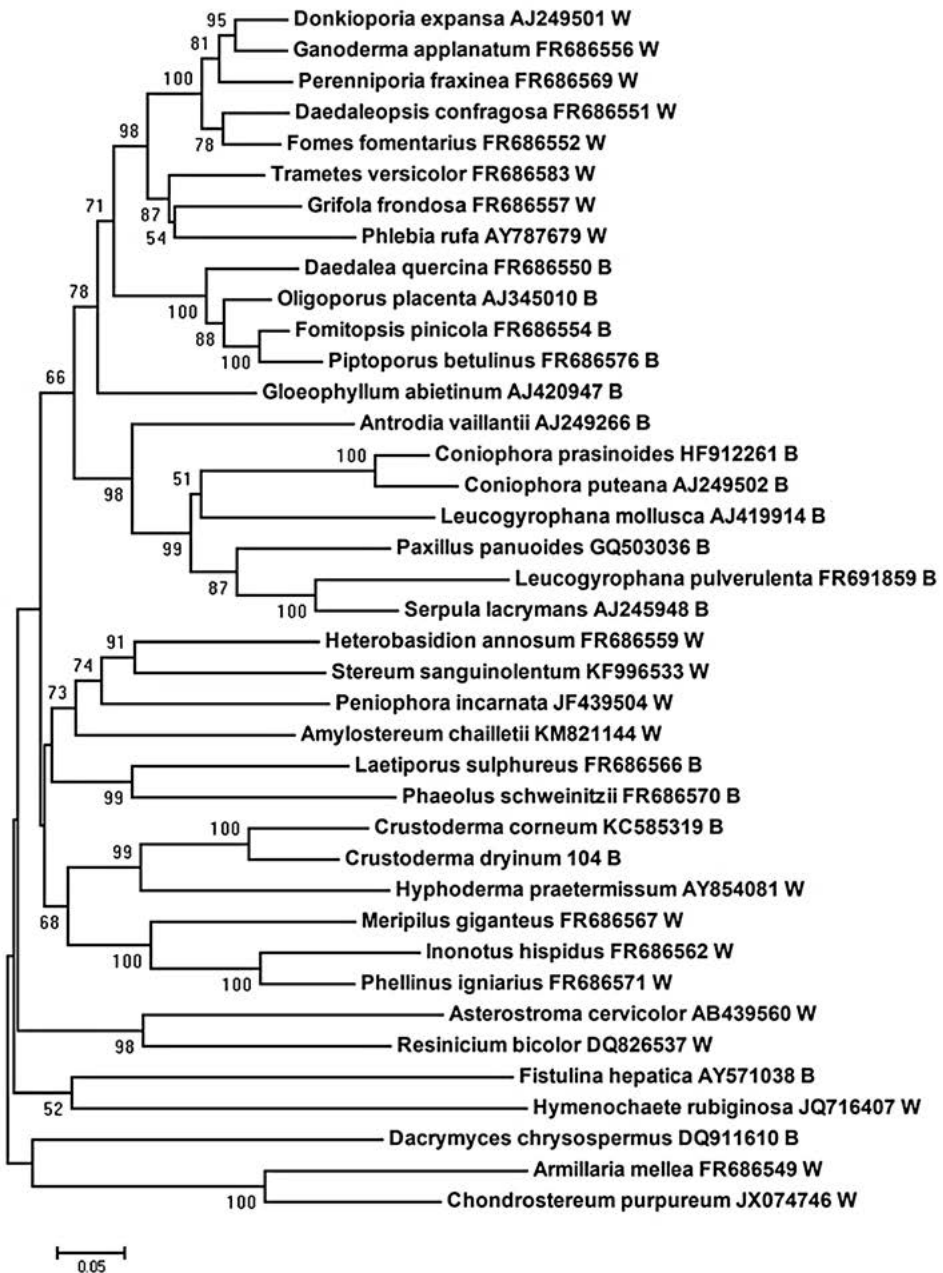


Abb. 3: Phylogenetische Einordnung von *Crustoderma dryinum* auf Basis der ITS-Region bei Verwenden der Neighbour-Joining-Methode. Die Astlängen als Zahl von Basen-Substitutionen pro Einheit entsprechen den Entwicklungs-Distanzen. Bootstrap-Werte von 1.000 Bootstrap-Wiederholungen sind an den entsprechenden Knoten genannt. Hinter den Pilznamen sind die Datenbank-Zugriffsnummern sowie B für Braunfäule- und W für Weißfäule-Erreger genannt.

Diagramm: O. SCHMIDT

Ergebnisse und Diskussion

Kultivierung und Physiologie

Die erste beschriebene Kultivierungstechnik erlaubt die gezielte Anzucht von holzzerstörenden Pilzen und stellt eine Weiterentwicklung der Methodik von STALPERS (1978) dar. Die weiteren Methoden mit größeren Holzproben in Erlenmeyerkolben stammen vom Erstautor, sind jahrzehntelang erprobt und geben ein realeres Bild des Holzabbaupotentials, weil auf Nährböden verzichtet wurde.

Die Masseverluste, pH-Wertänderungen, Wachstumsgeschwindigkeiten und Holzfeuchten sind in den Tabellen 2 und 3 und im Diagramm 1 zusammengefasst. Die Wachstumsraten auf den Stäben schwankten zwischen 3,1 und 4,4 mm je Tag. Die maximale Ansäuerung der Nährmedien bis zu pH 2,1-2,8 ist für Braunfäulepilze, mit Ausnahme von *Gloeophyllum*-Arten, charakteristisch, indem diese Pilze reichlich Oxalsäure ausscheiden (SCHMIDT 2006).

Tabelle 2: Wachstum ausgesuchter *Crustoderma dryinum*-Stämme auf Fichtenholzstäben in 3-Liter Erlenmeyer-Kolben auf Wasseragar.

Stamm	Versuchsbeginn und Dauer	Holzfeuchte %	Masseverlust %	Wachstumsrate auf Holz mm/Tag	pH-Wert	Raumtemperatur ¹
306	Dezember 1998 18 Monate	202	37	²⁾	2,47	21,5 °C
213	Juni 1996 12 Monate	205	19	4,1	2,57	24,3 °C
216	Juni 1996 12 Monate	219	18	4,0	2,13	24,3 °C
104	Januar 1995 13 Monate	159	31	3,1	2,70	20,1 °C
139	Januar 1994 12 Monate	174	29	4,1	2,79	keine Aufzeichnung
291 ³	März 1998 18 Monate	180	33	4,4	2,80	22,0 °C
	Mittelwerte	189	28	3,9	2,58	-

¹ Die Raumtemperatur bezieht sich auf die Zeit des Wachstums der Mycelfront auf dem Holzstab bis zum Erreichen dessen Endes.

² Mycelfront kaum zu erkennen.

³ Stamm 291 wurde als *Leucogyrophana mollis* Stamm 719 39-2 vom Department of Forest Products, Schweden erhalten; es handelt sich aufgrund der morphologischen und physiologischen Eigenschaften wahrscheinlich um *C. dryinum*.

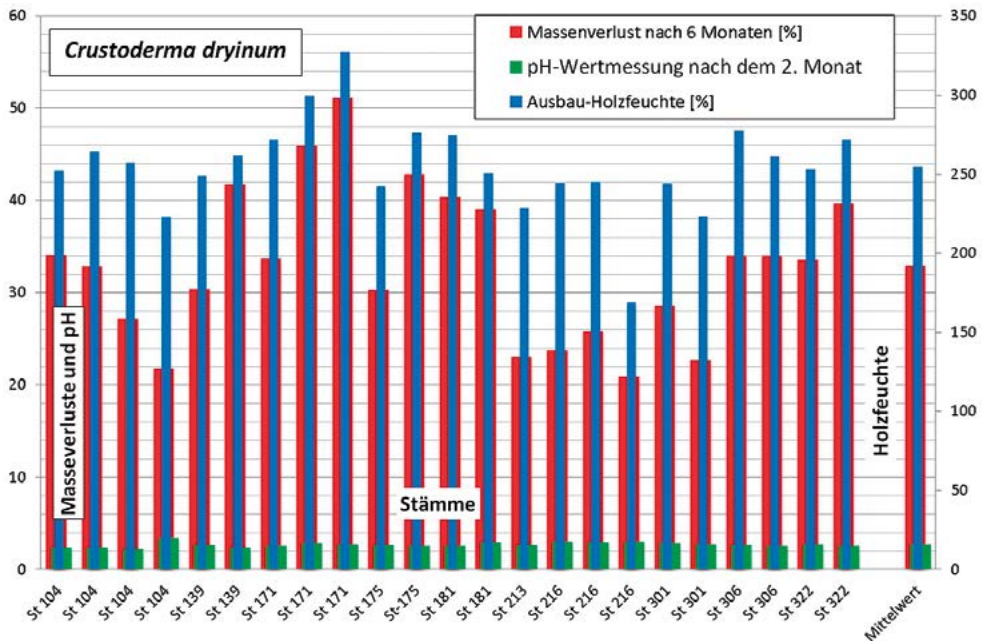


Diagramm 1: Massenverlust, pH-Wert und Holzfeuchte von zehn *Crustoderma dryinum*-Stämmen auf/an Fichtenholz-Klötzen. Diagramm: K. GRIMM

Holzabbau

Die Masseverluste an kleinen Fichtenholz-Klötzen nach 24 Wochen reichten von 21,8 bis 41,8 % (ohne Spitzenwerte) bei einem Mittelwert von 33,0 % (Diagramm 1) und waren etwas niedriger als die von *Oligoporus placenta* (Fr.) Gilb. & Ryv., der an Kiefern-splintholz nach 16 Wochen bis zu 44,6 % Masseverlust erreichte (WÄLCHLI 1977). Die Masseverluste bei den größeren Holzstäben waren jedoch etwas geringer als bei den kleinen Klötzen. Am Ende eines Jahres zeigten die Stäbe jeweils massiven Braunfäuleschaden (Abb. 2C-D). Die etwas geringeren Masseverluste dürften an dem Feuchtigkeitsgradienten gelegen haben, der sich in den Holzstäben ausbildete (vgl. HUCKFELDT & SCHMIDT 2005; STIENEN et al. 2014; MEYER & BRISCHKE 2015; MEYER et al. 2015).

Ein 200 x 40 x 18 mm großes Brett in einer Feuchtekammer wurde innerhalb eines Jahres abgebaut. Starke Braunfäulepilze, wie *Serpula lacrymans* (Wulfen: Fr.) J. Schroet., bewirken dies in drei Monaten (BAVENDAMM 1936a). Es entstand ein Würfelbruch (Abb. 2C-E). Das Bruchbild entspricht nicht Braunfäulepilzen der Polyporales, sondern mehr denen der Coniophoraceae (HUCKFELDT & SCHMIDT 2015). In Gebäuden scheint *C. dryinum* eher eine langsam fortschreitende Zerstörung zu verursachen, die somit oft mehrschichtige, jahrelang sporenbildende Fruchtkörper ermöglicht (Abb. 4D).

Tabelle 3: Wachstumsangaben von einigen *Crustoderma dryinum* (siehe Tab. 2)

Mittelwerte von Wachstumsrate, pH-Wert, Temperatur, Masseverlust und Ausbau-Holzfeuchte, gewonnen an kleinen Fichten-Hölzern auf Wasseragar						
	Monat					
	1	2	3	4	5	6
Wachstumsrate (mm/Tag)	2,0	4,0	3,4	2,9	2,5	2,1
pH-Wert	3,5	2,7	2,7	2,8	3,1	3,5
Raumtemperatur (°C)	23,7	24,3	23,9	24,3	23,6	23,4
Masseverlust (%) nach 6 Monaten	-	-	-	-	-	32,9
Holzfeuchte (%) nach 6 Monaten	-	-	-	-	-	255
Temperaturabhängige Wachstumsraten auf Malzagar						
Temperatur (°C)		20	25	30		
Wachstumsrate (mm/Tag)	Mittelwert	4,6	5,7	5,5		

Die Wachstumsrate und der pH-Wert sind während der sechsmonatigen Inkubationszeit nicht konstant. Etwa in der Mitte der Inkubationszeit sind Wachstumsrate am größten und pH-Wert am niedrigsten (Tab. 3). In dieser Phase herrschen im Holz offenbar optimale Bedingungen für den Holzabbau. Durch die beim enzymatischen Holzabbau entstehende Feuchtigkeit kommt es im fünften und sechsten Monat zu einer Hemmung des Abbaus und damit zum Anstieg des pH-Wertes und zur Verringerung der Wachstumsrate.

Trockenstarre

Tabelle 4 zeigt die Überlebensfähigkeit einiger Stämme von *C. dryinum* auf Holz in lufttrockenem Zustand bzw. nach Lagerung im Kühlschrank.

Tabelle 4: Trockenstarre von *Crustoderma dryinum*-Stämmen (Überleben auf kleinen Holzklötzchen)

Stamm	Überleben bei	Jahre
104	Zimmertemperatur	>7
	4 °C	11
451	Zimmertemperatur	>8
453	Zimmertemperatur	>6
138	4 °C	12
181	4 °C	12
421	4 °C	12
452	4 °C	>7

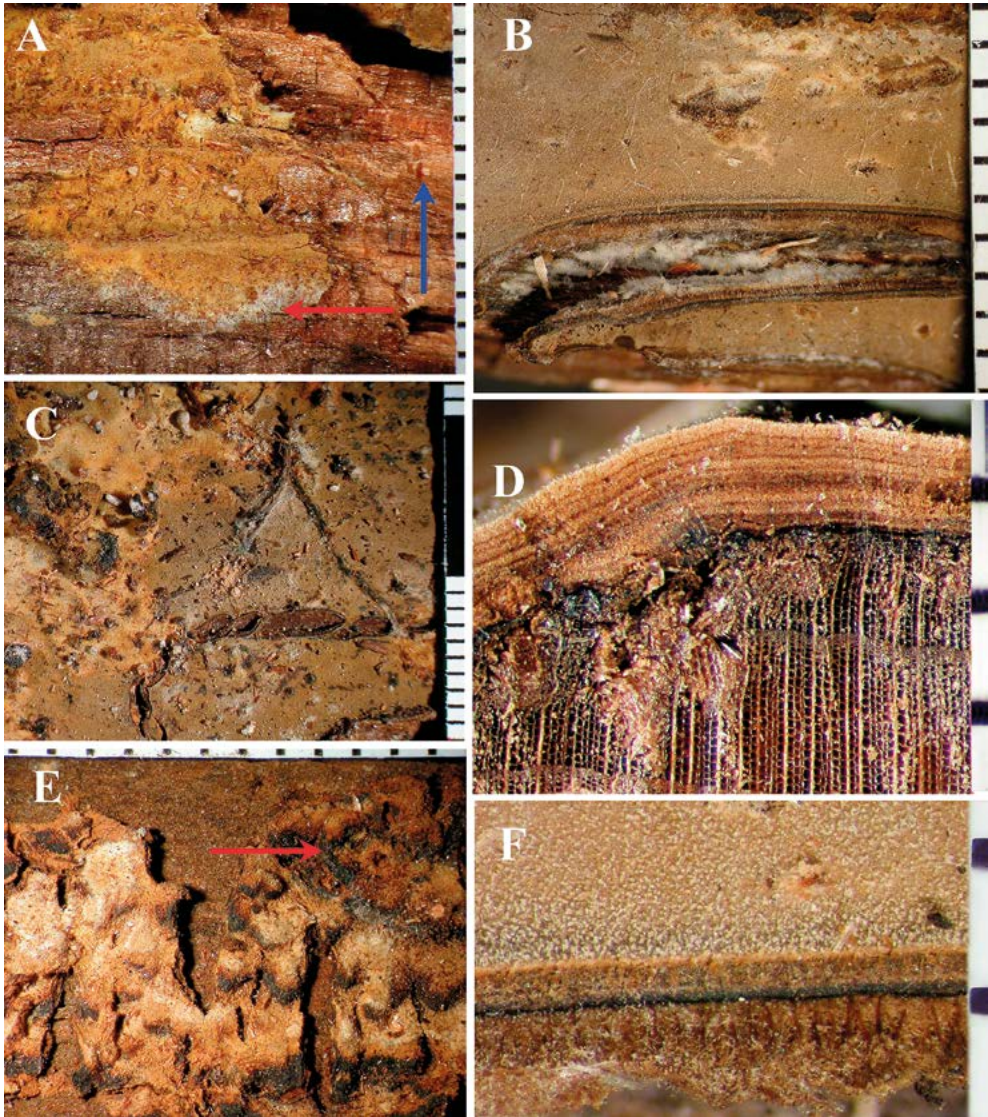


Abb. 4: Fruchtkörper von *Crustoderma dryinum* (A-F: Exsikkate); **A)** junger, lehmgelber Fruchtkörper, z. T. mit weiß auslaufendem Rand (roter Pfeil) auf braunfaulem Holz (blauer Pfeil); **B)** Ockergelber bis graubrauner Fruchtkörper mit Riss, an dem eine dunkle Schicht zwischen Holz und Fruchtkörper sichtbar ist; **C)** glatter Fruchtkörper-Teil im Detail mit Übergang von jung (lehmgelb) zu alt (ocker-graubraun); **D)** Querschnitt (geschnitten) eines mehrschichtigen Fruchtkörpers mit feinen dunklen Linien zwischen den Schichten und schwarzer Linie unterhalb des Fruchtkörpers; **E)** Fruchtkörper, an senkrechter Wand gewachsen – die dunkle Schichtung wird deutlich; **F)** Aufsicht und Querschnitt (gebrochen) eines einschichtigen Fruchtkörpers; Zystiden als weiße feine Striche sichtbar; Maßstäbe mit Millimetern. Fotos: T. HUCKFELDT

Die Überlebenszeiten von *C. dryinum* ähneln den Befunden von THEDEN (1972), die vergleichbare Werte bei 7,5 °C und 20 °C für *Antrodia vaillantii*, *Gloeophyllum trabeum*, *Lentinus lepideus* und *Oligoporus placenta* gemessen hat.

Makroskopische Merkmale der Fruchtkörper

Die Fruchtkörper aus Gebäuden sind resupinat (bis schwach treppenförmig – Abb. 4E), glatt, mit einer bis mehreren Schichten, bis 1,2 mm dick (je Schicht um 0,1 mm), ocker-gelb (Charakterfarbe, wenn jung – Abb. 4A), lehm-gelb bis grau-ockerbraun (Charakterfarbe, wenn vollreif – Abb. 4B-C) und alt bis dunkelgrau-braun und fest haftend. Im Anschnitt zeigen sie eine bis mehrere dunkle Linien im jeweiligen Subikulum-Bereich (Abb. 2B und Abb. 4B, D), die bei jungen Fruchtkörpern fehlen können. Um die Schichtung zu untersuchen, ist ein sauberer Rasierklingen-Schnitt nötig (vgl. Abb. 4D-F). Die Oberfläche ist geschlossen, selten rissig. Frisch sind die Fruchtkörper beim Schneiden wachsähnlich und alt etwas splitternd (Abb. 4D). Der Rand ist dünn, meist scharf, an einigen Stellen in kurze strangähnliche Strukturen auslaufend, die gelblich bis braun sind. Zuweilen entstehen in Kulturen auch Fruchtkörper an der Innenwand des Erlenmeyerkolbens oder auf dem Holz (Abb. 7F). Die Fruchtkörper der Wasseragar-Kulturen mit Holzstäben entsprechen einschichtigen Fruchtkörpern aus Gebäuden; nur die Farbe der Sklerotisierung geht mehr ins Rötliche.

Mikroskopische Merkmale der Fruchtkörper

Das Hyphensystem ist monomitisch und verklebt mit der Reife zu einer sklerotisierten Kruste. Bei mehrschichtigen Fruchtkörpern ist die Sklerotisierung zwischen den Schichten stärker und die Ursache für die feinen Linien (Abb. 4). Die Grundhyphen unterhalb der Fruchtschicht befinden sich meist in palisadenähnlicher, senkrechter Orientierung (Abb. 5), im Subikulum allerdings netzförmig orientiert. Die Hyphen sind hyalin bis gelb, alt auch bis braun, dünn- bis dickwandig (Zellwand bis $2/3 \mu\text{m}$ dick) und 2-6 μm im Durchmesser. Sie sind septiert, haben Schnallen und neigen im Alter dazu, erst schwach, dann stark zu sklerotisieren, wobei dann die Schnallen oft unkenntlich werden. Binde-, Faser- und Gefäßhyphen fehlen. Die zahlreichen Leptozystiden sind zylindrisch, 80-130 μm lang, 6-8 μm breit, glatt- und dünnwandig (Abb. 5). An der Basis sind sie jedoch z. T. dickwandiger und entspringen meist etwas unterhalb des Hymeniums. Die Sporen sind hyalin, glatt- und dünnwandig, 2,5-3 x 7-8 μm groß und tonnenförmig bis etwas ungleichmäßig geformt (aber nicht gebogen). Sie haben einen Apikulus, sind jod-negativ, aber deutlich cyanophil (Abb. 5). Die Basidien sind keulenförmig, 5,5-6 x 30-36 μm groß, mit einer Basalschnalle und 4 Sterigmen (3-4 μm lang).

Die Fruchtkörper-Merkmale bei den Kulturen sind gleich, jedoch stören dort Schimmelpilze und Verunreinigen nicht.

Makroskopische Merkmale des Mycels

Das Unter-/Randmycel ist (auch im Holz) hell gelbbraun, gelblich, rotbraun bis braun, dünn – unter 1 mm dick (Abb. 6) – und am Rand locker. Im Tastgefühl ist das Mycel

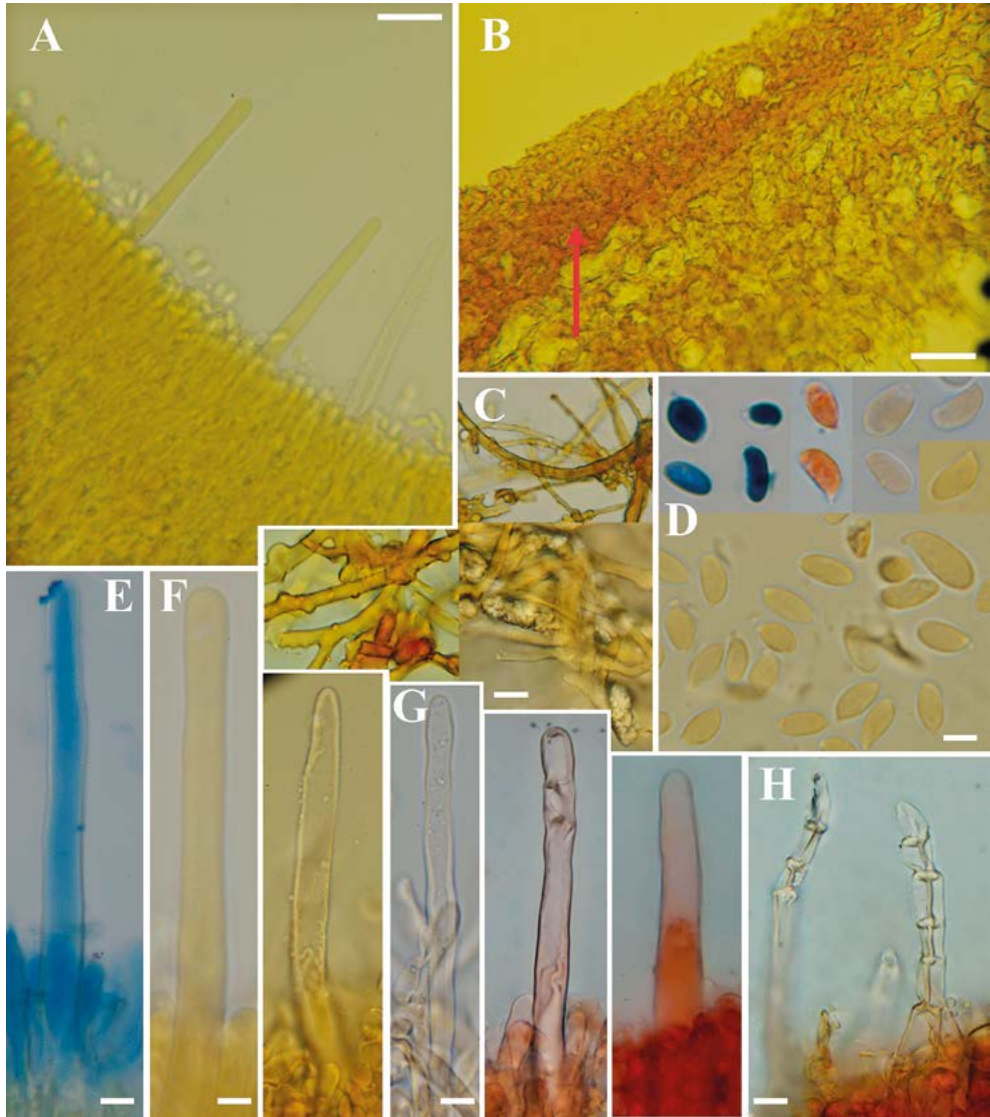


Abb. 5: Mikroskopische Bilder von *Crustoderma dryinum* aus Gebäuden; **A-B)** Querschnitte: Fruchtschicht-Übersicht, Hyphen stehen palisadenähnlich, Maßstäbe: 25 μ m lang; **A)** Zylindrische, schlanke Zystiden und Basidien; **B)** alte sklerotisierte Fruchtschicht; **C-E)** Details, Maßstäbe: 5 μ m lang; **C)** sklerotisierte Hyphen und Kristalle; **D)** Sporen in Baumwollblau-Milchsäure (cyanophil), in Kongorot und in Melzer (nicht amyloid); **E)** schlanke, fast drehrunde Cystide in Baumwollblau-Milchsäure; **F)** schlanke, fast drehrunde Zystiden in Melzer; **G)** schlanke, fast drehrunde Zystiden in Kongorot; **H)** septierte Zystiden. Fotos: T. HUCKFELDT

etwas hautartig bis wattig. Jung sind die Mycelien, wie bei fast allen Fäulepilzen weiß bis cremefarben (Abb. 6). Echte Stränge fehlen, jedoch werden nach einigen Wochen strangähnliche Strukturen gebildet, die selten in Gebäuden, jedoch regelhaft in Kulturren auftreten (Abb. 7; zur Definition von „Strang“ siehe Exkurs nach dem Fazit).

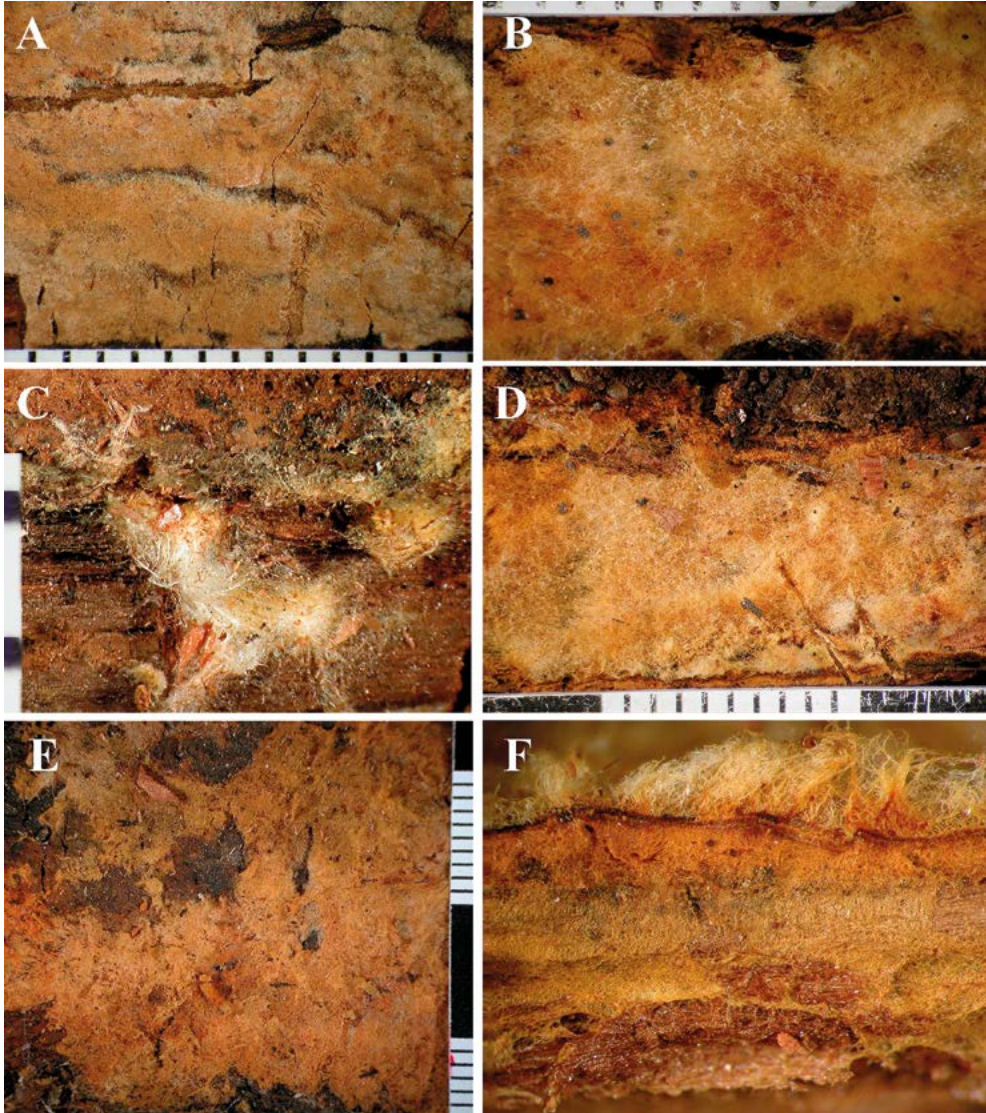


Abb. 6: Mycel *Crustoderma dryinum* (A-F: Exsikkate); **A)** Mycel, auf/aus dem ein Fruchtkörper entsteht; **B)** feines Mycel mit unterschiedlichen Graden der Sklerotisierung; **C)** Mycel am Fruchtkörpertrand; **D)** junges Mycel auf einer breiten Spalte; **E)** altes Mycel auf braunfaulem Holz; **F)** Querschnitt: von Mycel durchwachsender alter Fruchtkörper; Maßstäbe mit Millimetern.

Fotos: T. HUCKFELDT

Mycelien entstehen nach einigen Wochen in allen Holz-Kulturen. Nur die Farbe der Sklerotisierung in den Kulturen geht mehr ins Rötliche (s. oben). Da in Kultur störende Einflüsse fehlen, lassen sich einige Merkmale deutlicher zeigen (Abb. 7). Das Wachstum der strangähnlichen Strukturen setzt nach der Mycelbildung ein. Die Mycelien und strangähnlichen Strukturen der Wasseragar-Kulturen entsprechen denen aus Gebäuden. Anders ist dies in den Malzagar-Kulturen ohne Holz, die nur Substratmycel und spärliches Oberflächenmycel bilden, und sich kaum mit den Mycelien aus Gebäuden vergleichen lassen.

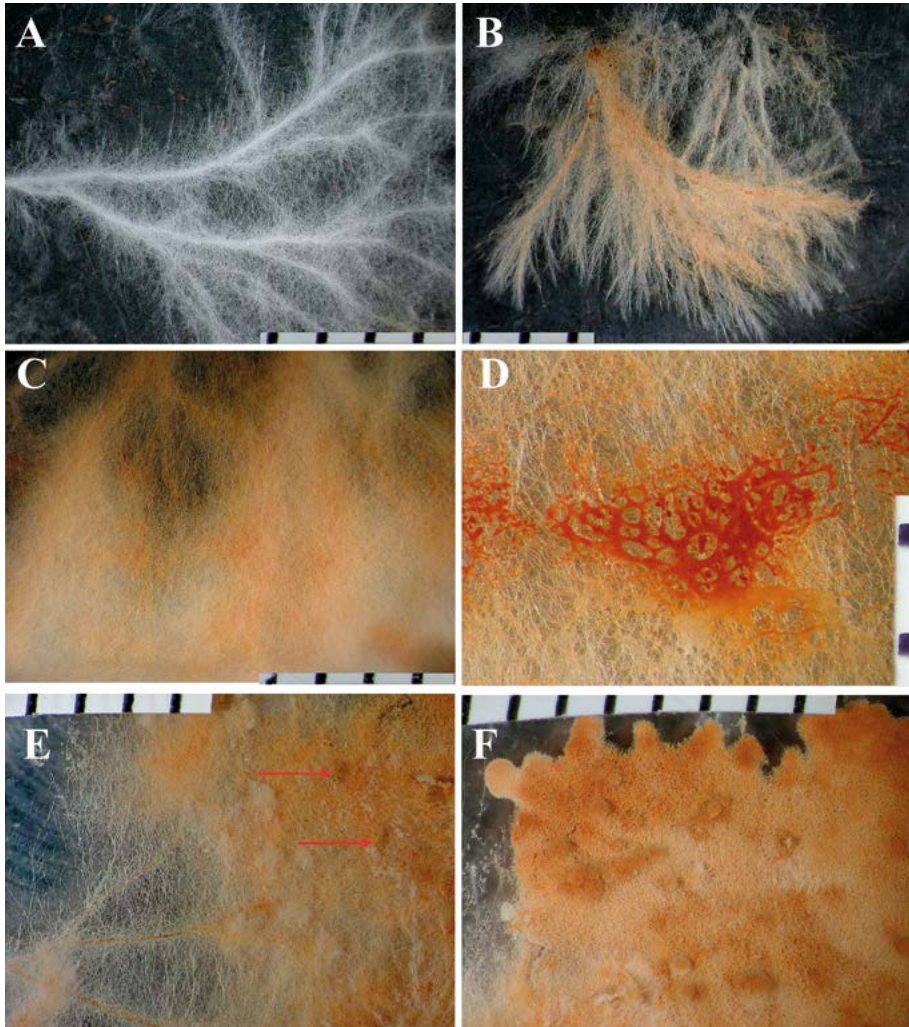


Abb. 7: Mycel und Fruchtkörper von *Crustoderma dryinum* aus Kultur: **A:** junges weißes Mycel mit strangähnlichen Strukturen; **B:** braune strangähnliche Strukturen (Sklerotisierung setzt ein); **C:** hellbraunes bis braunes Mycel; **D:** braunes Mycel (Sklerotisierung mit roten Sekreten); **E:** braunes Mycel – Übergang zu Fruchtkörpern; **F:** reifer Fruchtkörper; Maßstäbe mit Millimetern. Fotos: T. HUCKFELDT

Mikroskopische Merkmale des Mycels aus Gebäuden

Das Hyphensystem ist monomitisch, jedoch ist die Struktur bei alten Mycelien durch die Sklerotisierung nicht mehr kenntlich (Abb. 5B). Die Sklerotisierung ist leicht an den zuerst wenigen, im Entwicklungsverlauf immer häufiger auftretenden gelben, gelbbraunen bis rötlichen Tropfen (2-8 µm im Durchmesser) erkennbar (Abb. 8). Die Hyphen haben eine ungeordnete bis netzförmige Struktur, jedoch ist sie in den strangähnlichen Strukturen gerichtet. Echte Stränge, die aus mehreren Hyphentypen bestehen, wie z. B. bei *Antrodia*-, *Coniophora*- und *Serpula*-Arten (FALCK 1912; Abb. 10), fehlen. Die Grundhyphen sind hyalin bis gelb, alt aber auch bis braun. Sie sind dünn- bis dickwandig (Zellwand bis 2/5 des Hyphendurchmessers), 2-5 µm im Durchmesser, septiert und haben nicht ganz gleichförmige Schnallen (Abb. 8). Faser- und Gefäßhyphen fehlen.

Phylogenetische Zuordnung

Unsere sequenzierten Stämme von *C. dryinum* stehen im Stammbaum direkt neben der sehr ähnlichen Art *C. corneum*. Dies legt auch die Arbeit von NAKASONE (1984) nahe. Phylogenetische Stammbäume, die *Crustoderma* einschließen, gibt es nach unserer Kenntnis kaum. Ein umfangreicherer Stammbaum auf der Basis von ITS und Teilen der 28S rDNS stellte *Crustoderma* in eine Gruppe mit *Pycnoporellus*-Arten, neben eine *Laetiporus*-Gruppe (ORTIZ-SANTANA et al. 2013). In unserem Stammbaum ist der Weißfäule-Erreger *Hyphoderma praetermissum*² (P. Karst.) J. Erikss. & Å. Strid benachbart. Diese drei Pilze stehen benachbart zu den Weißfäule-Erregern *Meripilus giganteus* (Pers.) P. Karst., *Inonotus hispidus* (Bull.: Fr.) P. Karst. und *Phellinus igniarius* (L.: Fr.) Quél. Bemerkenswert sind die Nähe zu *Inonotus* sp. und *Phellinus* sp. sowie das zerstreute Auftreten der Braunfäule-Erreger im Stammbaum insgesamt. Jedoch haben sich Braunfäulen mehrfach aus Weißfäulepilzen entwickelt, indem sie den aufwendigen enzymatischen Mechanismus zum Ligninabbau durch nicht-enzymatische Prozesse ersetzt haben (ORTIZ-SANTANA et al. 2013).

Fazit

Wir schlagen für *Crustoderma dryinum* einen neuen deutschen Namen vor, nämlich „Ockerfarbene Krustenhaut“, da die Art kaum an Eichenholz vorkommt (Tabelle 1). Auch ERIKSSON et al. (1973-1988) geben als Substrat nur *Pinus silvestris* L. und *Picea abies* L. an.

Ein Vergleich mit makroskopisch ähnlichen Arten ergibt: Die Gattung *Stereum* bildet keine Schnallen, hat einen anderen Fäuletyp (Weißfäule) und nicht so leuchtende Gelb-/Ockerfarben. Die ebenfalls ähnliche Gattung *Phlebia* verursacht Weißfäule und ihre Fruchtkörper sind u. W. nur einschichtig. Die Mycelien von *C. dryinum* haben Ähnlichkeit mit denen der Saftporlinge (*Oligoporus* spp.); jedoch weicht die gelbe bis gelbbraune Farbe der Mycelien hiervon ab.

² *Hyphoderma praetermissum* ist heute *Peniophorella praetermissum* (vgl. BERNICCHIA & GORJÓN 2010).

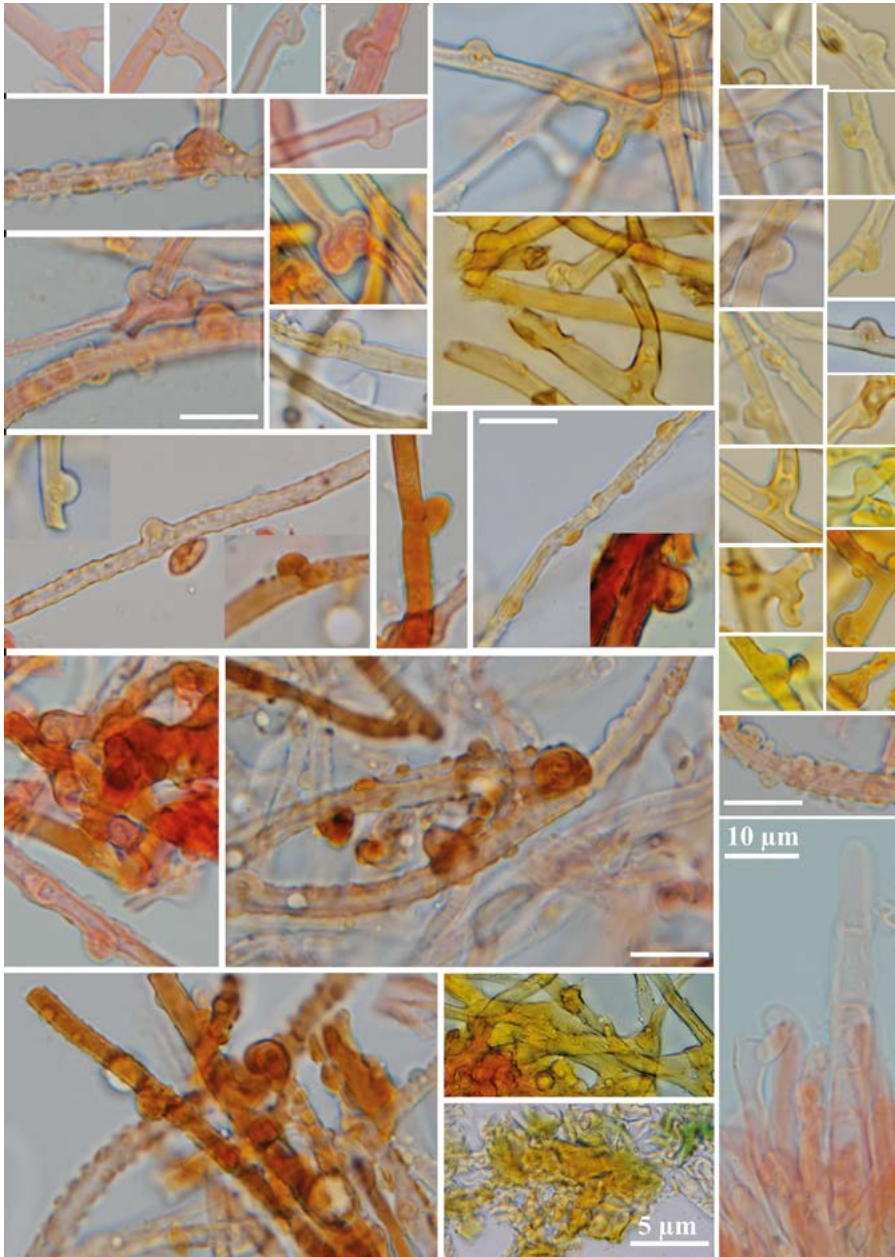


Abb. 8: Mikroskopische Kultur-Bilder von *Crustoderma dryinum*: Entwicklung der Sklerotisierung (von oben links nach unten rechts). Oben: Junge, hyaline Hyphen mit Schnallen ohne Auflagerungen und Verfärbungen; nach unten nimmt die Anzahl der Auflagerungen und die Verfärbung der Hyphen zu: von hyalin über gelb und rotbraun bis braun. Im Zuge dieses Prozesses verkleben die Hyphen immer mehr und sind kaum noch zu isolieren. (Analoges ist bei Mycel/Fruchtkörpern aus Gebäuden zu beobachten.) Rechtes unteres Bild zeigt eine septierte Zystide. Fotos: T. HUCKFELDT

Eine weitere ähnliche Art ist der Unscheinbare Wachsling (*Cerinomyces pallidus* Martin), der oft gemeinsam mit Blättlingen (*Gloeophyllum* spp.) vorkommt (Abb. 9). Er hat jedoch abweichende Basidien. Eine genaue Beschreibung findet sich bei HUCKFELDT & HECHLER (2004). Weitere schichtförmig wachsende Braunfäulepilze sind in Abb. 9 zusammengestellt.

Die voll entwickelten (älteren) Fruchtkörper sind oft makroskopisch erkennbar: *C. dryinum* zeigt folgende Merkmale: oft mehrschichtig (sehr fein – Abb. 4), Sklerotisierung der unteren Schichten, feine dunkle Linien zwischen den Schichten (Abb. 2) und Braunfäule mit feinem Bruchbild (Abb. 2), die jedoch oft vergleichsweise hell ist. Mikroskopisch kommen als Merkmale hinzu: leicht dickwandige Sporen, zylindrische, lange Zystiden, die zuweilen septiert sind, und etwas verdickte Grundhyphen im Subikulum.

Nach ERIKSSON et al. (1975) steht die Gattung isoliert da, dies zeigt auch die phylogenetische Einordnung (Abb. 3). Ähnlich wie andere Braunfäulepilze zeigt zumindest eine *Crustoderma*-Art (ohne genauere Bestimmung) eine ausgeprägte Schutzmittel-Toleranz gegenüber Kupfer-Chrom-Arsen (CHOI et al. 2009). Dies könnte ein Erklärungsansatz sein, warum *C. dryinum* häufig in alten Gebäuden, jedoch kaum im Freiland gefunden wird. Ob sich die Art nach Norden hin ausbreitet, kann derzeit nicht beantwortet werden.

Die vorgestellte Wasseragar/Holzstäbe-Kultivierungsmethode zur Beurteilung des Fäule-Potenzials ist zur Isolierung und Untersuchung holzzerstörender Basidiomyceten geeignet. Die Kultivierungsmethode „Wasseragar mit Holzstäben“ hat den Vorteil, dass sich die gleichen Mikro- und ähnliche Makromerkmale entwickeln wie an Fruchtkörpern und Mycelien aus Gebäuden.

Exkurs: Strangähnliche Strukturen und Stränge versus Rhizomorphen

Der Begriff „Strang“ (englisch: strand) wird in der vorliegenden Arbeit in der Beschreibung von HARTIG (1885), MEZ (1908) und FALCK (1912) verwendet. Demnach sind Stränge bindfaden-, band- oder haarartige, langgezogene, oft wurzelähnlich verzweigte Mycelverbände, die sich hinter der Wachstumsfront im Oberflächenmycel entwickeln (Abb. 10B) und in dieses, zumindest im jungen Zustand, eingebettet sind; z. T. liegen Stränge nach Autolyse oder Tierfraß auch frei. Mikroskopisch setzen sich Stränge aus zwei oder mehr Hyphentypen zusammen, z. B. bei *Coniophora puteana* (Schum.: Fr.) P. Karst. aus Grund-, Gefäß- und Faserhyphen. Der Begriff „Strang“ hat eine lange Tradition in der Literatur über holzzerstörende Pilze, auch für die deutschsprachige und europäische Normung (DIN, EN, ÖNorm), und wird z. B. in morphologischen Publikationen verwendet (z. B. NUSS et al. 1991; MOORE 1998; CARLILE et al. 2001; WEBSTER & WEBER 2007). Strangähnliche Strukturen sind beschrieben als Hyphenverbände, die nur aus Grundhyphen bestehen, sich aber ebenfalls hinter der Wachstumsfront bilden (Abb. 10A). Anders verhält es sich bei Rhizomorphen, die sich auch vor der Wachstumsfront bilden können und ein Spitzenwachstum zeigen (Abb. 10C), aber auch aus zwei oder mehr Hyphentypen aufgebaut sind (vgl. HARTIG 1885).

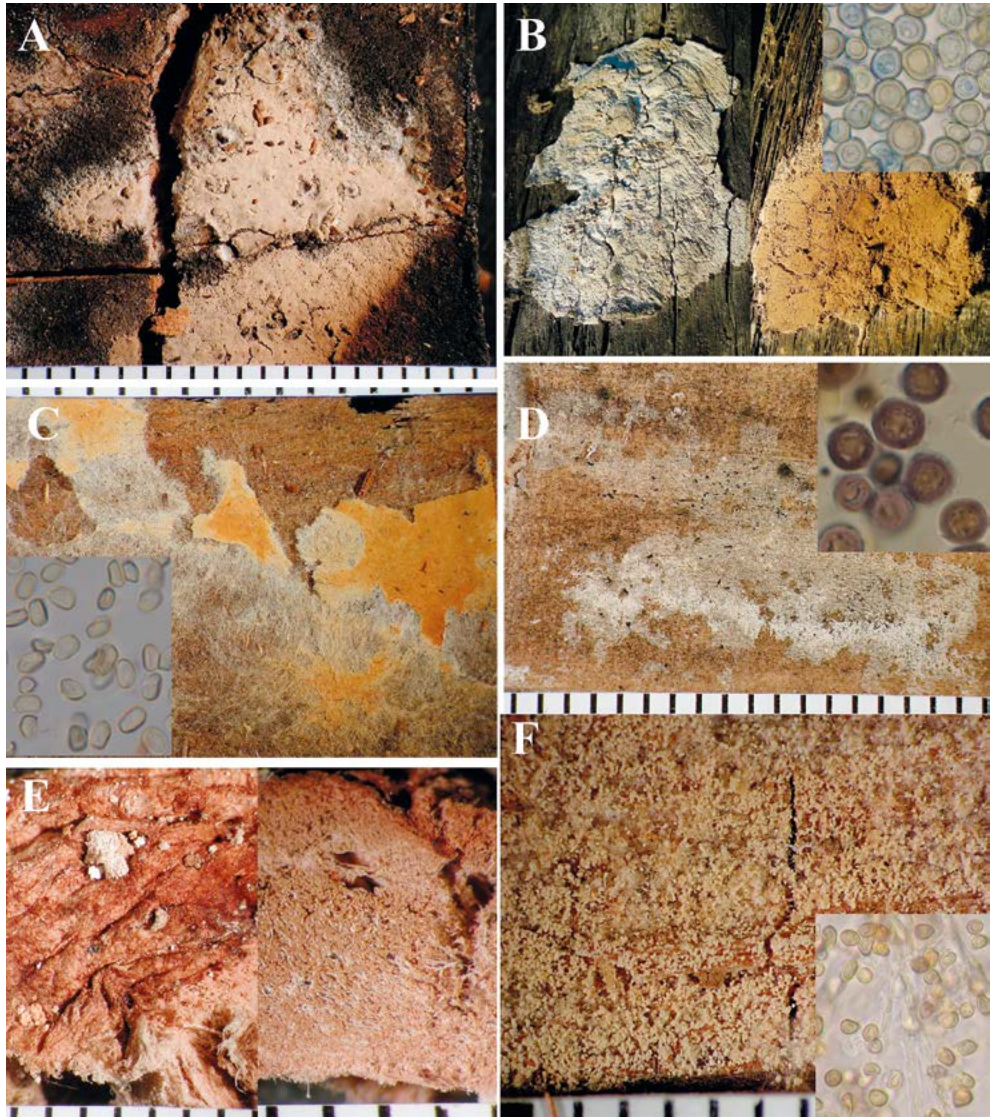


Abb. 9: Fruchtkörper- und Nebenfruchtkörper-Vergleich von schichtförmig wachsenden Braunfäulepilzen mit hellen Sporen aus Gebäuden: **A)** Unscheinbarer Wachsling (*Cerinomyces pallidus*); **B)** *Sporotrichum versisporum* (Nebenfruchtform des Schwefelporlings – *Laetiporus sulphureus* (Bull.: Fr.) Murrill), rechts Peridie abgenommen, Eckbild: dickwandige Konidien; **C)** *Amylocorticiellum cremeoisabellinum* (Litsch.) Spirin & Zmitr. [= *Hypochniciellum cremeoisabellinum* (Litsch.) Hjortstam], Eckbild: Sporen; **D)** *Amylocorticiellum molle* (Fr.) Spirin & Zmitr., Hymenium, Eckbild: dickwandige Chlamydosporen (amyloid); **E)** *Ptychogaster rubescens* Boud., Nebenfruchtform; **F)** *Oligoporus rennyi* (Berk. & Broome) Donk, Eckbild: dickwandige Konidien.

Fotos: T. HUCKFELDT

In der Literatur zu Mykorrhiza-Pilzen und für andere Pilze hat sich parallel der Begriff Rhizomorphen für beide Arten der Hyphenverbände etabliert (AGERER 1998; AGERER & IOSIFIDOU 2004).

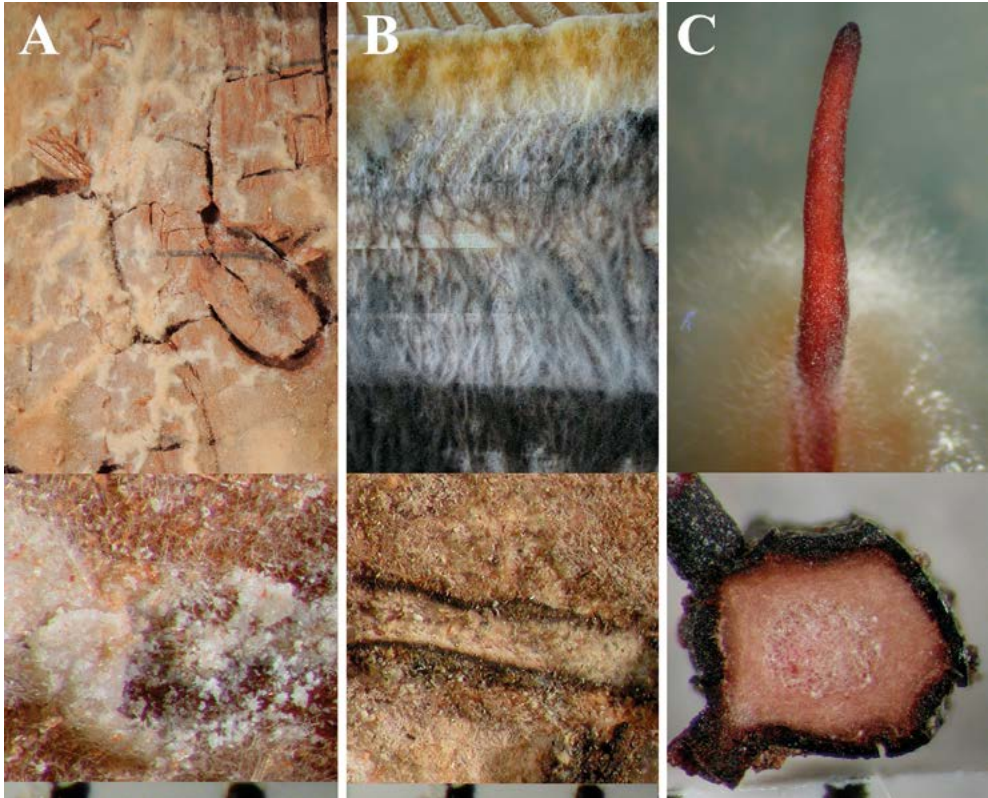


Abb. 10: Entwicklungsreihe von strangähnlicher Struktur zur Rhizomorphe: A) weiße bis cremefarbene strangähnliche Strukturen von *Crustoderma dryinum*: Aufbau nur aus Grundhyphen, daher ohne Querschnitts-Strukturierung; B) Stränge von *Coniophora puteana*, oben: Zuwachszone mit anschließender Strangbildungszone, unten: Anschnitt: außen Rinde aus Grund- und Faserhyphen, innen ein Leitungssystem aus Grund- und Gefäßhyphen; C) Rhizomorphen von *Armillaria mellea* (Vahl: Fr.) P. Kumm., oben: Zuwachszone mit Spitzenwachstum, unten: Querschnitt; Aufnahmen „oben“: aus Kulturen, „unten“: aus geschädigten Konstruktionen.

Fotos: T. HUCKFELDT

Danksagung

Der Erstautor dankt Frau Sybille Wörner für die langjährige zuverlässige technische Assistenz. Wir danken folgenden Sachverständigen und Firmen für Exsikkate: Dr. Blei (Privatinstitut für Innenraumtoxikologie, Jena); Herrn Dipl.-Holzwirt Dinger (Sachverständiger, Köln); Herrn Dropmann-Fischer (Restaurator, ConExArt, Essen); Herrn Dr. Henkel (Eurofins Institut Jäger, Tübingen); Frau Klein-Vehne (BiolytiQs, Düsseldorf); Herrn Dr. Rudolf Rabe (Labor Dr. Rabe HygieneConsult, Essen); Herrn Dr. Christoph Trautmann (Umweltmykologie GbR, Berlin); Herrn Dipl.-Holzwirt

Dr. Bernd Wischer (Sachverständiger, Warmsroth). Für die Bereitstellung von Holzproben, die zur Kultivierung der Pilzart führten, danken wir: Dipl.-Ing. H. D. Böser (Ingenieurbüro für Bauwesen, Karlsruhe); Huth, Ullrich (Architekt BDB, Alzey); Gerd Paul Koch (Gerd Paul Koch GmbH Bauingenieure, Mannheim); Schuster, H. (Süd-West Schadenservice, Jockgrim); IFB Ingenieure GmbH, Taunusstein; Staatl. Vermögens- und Hochbauamt (Heilbronn); Prof. Dipl.-Ing. Martin Müller (Büro für Bauwesen, Karlsruhe); Allianzversicherung AG (Stuttgart) und BGS Ingenieursozietät (Frankfurt a. M.). Für die Hilfe bei der statistischen Bearbeitung der Daten danken wir Frau Dr. Heike und Herrn Dr. Marcus Grimm, Universität Homburg (Saar).

Literatur

- ACDSee (2011): Software ACDSee Pro 4.0 (Version 2011) ACD Systems International Inc.
- AGERER R, IOSIFIDOU P (2004): Rhizomorph structures of Hymenomycetes: A possibility to test DNA-based phylogenetic hypotheses? In: AGERER R, PIEPENBRING M, BLANZ P (Hrsg.): *Frontiers in Basidiomycote Mycology*. – IHW-Verlag, Eching, S. 249-302.
- AGERER R (Hrsg.) (1998): *Colour atlas of Ectomycorrhizae*. – Einhorn-Verlag, Schwäbisch Gmünd.
- BAVENDAMM W (1936a): Aus der Praxis der mykologischen Holzschutzmittelprüfung. 1 Mitteilung, – *Angewandte Botanik* **18**: 132-146.
- BAVENDAMM W (1936b): Erkennen, Nachweis und Kultur der holzverfärbenden und holzersetzenen Pilze. In: ABDERHALBEN E (Hrsg.) *Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden*. – Urban & Schwarzenberg, Berlin, Abt XII, Teil 2/II, S. 943-1113.
- BERNICCHIA A, GORJÓN SP (2010): *Corticiaceae s. l. Fungi Europaei* 12. – Candusso, Italien, 1008 S.
- BOLLMANN A, GMINDER A, REIL P (2007): *Abbildungsverzeichnis europäischer Großpilze*. Arbeitsgemeinschaft Pilzkunde Stuttgart (APS), *Jahrbuch der Schwarzwälder Pilzlehrschau* 2, 4. Auflage, 301 S.
- CAREY JK, HUL AV (1989): A selective medium for the isolation of wood-rotting basidiomycetes. – *International Biodeterioration* **25**: 373-376.
- CARLILE MJ, WATKINSON SC, GOODAY GW (2001): *The fungi*. 2. Auflage. – Academic press, London, 588 S.
- CETTO B (1990-1994): *I funghi dal vero*. Vol. 1-7. – Saturnia, Trento, Italien.
- CLÉMENÇON H (2009): *Methods of working with macrofungi*. Laboratory cultivation and preparation of larger fungi for light microscopy. – IHW-Verlag, Eching, 88 S.
- CHOI SM, KIM GH, LIM YW, KIM SH, IMAMURA Y, YOSHIMURA T, KIM JJ (2009): Characterization of a strong CCA-treated wooddegrader unknown *Crustoderma* species. – *Antonie van Leeuwenhoek* **95**: 285-293.
- DÄMON W (2001): *Die corticoiden Basidienpilze des Bundeslandes Salzburg (Österreich)*. Floristik, Lebensräume und Substratökologie. *Bibliotheca Mycologica* 189. – Verlag J. Cramer, Lehre, 413 S.
- ERB B, MATHEIS W (1983): *Pilzmikroskopie*. – Frankh'sche Verlagshandlung, Stuttgart, 166 S.
- ERIKSSON J, HJORTSTAM K, LARSSON KH, RYVARDEN L (1973-1988): *The Corticiaceae of North Europe*. Vol. 1-8. – *Fungiflora*, Oslo, 1631 S.

- FALCK R (1912): Die Meruliusfäule des Bauholzes. Hausschwammforschung. - Gustav Fischer, Jena, Heft 6, 405 S.
- GINNS J H (1974): *Merulius*: s. s. and s. l., taxonomic disposition and identification of species. - Canadian Journal of Botany **54**: 100-167.
- GINNS J H (1978): *Leucogyrophana* (Aphylophorales): Identification of species. - Canadian Journal of Botany **56**: 1953-1973.
- GROSSE-BRAUCKMANN H (1990): Corticioide Basidiomyceten in der Bundesrepublik Deutschland. Funde 1960-1989. - Zeitschrift für Mykologie **56**: 95-130.
- HANLEY A (2010): Software: Combine ZP (GNU Public licence). Quelle: <http://www.hanleyweb.pwp.blueyonder.co.uk> (Zugriff: 11.10.2012).
- HANSEN L, KNUDSEN H, DISSING H, AHTI T, ULVINEN T, GULDEN G, RYVARDEN L, PERSSON O, STRID A (1997): Nordic macromycetes, heterobasidioid, aphylophoroid and gastromycetoid basidiomycetes. Vol. 3. - Nordsvamp, Copenhagen, 444 S.
- HARMSSEN, L. (1960): Taxonomic and cultural studies on brown spored species of the genus *Merulius*. - Friesia **6**: 233-277.
- HARTIG R (1885): Die Zerstörung des Bauholzes durch Pilze; I. Der Echte Hausschwamm (*Merulius lacrymans* Fr.) Der echte Hausschwamm. - J. Springer, Berlin, 82 S.
- HUCKFELDT T, DILL I, STEEGHS-ALCER A, SCHMIDT O (2011): Morpho-anatomische und molekulare Charakterisierung des Hausfäulepilzes *Leucogyrophana pulverulenta*. - Zeitschrift für Mykologie **78**: 45-60.
- HUCKFELDT T, HECHLER J (2004): *Cerinomyces pallidus* Martin: Erstfund für Deutschland. - Zeitschrift für Mykologie **70**: 98-106.
- HUCKFELDT T, SCHMIDT O (2005): Ökologie der Hausfäulepilze. Vorträge 9. Lübecker Fachtagung Umwelthygiene. - Schriftenreihe des Instituts für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene der Medizinischen Universität zu Lübeck. Verlag: Schmidt-Römhild, Lübeck, S. 75-90.
- HUCKFELDT T, SCHMIDT O (2013): *Coniophora prasinoides* (Bourdot & Galzin). Erstfund in Deutschland. - Zeitschrift für Mykologie **79**: 443-454.
- HUCKFELDT T, SCHMIDT O (2015): Hausfäule- und Bauholzpilze. 2. Auflage. - Rudolf Müller, Köln, 610 S.
- HUNT R S, COBB JR (1971): Selective medium of the isolation of wood-rotting basidiomycetes. - Canadian Journal of Botany **49**: 2064-2065.
- JÜLICH W (1984): Basidiomyceten 1. Teil, Die Nichtblätterpilze, Gallertpilze und Bauchpilze. In: Gams H (Hrsg.) Kleine Kryptogamenflora Bd. IIb/1, Basidiomyceten, 1. Teil. - Gustav Fischer, Stuttgart, 626 S.
- KRIEGLSTEINER GJ (1991): Verbreitungsatlas der Großpilze Deutschlands (West). - Ulmer, Stuttgart, 1016 S.
- MEYER L, BRISCHKE CH (2015): Fungal decay at different moisture levels of selected European-grown wood species. - International Biodeterioration & Biodegradation **103**: 23-29.
- MEYER L, BRISCHKE CH, TREU A, LARSSON-BRELID P (2015): Critical moisture conditions for fungal decay of modified wood by basidiomycetes as detected by pile tests. - Holzforschung DOI: 10.1515/hf-2015-0046.

- MEZ C (1908): Der Hausschwamm und die übrigen holzzerstörenden Pilze der menschlichen Wohnungen. - R. Lincke, Dresden, 260 S.
- MOORE D (1998): Fungal morphogenesis. Developmental and cell biology series. - Cambridge university press, Großbritannien, 469 S.
- MORETH U, SCHMIDT O (2005): Investigations on ribosomal DNA of indoor wood decay fungi for their characterization and identification. - *Holzforschung* **59**: 90-93.
- NAKASONE KK (1984): Taxonomy of *Crustoderma* (Aphyllphorales, Corticiaceae). - *Mycologia* **76**: 40-50.
- NUSS J, JENNINGS DH, VELTKAMP CJ (1991): Morphology of *Serpula lacrymans*. In: JENNINGS DH, BRAVERY AF (Hrsg.) *Serpula lacrymans*: Fundamental biology and control strategies. - Wiley Editonal Offices, Chichester, 9-38.
- ORTIZ-SANTANA B, LINDNER DL, MIETTINEN O, JUSTO A, HIBBETT DS (2013): A phylogenetic overview of the *antrodia* clade (Basidiomycota, Polyporales). - *Mycologia* **105**: 1391-1411.
- RIDOUT B (2000): Timber decay in buildings. The conservation approach to treatment. - E & FN Spon, London, 232 S.
- RUSSELL P (1956): A selective medium for the isolation of basidiomycetes. - *Nature* **177**: 1038-1039.
- RYPÁČEK V (1966): Biologie holzersetzender Pilze. - Gustav Fischer, Jena, 211 S.
- SCHMIDT O (2003): Molekulare und physiologische Charakterisierung von Hausschwamm-Arten. - *Zeitschrift für Mykologie* **69**: 287-298.
- SCHMIDT O (2006): Wood and tree fungi. Biology, damage, protection, and use. - Springer, Berlin, Heidelberg, 334 S.
- SCHMIDT O (2007): Indoor wood-decay basidiomycetes: damage, causal fungi, physiology, identification and characterization, prevention and control. - *Mycological Progress* **6**: 261-279.
- SCHMIDT O, GRIMM K, MORETH U (2002a): Molecular identity of species and isolates of the *Coniophora* cellar fungi. - *Holzforschung* **56**: 563-571.
- SCHMIDT O, GRIMM K, MORETH U (2002b): Molekulare und biologische Charakterisierung von *Gloeophyllum*-Arten in Gebäuden. - *Zeitschrift für Mykologie* **68**: 141-152.
- SCHMIDT O, MORETH U (2002): Data bank of rDNA-ITS sequences from building-rot fungi for their identification. - *Wood Science and Technology* **36**: 429-433.
- SCHMIDT O, MORETH U (2003): Molecular identity of species and isolates of internal pore fungi *Antrodia* spp. and *Oligoporus placenta*. - *Holzforschung* **57**: 120-126.
- SCHMIDT O, MORETH U (2006): Molekulare Untersuchungen an Hausfäulepilzen. - *Zeitschrift für Mykologie* **72**: 137-152.
- SCHMIDT O, GAISER O, DUJESIEFKEN D (2012): Molecular identification of decay fungi in the wood of urban trees. - *European Journal of Forest Research* **131**: 885-891.
- STALPERS JA (1978): Identification of wood-inhabiting Aphyllphorales in pure culture. *Studies in Mycology* Nr. 16, - Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn, 248 S.
- STIENEN T, SCHMIDT O, HUCKFELDT T (2014): Wood decay by indoor basidiomycetes at different moisture and temperature. - *Holzforschung* **68**: 9-15.
- TAMURA K, DUDLEY J, NEI M, KUMAR S (2007): MEGA4: Molecular Evolutionary Genetics Analysis (MEGA) software version 4.0. - *Molecular Biology and Evolution*. **24**: 1596-1599.

- THEDEN G (1972): Das Absterben holzerstörender Pilze in trockenem Holz. – Material und Organismen 7: 1-10.
- TURA D, ZMITROVICH IV, WASSER SP, SPIRIN WA, NEVO E (2011): Biodiversity of the heterobasidiomycetes and non-gilled hymenomycetes (former Aphyllophorales) of Israel. - A. R. G. Gantner, Ruggell, 566 S.
- WÄLCHLI O (1977): Der Temperatureinfluss auf die Holzerstörung durch Pilze. - Holz als Roh- und Werkstoff 35: 45-51.
- WEBER KA (1996): Untersuchungen über den Einfluß von Mineralsalzen auf den Holzabbau durch Moder-, Braun- und Weißfäulepilze. - Dissertation an der Fakultät für Bio- und Geowissenschaften der Universität Karlsruhe, 213 S.
- WEBSTER J, WEBER RWS (2007) Introduction to Fungi. Cambridge University Press, 864 S.
- WORRALL JJ (1991): Media for selective isolation of hymenomycetes. - Mycologia 83: 296-302.
- WHITE TJ, BRUNS T, LEE S, TAYLOR S (1990): Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: INNIS MA, GELFAND DH, SNINISKY JJ, WHITE TJ (Hrsg.) PCR protocols. - Academic Press, San Diego, S. 315-322

Dr. rer. nat. habil. Klaus Grimm
Akademischer Direktor

am Institut für Botanik I, Universität Karlsruhe (heute KIT).
Forschung über Myxobakterien (1965-1978); Forschung
über holzerstörende Pilze in Gebäuden (1980-2001).



Dr. rer. nat. Dipl.-Biol. Tobias Huckfeldt

seit 1999 Forschung zu Fäulepilzen und Holzschäden
in/an Gebäuden, seit 2012 am Institut für Holzqualität
und Holzschäden – Dr. Rehbein und Dr. Huckfeldt GbR



Prof. Dr. rer. nat. habil. Olaf Schmidt

Dipl.-Biol.; seit 1973 Forschung zu Pilzen und Bakterien
in Holz und Bäumen an der Abteilung Holzbiologie,
Zentrum Holzwirtschaft, Universität Hamburg

