

**Catálogo revisado
de los macromicetos
del Jardín Botánico Atlántico de Gijón
2ª Parte**

Edición digital

**Enrique Rubio Domínguez
Marta González García
Jorge Díaz García**

DOCUMENTOS

15

Gijón, 2018

Gijón



**Catálogo revisado de los macromicetos
del Jardín Botánico Atlántico de Gijón
2ª Parte**

editores Equipo científico del Jardín Botánico Atlántico:
Carlos García-Verdugo
Tomás E. Díaz González

Revisión del texto Arsenio Terrón Alfonso (Universidad de León)
Gabriel Moreno Horcajada (Universidad de Alcalá)

editan Ayuntamiento de Gijón
Jardín Botánico Atlántico

© de los textos Los autores, 2018
© de las fotografías Enrique Rubio Domínguez
© de esta edición Ayuntamiento de Gijón
Jardín Botánico Atlántico

maquetación Juan Gallego Diseño

Reservados todos los derechos. Queda prohibido reproducir, almacenar en sistemas de recuperación de la información y transmitir parte alguna de esta publicación, cualquiera que sea el medio empleado —electrónico, mecánico, fotocopia, grabación, etc.—, sin el permiso previo de los titulares de los derechos de propiedad intelectual.

d. l.: AS 468-2019 isbn: 978-84-617-7797-6

Catálogo revisado de los macromicetos del Jardín Botánico Atlántico de Gijón 2ª Parte

Enrique Rubio Domínguez
Marta González García
Jorge Díaz García

DOCUMENTOS

15

Gijón, 2018

Gijón



**Catálogo revisado
de los macromicetos
del Jardín Botánico Atlántico de Gijón.
2ª parte.**

E. Rubio¹, M. González² & J. Díaz³

Resumen

E. RUBIO, M. GONZÁLEZ & J. DÍAZ (2018). Catálogo revisado de los macromicetos del Jardín Botánico Atlántico de Gijón. 2ª parte. Nuevas adiciones al catálogo micológico del Jardín Botánico Atlántico de Gijón (Asturias, España). Un total de 169 nuevos registros han sido incorporados al catálogo de macromicetos del Jardín, 40 de los cuales son nuevos registros para el catálogo provincial de macromicetos. El catálogo de macromicetos del Jardín Botánico recoge en la actualidad un total de 933 taxones fúngicos.

Unguiculariopsis diversispora E. Rubio y *Pyrenopeziza tami* E. Rubio & M. González, se describen provisionalmente como nuevas especies.

Palabras clave: Corología, taxonomía, Asturias, *Bovista*, *Chaetothyphula*, *Eutypa*, *Geejayessia*, *Hypoxyton*, *Hysterostegiella*, *Juglanconis*, *Massarina*, *Moellerodiscus*, *Lycoperdon*, *Phaeopeltosphaeria*, *Pseudosplanchnonema*, *Pyrenopeziza*, *Unguiculariopsis*.

¹ c/ José Cueto, 3 5B, 33401 Avilés (Asturias); enrirubio@asturnatura.com

² c/ Torrecerredo 11 1F, 33211 Gijón (Asturias)

³ c/ La Vega, B4 2A, 33640 Ujo (Asturias)

Abstract

E. RUBIO, M. GONZÁLEZ & J. DÍAZ (2018). A revised catalogue of the macromycetes of the Atlantic Botanical Garden of Gijón. 2nd part.

New additions to the mycological catalogue of the Atlantic Botanical Garden of Gijón (Asturias, Spain). 169 new entries have been added to the catalogue of macromycetes of the Botanical Garden, 40 of which are new entries for the mycological catalogue of Asturias. The catalogue of the Botanical Garden currently includes a total of 933 fungal taxa.

Unguiculariopsis diversispora E. Rubio and *Pyrenopeziza tami* E. Rubio & M. González, are provisionally described as new species.

Key words: Chorology, taxonomy, Asturias, *Bovista*, *Chaetothyphula*, *Eutypa*, *Geejayessia*, *Hypoxyton*, *Hysterostegiella*, *Juglanconis*, *Massarina*, *Moellerodiscus*, *Lycoperdon*, *Phaeopeltosphaeria*, *Pseudosplanchnonema*, *Pyrenopeziza*, *Unguiculariopsis*.

CONTENIDOS

RESUMEN	5
ABSTRACT	6
INTRODUCCIÓN	8
<i>Materiales y métodos</i>	9
CATÁLOGO MICOLÓGICO (2ª parte)	10
<i>Phylum Ascomycota</i>	10
<i>Phylum Basidiomycota</i>	36
LISTADO GENERAL DE LOS MACROMICETOS CENSADOS EN EL JARDÍN BOTÁNICO ATLÁNTICO DE GIJÓN	48
<i>Phylum Ascomycota</i>	48
<i>Phylum Basidiomycota</i>	54
BIBLIOGRAFÍA	66
AGRADECIMIENTOS	69
LOS AUTORES	70
ANEXO FOTOGRÁFICO	74

INTRODUCCIÓN

Fruto de continuas prospecciones en el recinto del Jardín Botánico Atlántico de Gijón, han sido localizados una serie de nuevos taxones de macromicetos que incluimos en el presente estudio. Algunos de ellos resultan muy interesantes por su rareza, mientras que otros, mucho más comunes, no habían sido detectados, sin embargo, hasta la fecha. Todos ellos han sido incorporados al catálogo fúngico de esta institución, una vez contabilizados los trabajos previos de herborización de GARCÍA & SOCIEDAD ASTURIANA DE MICOLOGIA (2004) y los miembros de la SOCIEDAD ASTURIANA DE MICOLOGÍA (2014), y los más modernos de RUBIO & *al.* (2016a). En estos trabajos previos se censaron un total de 762 taxones fúngicos, por lo que sumados a los 169 que en esta nueva entrega presentamos, el censo total actual de los macromicetos en el Jardín alcanza la cifra de 931 taxones.

En la parte final del manuscrito, ofrecemos al lector una relación pormenorizada de todos ellos. La apertura de nuevos espacios al público en el Jardín Botánico, como el del Bioma Boreal Americano, inaugurado a finales de 2018, ha facilitado enormemente la detección de nuevas especies hasta el momento no censadas, no sólo por lo que tienen de peculiar las especies vegetales presentes en esa zona, sino por la remoción y consiguiente aireación de los suelos que las obras de acondicionamiento en dicho espacio originaron.

Gracias a todos estos hallazgos, el catálogo de macromicetos de Asturias (RUBIO & *al.*, 2006, 2016b) alcanza en la actualidad una cifra de más de 4.000 taxones fúngicos.

La aplicación de las modernas técnicas de la biología molecular a la ya de por sí muy inestable taxonomía fúngica hace que los cambios en los binomios de los taxones sean casi constantes, tanto a nivel genérico como específico. A pesar de ello, hemos procurado mantenerla al día, aún sabiendo que muy pronto podría estar obsoleta en muchos casos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Los métodos desarrollados en este trabajo han sido los tradicionales en este tipo de estudios (RUBIO & *al.*, 2016a). Básicamente, consisten en la recolección, estudio macro y microscópico, y posterior desecado de las muestras a temperatura ambiente, para su conservación en el herbario (ERD), cuando el taxón posee el interés suficiente.

De una muestra de *Lycoperdon umbrinoides*, la taxonómicamente más conflictiva, se obtuvieron secuencias de los *loci* ITS y LSU del ADN_r, lo que nos permitió aumentar las posibilidades de certeza en su identificación. Los números de acceso en GenBank para esta muestra (GenBank accession numbers) y para las regiones ITS y LSU de la misma, son: MH375700 y MH401643 respectivamente.

Tanto la extracción del ADN como la amplificación y secuenciación de las muestras fue realizada por el laboratorio ALVALAB (Oviedo, España). Para la extracción, a partir de material previamente desecado, se empleó un protocolo modificado basado en MURRAY & THOMPSON (1980). Para la amplificación se utilizaron los cebadores ITS4 y LROR (WHITE & *al.*, 1990; GARDES & BRUNS, 1993) respectivamente para las regiones ITS y LSU del ADN ribosómico. Las reacciones de la PCR se realizaron en el marco de un programa consistente en un arranque en caliente a 95 °C durante 5 min, seguido de 35 ciclos a 94 °C, 54 °C y 72 °C (45, 30 y 30 °C) durante 45 segundos respectivamente y un paso final a 72 °C durante 10 minutos.

Los productos de la PCR se comprobaron en geles de agarosa al 1% y se secuenciaron las reacciones positivas con uno o más primers de PCR. Los cromatogramas fueron corregidos manualmente cuando se detectaron inconsistencias en los electroferogramas.

CATÁLOGO MICOLÓGICO (2ª PARTE)

PHYLUM ASCOMYCOTA

ORDEN ACROSPERMALES

AcrospERMum compressum Tode
En tallos de *Oenanthe crocata*, 12-V-2018, leg. & det. E. Rubio.

ORDEN BOTRYOSPHAERIALES

Diplodia seriata De Not., *Microm. Ital.*
Dec. IV No 6 (1842).

Teleomorfo: *Botryosphaeria obtusa*
(Schwein.) Shoemaker, *Can. J. Bot.*
42: 1298 (1964).

Anamorfo y teleomorfo en ramitas
terminales de *Malus sylvestris* aún
sujetas al árbol, 9-V-2018, leg. M.
González, det. E. Rubio, ERD-7522.
Figs.1-2.

Nuevo registro para el catálogo
provincial de macromicetos.

Conidiomas: picnidios esféricos o
piriformes, simples o agregados en
pequeños grupos, semiinmersos
o superficiales, subepidérmicos,
uniloculados, negruzcos, ostiolados,
con paredes gruesas formadas por una
capa externa con *textura angularis*
de células poligonales de color pardo
oscuro o pardo negruzco y una capa
interna similar, formada por células
hialinas. Las células conidiógenas son
holoblásticas, hialinas, cilíndricas,
lisas, provistas de una o dos zonas
anuliformes, con las paredes delgadas,
y forman, apicalmente, un único
conidio inicialmente hialino, más
tarde pardo amarillento y finalmente

de color pardo oscuro, aseptado y con
las paredes asperuladas. Sus medidas
oscilan entre 20 y 28 µm de longitud y
10-15 µm de anchura.

Ascomas negruzcos, subepidérmicos,
numerosos, aislados o en grupos,
esféricos o piriformes, uniloculados,
en ocasiones botrioides, de hasta 375
µm de diámetro, con paredes gruesas
con una *textura angularis* formada
por células negruzcas hacia el exterior,
hialinas hacia el interior del ascoma.

Ascosporas bitunicadas, fisitunicadas,
cilíndrico-claviformes, estipitados,
que contienen ocho **ascósporas**
hialinas y elipsoidales, más o menos
irregularmente biseriadas, no
septadas, con un contenido guttular
espumoso y de 23-32 x 7,5-12,0
µm, más anchas en la región media
que hacia los polos. Conidiomas y
ascomas pueden diferenciarse por
el diferente contenido de ambos:
negruzco en los primeros y blanco
niveo en los segundos.

Diplodia seriata [(*Botryosphaeria obtusa*
(Schwein.) Shoemaker] es un
hongo plurívoro, aparentemente
cosmopolita, cuyo nombre ha sufrido
grandes controversias a lo largo del
tiempo. El hongo, probablemente
un complejo de especies, es común
en madera muerta o moribunda de
multitud de plantas, en las que parece
provocar lesiones foliares, úlceras
y podredumbre de sus frutos. Sin

embargo, aún no parece del todo claro si se trata de un hongo saprobio o patógeno, aunque se le atribuyen efectos perniciosos sobre plantas de interés comercial como los manzanos o la vid. Estudios moleculares de PHILLIPS & al. (2007) revelan que este taxón es, filogenéticamente, bastante homogéneo.

ORDEN CAPNODIALES

Mycosphaerella euphorbiae Niessl ex J. Schröt., in Cohn, *Krypt.-Fl. Schlesien* (Breslau) 3.2(3): 338 (1894) [1908]. En tallos de *Euphorbia paralias*, 11-II-2017, leg. J. Díaz, det. E. Rubio, ERD-6960. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Mycosphaerella hedericola (Cooke) Lindau, in Engler & Prantl, *Nat. Pflanzenfam.*, Teil. I (Leipzig) 1(1): 424 (1897). En hojas de *Hedera helix*, 11-IV-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7491. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

El hongo forma **pseudotecios** diminutos, esféricos, subsuperficiales, negruzcos y con los bordes irregulares, en zonas decoloradas de las hojas de la hiedra (*Hedera helix*) que han sobrepasado el invierno. Los **ascos** son bitunicados, más anchos hacia la base y las esporas son hialinas, bicelulares, lisas y muchas veces dimórficas.

Mycosphaerella punctiformis (Pers.) Stårback, *Bihangtill K. Svenska Vetensk.-Akad. Handl.*, Afd. 3 41(9): 163 (1889).

En hojas de *Quercus robur*, 18-IV-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7499.

Mycosphaerella es uno de los géneros de ascomicetos con un mayor número de especies. Un género que comprende multitud de especies patógenas de importancia económica, así como también otras consideradas como saprobias. *M. punctiformis* está, en realidad, formado por un complejo de especies, cuya especificidad por el huésped no parece aún del todo aclarada. Algunos autores creen que *M. punctiformis* es un taxón plurívoro que es, incluso, menos frecuente en las hojas de los robles que *M. maculiformis*, una especie descrita originalmente en *Corylus*, que causa en las hojas de los castaños, robles y otros árboles la enfermedad conocida como “socarrina” o “mancha foliar del castaño”, que puede originar una defoliación severa. Esta especie podría ser distinguida de *M. punctiformis* por sus ascomas más densamente gregarios, por sus ascos cilíndricos y por sus esporas de mayores dimensiones, aunque algunos autores creen que ambas especies podrían ser, incluso, coespecíficas.

Ruptoseptoria unedonis (Roberge ex Desm.) Quaedvlieg, Verkley & Crous, *Stud. Mycol.* 75: 357 (2013). En hojas de *Arbutus unedo*, 16-XI-2017, leg. & det. E. Rubio.

Facies anamórfica de *Mycosphaerella arbuticola* (Peck) Jaap, *Ruptoseptoria* es morfológicamente muy similar a *Septoria*, de la que sólo puede distinguirse por sus conidiomas convolutos, con una apertura irregular,

y por sus células conidiógenas, que frecuentemente son fialídicas (QUAEDVILIEG & al., 2013)

ORDEN CORONOPHORALES

Enchnoa infernalis (Fr.) Fuckel

En ramas de *Quercus robur* aún sujetas al árbol, 6-VI-2018, leg. & det. E. Rubio.

ORDEN DIAPORTHALES

Caudospora taleola (Fr.) Starbäck

En ramas de *Quercus robur* de 20-30 mm de diámetro, caídas al suelo, 14-VI-2018, leg. & det. E. Rubio.

Cryptodiaporthe lirella (Moug. & Nestl.)

M. Monod.

En tallos de *Filipendula ulmaria*, 28-IV-2018, leg. & det. E. Rubio.

Diaporthe spiculosa (Alb. & Schwein.)

Nitschke, *Pyrenomyc. Germ.* 2: 256 (1870). En ramas de *Sambucus nigra* aún sujetas al árbol, 16-V-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7536. Fig.3. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Los **estromas** son amplios y ocupan varios centímetros bajo la corteza del huésped. Los cuellos cilíndricos de los **peritecios**, en ocasiones largos y sinuosos, emergen desde pústulas dispersas que contienen uno o varios peritecios membranosos y negruzcos, que tienden a formar grupos y a emerger de manera convergente. Línea negra ventral ausente.

Ascospas fusiformes, con la base bruscamente recortada, de 55-62 x 7-10 μm , con un aparato apical refringente y yodo negativo, que contienen ocho **ascósporas**

irregularmente biseriadas en el interior de los mismos; de 13-15,8 x 3,9-4,6 μm ; Q = 3,0-4,0; fusiformes pero con los polos obtusos, hialinas, con las paredes lisas, bicelulares gracias a un septo transversal situado en posición media, a cuyo nivel la espora se constriñe, con dos grandes gúttulas por celda y, en ocasiones, con un capuchón polar romo escasamente visible.

Para WEHMEYER (1933), la especie puede colonizar también *Sambucus racemosa*, *Sorbus*, *Juglans*, *Rhus* y *Shymphoricarpus*, y difiere de *Diaporthe eres* Nitschke en la formación de agrupaciones más patentes de peritecios y por la formación de discos otiolares más definidos.

Juglanconis juglandina (Kunze) Voglmayr

& Jaklitsch, in Voglmayr, Castlebury, Jaklitsch, *Persoonia* 38: 144 (2017). En ramas de *Juglans regia* aún sujetas al árbol, 11-IV-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7488. Fig.4. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Los **pseudoestromas** están formados por algunos peritecios en disposición valsoide o irregular, inmersos bajo la corteza de una rama de nogal de 15 mm de diámetro. Los cuellos de los mismos abocan al exterior, de manera muy inconspicua, a través de un disco ectostromático grisáceo.

Los **ascos** son octosporicos, no pedicelados y poseen un aparato apical refringente, yodo negativo y bien visible. Las **esporas** son hialinas, lisas, bicelulares, fusiformes, con frecuencia dimórficas y carecen de los

apéndices polares de las de *Juglanconis appendiculata*, la otra especie europea del género, que ya estaba previamente citada en Asturias.

Los análisis genéticos han demostrado que las especies de *Melanconis Tul.* & C. Tul. que viven en *Juglandaceae* son filogenéticamente diferentes de *Melanconis s. str.* Morfológicamente, el nuevo género *Juglanconis* Voglmayr & Jaklitsch difiere de este último por los conidios de su anamorfo, con paredes verrucosas de color pardo claro, que son lisas en *Melanconis*. *Juglanconis* alberga especies patógenas que originan acronecrosis en las ramas de árboles del género *Juglans* (VOGLMAYR & al., 2017).

Ophiognomonia intermedia (Rehm) Sogonov, *Stud. Mycol.* 62: 58 (2008). En hojas de *Betula pubescens*, 25-II-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7480. Fig.5. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Saprobio restringido a las hojas de los abedules (*Betula* spp.) en las que forma **peritecios** gregarios, negruzcos y vesiculosos de 200-300 µm de diámetro, inmersos bajo la peridermis en los nervios y peciolas, prolongados por un cuello cilíndrico y central de hasta 700 µm de longitud. Los **ascos** son claviformes, de 25-35 x 7-8 µm, provistos de cortos estípites y un aparato apical conspicuo, yodo negativo y refringente de 1-1,5 µm, que contienen ocho **ascósporas** biseriadas, hialinas, de 9,8-12,3 x

2,7-3,5 µm; Q = 3,2-4,4, con un septo transversal situado en posición media y escaso contenido lipídico.

Otras especies de *Ophiognomonia* en *Betula*, como *O. nana*, poseen ascósporas unicelulares, o forman, como *O. alni-viridis* y *O. ischnostyla*, esporas de dimensiones diferentes o provistas de apéndices esporales. *Ophiognomonia intermedia* causa daños foliares en los abedules afectados y úlceras en los brotes juveniles de estas plantas (SOGONOV & al., 2008). Los caracteres de nuestra recolección se ajustan perfectamente con los recogidos en el trabajo monográfico de MONOD (1983).

Phomopsis oncostoma (Thüm.) Höhn., *Sber. Akad. Wiss. Wien, Math.-naturw. Kl., Abt. 1* 126(4-5): 394 (1917). En ramas de *Robinia pseudoacacia* aún sujetas al árbol, 28-IV-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7513.

Picnidios, formadores de alfa-conidios, gregarios y pustulosos. Al parecer, la especie también puede formar beta-conidios filiformes y falciformes de 13-22 x 1,0-1,5 µm (WEHMEYER, 1933). La facies teleomórfica de este hongo, *Diaporthe oncostoma* (Duby) Fuckel, es muy frecuente en toda la región. Hasta ahora, el hongo había sido considerado como saprobio o débilmente parásito de *Robinia*, pero estudios recientes parecen achacarle una más elevada patogenicidad como responsable tanto de chancro como de acronecrosis de esta planta.

Plagiostoma apiculatum (Wallr.)

L.C. Mejía, in Mejía, Castlebury, Rossman, Sogonov & White, *Stud. Mycol.* 68: 219 (2011).

En ramitas terminales de *Salix* sp. aún sujetas al árbol, 28-IV-2018, *leg.* & *det.* E. Rubio, ERD-7520. Fig.6.

Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Peritecios membranosos, negruzcos, esféricos o piriformes, ostiolados, inmersos bajo la corteza del huésped, solitarios, dispersos, de 250-425 µm de diámetro, que elevan discretamente la corteza y se abren al exterior mediante cuellos cortos, centrales o excéntricos, rectos u oblicuamente dirigidos, que culminan en una **papila** lateralmente expandida o engrosada, que se abre paso a través de la corteza y que habitualmente la desgarran.

Ascós unitunicados, inoperculados, de 67-70 x 14-15 µm, no pedicelados, ensanchados en la región media atenuados tanto hacia el ápice como hacia una base bruscamente recortada, octosporicos, con un aparato apical refringente e inamiloide. **Ascósporas** de (17,6-) 19,0 (-19,7) x (6,5-) 7,0 (-7,6) µm; Q = (2,4-) 2,7 (-3,0); hialinas, lisas, bicelulares, rectas o ligeramente arqueadas, simétricas, con un septo medio a cuyo nivel la espora apenas se constriñe, ambos polos obtusos y un fino contenido gutular.

La especie parece restringida a la madera de *Salix* spp. en Europa y Norteamérica (MEJÍA & al., 2014)

Plagiostoma populinum (Fuckel) L.C. Mejía

≡ *Cryptodiaporthe populea* (Sacc.) Butin
En madera de *Populus nigra*, 3-V-2017, *leg.* & *det.* E. Rubio.

ORDEN ERYSIPTALES

Phyllactinia guttata (Wallr.) Lév.

En hojas de *Corylus avellana*, 10-XI-2017, *leg.* & *det.* M. González.

Sawadaea bicornis (Wallr.) Homma

En hojas de *Acer pseudoplatanus*, 22-XI-2017, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio, ERD-7369.

Uncinula adunca (Wallr.) Lév. var. ***regularis***

(R.Y. Zheng & G.Q. Chen) U. Braun
En hojas de *Salix caprea*, 16-XI-2017, *leg.* & *det.* E. Rubio.

ORDEN HELOTIALES

Arachnopeziza aurata Fuckel

En madera semipodrida de *Quercus robur*, 18-IV-2018, *leg.* J. Linde, *det.* E. Rubio.

Brunnipila fuscescens (Pers.) Baral

En hojas de *Quercus pyrenaica*, 30-V-2018, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio.

Calycellina spiraeae (Roberge ex) Dennis

En hojas de *Filipendula ulmaria*, 12-V-2018, *leg.* & *det.* E. Rubio.

Calycellina ulmariae (Lasch) Korf

En tallos de *Filipendula ulmaria*, 9-V-2018, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio.

Gemmina gemmarum (Boud.) Raitv.

En yemas caducas de *Populus nigra*, 3-V-2017, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio. En amentos masculinos añejos de *Corylus avellana*, 24-II-2018, *leg.* J.A. Román, *det.* E. Rubio.

- Heterosphaeria patella*** (Tode) Grev.
En tallos herbáceos indeterminados,
18-IV-2018, *leg. & det.* E. Rubio.
- Hyaloscypha daedaleae*** Velen.
En madera de *Quercus robur*,
16-VI-2017.
- Hymenoscyphus albopunctus*** (Peck) Kuntze
En hojas de *Fagus sylvatica*, 9-VIII-
2017, ERD-7142.
- Hymenoscyphus menthae*** (W. Phillips) Baral
En tallos de *Mentha* sp., 9-V-2018,
leg. M. González, *det.* E. Rubio.
- Hysterostegiella lauri*** (Caldesi) B. Hein,
Nova Hedwigia 38: 689 (1983).
- ≡ *Naevia lauri* Caldesi
- ≡ *Stegopeziza lauri* (Caldesi) Höhn.
En hojas de *Laurus nobilis*, 11-
IV-2018, *leg.* M. González, *det.* E.
Rubio, ERD-7495. Figs.7-11.
Nuevo registro para el catálogo
provincial de macromicetos.
- Apotecios** errumpentes, gregarios,
tanto epifilos como hipofilos,
discoideos, orbiculares, semiinmersos
a superficiales, de 375-625 µm de
diámetro, anchamente sésiles, con un
himenio liso de color gris, gris azulado,
en estado de buena hidratación,
y un margen blanquecino muy
finamente fimbriado, que se abren al
exterior mediante una ruptura parcial
de la peridermis de las hojas del
huésped, formando unas peculiares
tapaderas u opérculos que acaban por
desprenderse dejando libre el ascoma.
- Ascos** cilíndricos, pequeños, de
35-40 x 4-4, 5 µm, unitunicados,
inoperculados, con un pequeño poro
apical que azulea ante el IKI (Lugol) y

la base provista de uncínulos. Dichos
ascos contienen ocho **ascósporas** de
(4,6-) 5,5 (-6,2) x (1,3-) 1,6 (-1,8) µm;
Q = (2,8-) 3,4 (-4,5), de 4-5 x 1-1,5
µm para HEIN (1983); hialinas, lisas,
claviformes, sin gúttulas lipídicas en
su interior, con el polo apical obtuso
y el caudal agudizado. **Paráfisis**
anchamente lanceoladas de hasta 5 µm
de anchura, que sobrepasan en 10-20
µm el nivel de los ascos y contienen
una gran vacuola cilíndrica (VBs),
incolora cuando las células están aún
vivas, que toma intensamente el azul
de cresil y desaparece en KOH.

Excipulo ectal de los flancos formado
por una *textura globulosa* de células
más o menos redondeadas, con
las paredes provistas de pigmento
amarillento y de 8-14 µm de
diámetro. Las células corticales, en
los flancos de la fructificación, llegan
a tener una morfología casi ovoidea,
con el ápice acuminado. Dicha capa
va transformándose paulatinamente
en una *textura angularis* o
subprismática de células poliédricas
hialinas verticalmente orientadas,
de 15-25 x 10-12 µm, a medida que
alcanzan la base del apotecio. **Pelos
marginales** cilíndricos, de 20-25 x
4-5 µm, apicalmente granuloso por
la existencia de pequeños apéndices
irregulares de muy escasa longitud,
bien diferentes de las secreciones
espiraladas apicales, típicas de
Hysterostegiella dumeti, una especie
quizás restringida a los tallos de
Rubus spp. Dichos pelos presentan,
en ocasiones y en su interior, una
gruesa vacuola refractiva, similar a la
existente en el interior de las paráfisis.

El género *Hysterostegiella* Höhn. (*Helotiales*, *Cenangiaceae*) se caracteriza por la formación de apotecios subcuticulares de reducidas dimensiones, que, en el curso de su desarrollo, emergen a través de la epidermis del huésped, desgarrándola y dando origen a peculiares y llamativos opérculos. Las paráfisis son anchamente lanceoladas y contienen en su interior una gran vacuola refractiva, y el excípulo ectal está formado por tejidos pseudoparenquimáticos. Sus huéspedes son muy variados, entre ellos: *Ammophila arenaria* (*Hysterostegiella valvata*), tallos de *Rubus* (*H. dumeti*), acículas de *Juniperus* (*H. juniperina*), hojas de *Quercus* (*H. quercea*), o tallos de *Schoenoplectus* (*H. fenestrata*).

Lachnum caricis (Desm.) Höhn.
En hojas de *Carex pendula*, 1-IX-2017,
leg. & det. E. Rubio, ERD-7165.

Lachnum morthieri (Cooke) Rehm
En tallos de *Filipendula ulmaria*, 28-
IV-2018, *leg. & det.* E. Rubio.

Lasiobelonium loniceræ (Schwein.) Raitv.
En tallos de *Hedera helix*, 11-IV-2018,
leg. M. González, *det.* E. Rubio.

Lasiobelonium variegatum (Fuckel) Raitv.
En inflorescencias marchitas y tallos
muertos de *Phlomis lanata*, 24-II-2018,
leg. E. Hernández, *det.* E. Rubio.

Mollisia ligni (Desm.) P. Karst.
En madera de *Quercus robur*, *leg.* J.A.
Román, *det.* E. Rubio.

Mollisia melaleuca (Fr.) Sacc.
En ramas de *Salix rosmarinifolia* aún
sujetas al árbol, 12-V-2018, *leg. &*
det. E. Rubio.

Mollisia rabenhorstii (Auersw.) Rehm
En hojas de *Quercus pyrenaica*, 30-V-
2018, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio.

Mollisia revincta (P. Karst.) Rehm
En tallos de *Rumex* sp., 18-IV-2018,
leg. & det. E. Rubio, ERD-7502. En
tallos de *Filipendula ulmaria*, 28-IV-
2018, *leg. & det.* E. Rubio.

Moellerodiscus lentus (Berk. & Broome)
Dumont, *Mycologia* 68(2): 245 (1976).
En hojas de *Populus nigra*, 28-III-2017,
leg. & det. E. Rubio, ERD-6997. En
hojas de *Hedera helix*, 12-I-2017, *leg.*
M. González, *det.* E. Rubio. Figs.12-15.
Nuevo registro para el catálogo
provincial de macromicetos.

Apotecios gregarios, generalmente
aislados, superficiales, cupuliformes
y estipitados. **Himenio** cóncavo o
aplanado, de hasta 4 mm de diámetro,
liso, de color ocre amarillento
vivo o amarillo rojizo, más vivo al
desecarse y mucho más pálido en la
plena hidratación. **Excípulo** de color
similar al del himenio, muy finamente
pubescente. **Márgenes** engrosados
en los ascomas jóvenes, regulares
y glabros. **Contexto** muy escaso,
concolor. **Estípites** cilíndrico, corto o
largo, de hasta 8 mm de longitud por
0,5 mm de anchura, generalmente
atenuado hacia la base, amarillo
rojizo o pardo amarillento, negruzco
hacia la base. Ascomas sin reacción
ionomidótica alguna.

Ascósporas biseriadas en el interior
de los ascos, de 9, 0-11, 0 x 2, 9
- 3, 4 µm; Q = 2, 8 - 3, 6 [de (4-)
5-7 (-9) x (1-) 1, 5-2, 5 µm para
DUMONT (1976)]; hialinas, lisas,
estrechamente elipsoidales, con los

polos redondeados, simétricas, no amiloides, habitualmente provistas de dos pequeñas gotitas lipídicas, una en cada polo de la espora, y en ocasiones con alguna accesoria de menor tamaño. **Paráfisis** cilíndricas que no exceden el nivel general de los ascos, escasamente dilatadas en los ápices, rellenas de contenido vacuolar amarillento. **Ascos** estrechamente claviformes, de 75 - 92 x 7 - 8 µm, inoperculados, con la base provista de uncínulos y un aparato apical del tipo *Sclerotinia*, no muy conspicuo ni intensamente amiloide, que aparece bajo la forma de dos pequeños puntos, apicales y basales, conectados por finas líneas. **Excipulo medular** con hifas cilíndricas entrelazadas formando una *textura intricata*, con pigmento amarillento o rojizo, insensible en IKI. **Excipulo ectal** con *textura globulosa* de células hialinas, vesiculosas o redondeadas, insensibles al IKI, de la que nacen elementos piliformes cortos, cilíndricos o estrechamente claviformes, perpendiculares a la superficie.

Olla millepunctata (Lib.) Svrček

≡ *Unguicularia millepunctata* (Lib.) Dennis
En tallos de *Filipendula ulmaria*, 28-IV-2018, leg. & det. E. Rubio. En tallos de *Eupatorium cannabinum*, 12-V-2018, leg. & det. E. Rubio.

Pezicula cinnamomea (DC.) Sacc.

En madera corticada de *Salix sp.*, 9-VIII-2017, leg. M. González, det. E. Rubio.

Pezicula eucrita P. Karst.

En corteza de *Pinus sylvestris*, 11-II-2017, leg. J. Linde, det. E. Rubio.

Pezicula myrtilina P. Karst.

En tallos de *Vaccinium myrtilus*, 15-V-2017, leg. J. Díaz, det. E. Rubio.

Pirottaea imbricata Nannf.

En ramitas terminales de *Viburnum opulus* aún sujetas al árbol, 16-V-2018, leg. M. González, det. E. Rubio. En tallos de *Clematis vitalba*, 22-V-2018.

Un hongo descrito por NANNFELDT (1985) sobre *Cirsium oleraceum*, saprobio habitual en Asturias de los tallos de *Valeriana*, que, sorprendentemente, ahora detectamos en huéspedes más lignificados y, por ello, nada habituales.

Pocillum cesatii (Mont.) De Not.

En hojas de *Quercus ilex*, 30-V-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7551.

Psilachnum acutum (Velen.) Svrček

En tallos de *Ammophila arenaria*, 24-II-2018, leg. E. Hernández, det. E. Rubio.

Psilachnum chrysostigmum (Fr.) Raitv.

En raquis de *Pteridium aquilinum*, 12-V-2018, leg. & det. E. Rubio.

Psilachnum lanceolatoparaphysatum

(Rehm) Höhn., in Weese, *Mitt. bot. Inst. tech. Hochsch. Wien* 3(2): 73 (1926). En tallos de *Helleborus viridis*, 12-V-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7526. Figs.16-17.

Apotecios superficiales, errumpentes, muy densamente gregarios, de 0,4-1 mm de diámetro, brevemente cupuliformes a extendidos y discoideos en la extrema madurez, estrechamente sésiles, KOH negativos. **Himenio** liso, inicialmente blanquecino, aunque pronto adquiere tonalidades

amarillentas o ambarinas que invaden todo el ascoma. **Margen** finamente pubescente por la presencia de **pelos** blanquecinos que tienden a aglutinarse en pequeños y finos fascículos triangulares. **Excípulo** del mismo color que el himenio, finamente pubescente sólo en la región paramarginal. Los ascomas recuerdan, sobremanera, aquéllos de *Cistella grevillei*.

Ascós inoperculados, cilíndricos-claviformes de 27 - 45 x 6-7 µm, con la base provista de uncínulos, sin el conspicuo glóbulo caudal existente en tantas especies del género *Psilachnum* y un poro apical euamiloide (en IKI) del tipo *Calycina*, que contienen 8 (-4) **ascósporas** biseriadas, hialinas, poco o nada arqueadas, aseptadas, de (8,2-) 10,5 (-12,4) x (2,0-) 2,4 (-2,7) µm; Q = 3,5 - 5,3, con las paredes lisas, muy estrechamente elípticas, subfusiformes o, en ocasiones, subclaviformes, con los polos obtusos y un muy abundante contenido de pequeñas gotitas lipídicas refringentes (LBs), que prácticamente llenan la espora salvo en la región que alberga el núcleo. **Paráfisis** lanceoladas, de 3-4 µm de anchura, que sobrepasan escasamente el nivel de los ascós. **Excípulo ectal** formado por una *textura globulosa o angularis* de células redondeadas o angulosas de 5-15 µm de anchura, con las paredes algo engrosadas, hialinas o amarillentas. **Excípulo medular** y subhimenio formados por un tejido pseudoprosenquimático, quizás gelatinizado, intensamente amiloide en IKI (Lugol). **Pelos marginales** de hasta 60 x 5 µm, hialinos, difícilmente disociables, agrupados en fascículos

triangulares y aglutinados por medio de una sustancia mucosa amarillenta, uni o bicelulares, lisos, con los ápices más bien obtusos, no muy agudos.

La especie se caracteriza por su crecimiento en tallos de diversas monocotiledóneas, sus esporas con muy abundante contenido gutular, sus paráfisis lanceoladas y por el subhimenio/excípulo medular intensamente amiloide.

Pyrenopeziza petiolaris Masee

En pecíolos de *Acer pseudoplatanus*, leg. & det. E. Rubio.

Pyrenopeziza pulveracea (Fuckel)

Gremmen, *Fungus* 28: 42 (1958).

En tallos de *Eupatorium cannabinum*, en compañía de *Olla millepunctata*, 12-V-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7528.

Un hongo saprobio habitual de los tallos muertos de *Filipendula ulmaria*, que, ocasionalmente, no desdeña otros huéspedes como *Eupatorium*, *Epilobium* o *Cirsium*. Los pequeños apotecios cupuliformes, muy gregarios, forman ascós con uncínulos, los márgenes de la fructificación poseen pelos hialinos de escasa longitud y las esporas son pequeñas, estrechamente elipsoidales o claviformes y contienen diminutas gotitas lipídicas irregularmente repartidas por su interior.

Pyrenopeziza tami E. Rubio & M.

González *sp. nov. ad. int.*

En tallos de *Dioscorea communis* (L.) Caddick & Wilkin (= *Tamus communis*) (*Dioscoreaceae*), 16-V-2018, ERD-7541. Figs.18-19.

Apotecios superficiales, errumpentes, gregarios, aislados o confluyentes, urceolados, cupuliformes, aplanados en la vejez, anchamente sésiles y de reducidas dimensiones: de 0,2 - 0,4 mm de diámetro por 0,1 mm de altura. **Himenio** liso, de color grisáceo. **Excípulo** muy finamente furfuráceo, de color pardo negruzco. **Margen** excedente, involuto en la juventud, fimbriado, de un color blanco que contrasta con las tonalidades más oscuras tanto del excípulo como del himenio.

Ascos de 52 - 67 x 9 - 12 μm , inoperculados, cilíndricos, atenuados tanto hacia la base como hacia un ápice cónico que posee un poro apical del tipo *Calycina*, euamiloide en IKI (Lugol), con la base provista de uncínulos, que contienen ocho ascósporas en disposición irregularmente biseriada.

Ascósporas de (10,7-) 12,2 (-13,3) x (3,4-) 3,8 (-4,3) μm ; Q = L/l = (2,6-) 3,1 (-3,6); n = 28; estrechamente elipsoidales a subclaviformes por el ligero ensanchamiento, en ocasiones, de uno de sus polos obtusos; hialinas, con las paredes lisas, aseptadas y con un elevado contenido (OCI = 5) (*) de gúttulas lipídicas (LBs) que no desaparecen en KOH ni toman el azul de cresilo.

Paráfisis filiformes, septadas, de 2-3 μm de anchura, con los ápices obtusos o atenuados, escasamente ensanchados hasta 3-4 μm , sin un contenido vacuolar conspicuo.

Excípulo ectal formado por una *textura angularis* o *subglobulosa* de hifas poligonales o subvesiculosas

de 5-15 μm , con las paredes pigmentadas de color pardo oscuro. **Excípulo medular** con un estrecho estrato de células cilíndricas hialinas de escaso calibre, caóticamente entrelazadas (*textura intricata*). **Margen** prominente y bien diferenciado, con fascículos de 45 - 50 μm de longitud formados por células hialinas con paredes delgadas y de 3-5 (-7) μm de anchura, con un elemento terminal cilíndrico o discretamente atenuado.

Las reducidas dimensiones de los ascomas, su crecimiento en los tallos colgantes de una enredadera (*Dioscorea communis*), un nicho ecológico sometido a constantes cambios de humedad, con períodos, quizás prolongados, de ausencia de ésta, los márgenes excedentes, blancos y fimbriados, de los ascomas y sus esporas con un inusitado contenido lipídico, son los caracteres más destacados de este taxón que ahora se propone, provisionalmente, como nuevo. Especies con caracteres similares no aparecen en los trabajos clásicos sobre el género (HÜTTER, 1958), (GREMMEN, 1958), ni en los más modernos de BARAL & MARSON (2005) y BARAL (2018).

Rutstroemia maritima (Roberge ex.) Dennis
En tallos de *Ammophila arenaria*,
18-I-2018, leg. & det. E. Rubio.

(*) OCI (*oil content index*). Escala numérica que ofrece una idea del contenido lipídico de la espora y que oscila entre 0 (espora sin gúttulas) y 5 (alcanza el 80% del volumen esporal)

Stamnaria laetissima (Ces.) E.Gruber
comb. ined.

En tallos de *Equisetum ramosissimum*, 28-XII-2016, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-6927. Figs.20-22.

Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Los **apotecios** errumpen a través de la epidermis caulinar, tanto de los tallos aún erguidos y verdes, como de los ya senescentes del *Equisetum*, a los que parece parasitar, formando grupos de una o varias fructificaciones más o menos cupuliformes, de hasta 1 mm de diámetro, con el **himenio** granuloso de color amarillo vivo, amarillo anaranjado al desecarse o envejecer. Los **márgenes** son desbordantes, hialinos o blancos, denticulados o formando un collarite continuo gelatinizado.

El himenio se halla soportado por un muy corto **pedículo**, grueso, gelatinizado, a veces prácticamente inexistente.

Los **ascos** son grandes, de hasta 175 x 20 µm, inoperculados, octospóricos y con la base provista de uncínulos. El poro apical reacciona en azul, tanto ante el reactivo de Melzer como ante el Lugol (IKI). **Ascósporas** de 20 - 27 x 7,3 - 9 µm, hialinas, lisas, uninucleadas, estrechamente elipsoidales, en ocasiones algo recurvadas, con un contenido multigutular. **Paráfisis** filiformes y multiseptadas, con abundantes gotitas de pigmento carotenóide amarillo anaranjado a nivel de los septos y ápices fusiformes progresivamente dilatados hasta 6 µm. **Córtex** del

ascoma formado por hifas cilíndricas hialinas parcialmente gelatinizadas, que sobrepasan el nivel del himenio formando el margen excedente.

Excípulo ectal formado por una *textura prismatica a porrecta* de hifas alargadas con cierta gelificación.

La especie más próxima, *Stamnaria americana* Masee & Morgan, parece parasitar los tallos de *Equisetum hyemale* y posee ascos con un poro apical IKI negativo. La combinación aún inédita de Gruber (com. pers.), se basa en el basiónimo *Peziza laetissima* de Cesati, in Rabenh., *Klotzschii Herbarium Vivum Mycologicum*, 1024 (1846). La especie parece ser abundante en Asturias, fructificando siempre sobre *Equisetum ramosissimum*.

Trochila craterium (DC.) Fr.

En hojas de *Hedera helix*, 14-VI-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7574.

Unguiculariopsis diversispora E. Rubio
sp. nov. ad int.

En ramas de *Celtis occidentalis* aún sujetas al árbol, 28-IV-2018, leg. E. Rubio, ERD-7530. Figs.23-24.

Apotecios superficiales, errumpentes a través de la corteza, gregarios, aislados o confluyendo en pequeños grupos de dos o tres ascomas que se deforman por mutua compresión. Subestipitados o subsésiles, urceolados, brevemente cupuliformes o discoideos y aplanados en la extrema madurez, de (0,3-) 0,7 (-0,8) mm de diámetro, con el **himenio** de color pardo bayo

o pardo violáceo en la juventud, que pasa a tomar tonalidades amarillentas u oliváceas en la madurez. **Margen involuto.** **Excípuo** de la fructificación de color pardo rojizo, más oscuro que el himenio, repleto, al igual que los márgenes, de una fina pilosidad blanquecina. KOH negativo. Anamorfo no observado.

Ascós cilíndricos apenas atenuados en la base, de 22-40 x 5-6 μm , sin aparato apical conspicuo, yodo negativos, con la base provista de uncínulos, que contienen ocho **ascósporas** en disposición uniseriada. Dichas esporas, de (4,7-) 5,9 (-7,6) x (3,6-) 4,3 (-4,9) μm ; Q = L/l = (1,1-) 1,3 (-1,8); n = 42, poseen una morfología muy irregular, ya que pueden ser esféricas, subesféricas, ovoideas o francamente elipsoidales; hialinas, con las paredes lisas y abundante contenido gutular lipídico, consistente en grandes o pequeñas gúttulas en combinaciones muy variables. **Paráfisis** filiformes apenas ensanchadas en los ápices y sin contenido notable. **Excípuo medular** formado por un fino estrato paralelamente dispuesto a la superficie, formado por una *textura intricata* de finas hifas cilíndricas de escaso calibre, cuyas paredes carecen de pigmento. **Excípuo ectal** formado por una *textura globulosa-angularis* de células redondeadas o poligonales de 4-12 μm de diámetro, con las paredes gruesas (0,5-1 μm) de color pardo rojizo, que se hacen más prismáticas o rectangulares hacia los flancos y el margen de la fructificación. **Pelos** muy abundantes, presentes en toda la superficie excipular y en

el margen, que nacen de las células superficiales del excípuo ectal. Dichos pelos son hialinos o muy ligeramente amarillentos, insensibles al KOH y poseen una base inflada de hasta 2,5-3 μm de anchura y un ápice refringente que progresivamente se atenúa, para acabar flexionándose o recurvándose, haciéndose con más frecuencia circinado. Los pelos marginales son más cortos y alcanzan 15-20 μm de longitud, mientras que los laterales, sobre todo los más cercanos a la base del apotecio, son más largos y llegan a alcanzar las 25-30 μm de longitud.

Los apotecios no muestran una aparente asociación con viejos estromas de pirenomicetes, otros ascomas, líquenes o cualquier otro organismo con el que pudieran mantener algún tipo de relación. La morfología esporal, muy irregular, con esporas que varían desde subesféricas a francamente elipsoidales, no concuerda con la de ninguna de las especies hasta ahora descritas [ZHUANG (1988), BARAL (2018), BARAL & MARSON (2005)]. *Unguiculariopsis ilicincola* (Berk. & Broome) Rehm, con esporas esféricas o subesféricas pero no elipsoidales, parece ser la especie taxonómicamente más cercana.

Unguiculariopsis hamatopilosa (Graddon) W.Y. Zhuang, *Mycotaxon* 32(1): 34 (1988).

≡ *Unguicularia hamatopilosa* Graddon, *Trans. Br. mycol. Soc.* 87(2): 333 (1986). En ramas de *Rhamnus alaternus* aún sujetas al árbol, sobre estromas

depauperados de pirenomicetos indeterminados, 28-IV-2018, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7512. En ramas de *Cornus sanguinea* aún sujetas al árbol, 16-V-2018, *leg. & det.* E. Rubio. Figs.25-26.

Apotecios superficiales, gregarios, aislados o confluyentes, anchamente sésiles, de 0,2-0,5 mm de diámetro, muy brevemente cupuliformes a discoideos o pulvinados, con la base inserta en el sustrato.

Himenio liso, de un color pardo bayo particularmente presente en las especies del género. **Márgenes** a menudo ondulosos e irregulares, blanquecinos y tomentosos, al igual que el excípulo. **Contexto** muy escaso, del mismo color que el himenio. KOH negativo.

Ascosporas claviformes de 26 - 30 x 4,5 - 5,0 μm , con los ápices yodo negativos y la base provista de uncínulos, que contienen indistintamente dos o cuatro **ascósporas** hialinas, uni o biseriadas en el interior de los ascos, lisas, irregularmente elípticas, raramente claviformes, con varias pequeñas gotitas lipídicas irregularmente distribuidas por el interior de la espora, de (4,5-) 7,3 (-8,8) x (2,5-) 3,0 (-3,5) μm ; Q = (1,7-) 2,4 (-3,1).

Paráfisis filiformes de 1,5-2,5 μm , hialinas, rectas o ligeramente ondulosas, apenas infladas en los ápices, que escasamente sobrepasan el nivel de los ascos.

Excípulo ectal con una *textura angularis* o *subglobulosa* formada por células poliédricas o subesféricas de 6-10 μm de diámetro, con las

paredes intensamente pigmentadas gracias a un pigmento de color pardo rojizo, presente también en el estrato medular, que posee una *textura subepidermoidea*. Hacia los flancos de la fructificación, las células se alargan, haciéndose más prismáticas o elongadas. **Pelos marginales** de 26-35 x 4-6 μm , hialinos o subhialinos, lisos, aseptados, con una base inflada y un ápice adelgazado y solidificado, que casi siempre se recurva notablemente. **Pelos laterales** similares a los marginales.

Esta recolección coincide plenamente con los datos aportados por la monografía de ZHUANG (1988).

ORDEN HYPOCREALES

Epichlœ typhina (Pers.) Tul. & C. Tul.

En tallos erectos de *Dactylis glomerata*, 16-VI-2017, *leg. M.* González, *det.* E. Rubio.

Geejayessia cicatricum (Berk.) Schroers, in Schroers, Gräfenhan, Nirenberg & Seifert, *Stud. Mycol.* 68: 124 (2011).

≡ *Sphaeria sanguinea* var. *cicatricum* Berk., *Mag. Zool. Bot.* 1: 48 (1837) (basionimo). En yemas foliares marchitas de *Buxus sempervirens*, 24-II-2018, *leg. J.A. Sánchez*, *det.* E. Rubio, ERD-7457. Fig.27.

Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Existen dos “*Nectria*”, hasta hace poco indiscriminadas, restringidas a la madera de *Buxus*:

Geejayessia cicatricum, que parece limitado a las yemas foliares decadentes o muertas de *Buxus sempervirens*, y *Geejayessia*

desmazieri (= *Nectria desmazieri* Becc. & De Not.), habitualmente relacionado con la corteza de *Buxus sempervirens* y *B. balearica*, del que existe una recolección asturiana, sobre *B. sempervirens*, en La Malva (Somiedo).

Los **peritecios** de *Geejayessia cicatricum*, que se colapsan con suma facilidad por la delgadez de sus paredes, son de un color rojo vivo, no de color anaranjado pálido, y no reaccionan vivamente, dando un color púrpura ante el KOH. Los macroconidios de sus anamorfos parecen ser también diferentes (SCHROERS & al., 2011).

Gibberella cf. pulicaris (Fr.) Sacc.,
Michelia 1(no. 1): 43 (1877).

En ramas de *Sambucus nigra* aún sujetas al árbol, 16-V-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7534. Figs.28-29.

Gibberella es un género complejo que precisa del conocimiento del anamorfo para una correcta identificación, aunque en este caso, el crecimiento sobre la madera de una angiosperma como *Sambucus nigra*, aunque también puede tener un comportamiento herbícola, junto con la morfología y dimensiones esporales, orientan la determinación hacia *Gibberella pulicaris*. Los esporodoquios errumpentes y de color anaranjado pálido de su anamorfo, *Fusarium sambucinum*, con conidios falciformes transversalmente septados, conviven con los peritecios del teleomorfo. Sin embargo, sólo la práctica de un cultivo monospórico puro podría asegurar la existencia de una íntima

relación entre ambas estructuras presentes en la rama.

Los peritecios, con las típicas paredes de un hermoso color azul profundo, hacen que la determinación a nivel genérico de una *Gibberella* sea una cosa sencilla.

Este hongo promiscuo parece ser el responsable de la podredumbre seca (*dry rot*) de las patatas almacenadas.

Hydropisphaera erubescens (Desm.)

Rossmann & Samuels

En tallos de *Eupatorium cannabinum*, 12-V-2018, leg. & det. E. Rubio.

Hypomyces polyporinus Peck

Sobre el himenio de *Trametes versicolor*, 5-XII-2017, leg. & det. E. Rubio, ERD-7371.

Nectriella dacrymycella (Nyl.) Rehm

En hojas de *Iris pseudacorus*, 9-V-2018, leg. M. González, det. E. Rubio.

Neonectria hederæ (C. Booth)

Castl. & Rossmann

En madera de *Hedera helix*, 6-I-2018, leg. & det. E. Rubio.

Niesslia exilis (Alb. & Schwein.) G.

Winter, Rabenh. *Krypt.-Fl.*, Edn 2 (Leipzig) 1.2: 196 (1885).

En hojas de *Helleborus viridis*, 10-XI-2017, leg. & det. E. Rubio, ERD-7347. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Los diminutos **peritecios** de apenas 100 µm de diámetro, que se colapsan notablemente al desecarse, fructificaban sobre un profuso subículo harinoso y blanquecino. De las paredes, formadas por un tejido epidermoide negruzco, emergen **sétulas** negruzcas, rectas, puntiagudas y no septadas. Las **esporas**

son hialinas, bicelulares, con cuatro gúttulas internas, dos por celda.

Xanthonectria pseudopeziza (Desm.)

Lechat, J. Fourn. & P.-A. Moreau

≡ *Calonectria ochraceopallida* (Berk. & Broome) Sacc.

En madera de *Buddleja davidii*, 28-III-2017, leg. M. González, det. E. Rubio. En ramas de *Viburnum opulus* aún sujetas al árbol, 1-V-2018, leg. & det. E. Rubio.

INCERTAE SEDIS

Barbatosphaeria dryina (Curr.) Réblová

≡ *Calosphaeria dryina* (Curr.) Nitschke

En ramas de *Quercus robur* caídas al suelo, 14-VI-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7575.

En esta recolección los cuerpos fructíferos convivían con los de otros hongos habituales bajo la peridermis de la madera de los robles, como *Caudospora taleola*, *Diatrypella quercina* y *Enchnoa infernalis*, tal y como señalan RÉBLOVÁ & al. (2015).

Cheirospora botryospora (Mont.) S. Hughes

En ramas de *Fagus sylvatica* aún sujetas al árbol, 6-I-2018, leg. & det. E. Rubio.

Lentomitella cirrhosa (Pers.) Réblová

En madera de *Buddleja davidii*, 3-V-2017, leg. M. González, det. E. Rubio.

Phaeopeltosphaeria caudata Berl. & Peglion, *Nuovo G. bot. ital.* 24: 139 (1892).

≡ *Phaeopeltium caudatum* (Berl. & Peglion)

Clem. & Shear, *Gen. fung.*, Edn 2 (Minneapolis): 276 (1931).

En ramas terminales de *Olea europaea* ssp. *europaea* var. *sylvestris* aún sujetas

al árbol, 25-IV-2018, leg. E. Rubio, det. A. Pintos, ERD-7508. Figs.30-31. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Pseudotecios membranosos, gregarios, dispersos, generalmente aislados, pero también confluyendo en grupos de, como mucho, dos ascomas en disposición *eutypoide*, nunca en disposición *valsoide*, muy numerosos, inmersos, subcorticales, fácilmente detectables en húmedo, por su transparencia a través de la epidermis del huésped y, en seco, por las discretas elevaciones que producen en la corteza de las ramas y por su papila, negruzca, grande y obtusa, que protruye muy discretamente sobre la superficie. Redondeados o anchamente elípticos, negruzcos, de 370-750 μm de diámetro, se prolongan en cuellos ostiolados cortos de 70-100 μm de longitud, que culminan en una papila gruesa y obtusa de 80-100 μm de anchura. Una **materia clipeoide**, negruzca y estromatizada, más ancha en la región central que en la periferia, se dispone, a modo y manera de escudo protector, por encima de los pseudotecios y resulta atravesada por los cuellos de estos en su búsqueda de la superficie.

Ascós de 220-262 x 19-22 μm, bitunicados, fisitunicados, más anchos en su parte media y más estrechos tanto hacia el ápice como hacia una base truncada, bruscamente recortada, que contienen ocho ascósporas irregularmente biseriadas.

Ascósporas fusiformes, hialinas al

principio, de color gris amarillento en la madurez plena, provistas de 5-7 septos transversales, de los cuales sólo el situado en una posición media es más conspicuo, y 1-3 verticales, que delimitan varias celdas completamente llenas de pequeñas gúttulas, con la excepción de las celdas apical y caudal, que carecen de ellas y son siempre hialinas o subhialinas, sin vainas gelatinosas. Las esporas, de (41-)50(-61) x (10-)11(-12) μm , forman, casi sin excepción, una larga cauda agudizada de 10-15 μm de longitud, que confiere a la espora un aspecto muy peculiar. **Pseudoparáfisis** cilíndricas de 2-5 μm de anchura, hialinas, septadas, multigutuladas y atenuadas hacia el ápice, inmersas en una matriz gelatinosa.

Se trata de un hongo raro o muy raro, del que sólo tenemos noticias de otra recolección española en la isla de Mallorca, también en *Olea europaea* var. *sylvestris* (A. Pintos, com. pers.), y del que no encontramos ninguna descripción moderna tras la original de 1892, del *Nuovo G. bot. ital.* La especie aparece maravillosamente descrita e ilustrada en la lámina CI de los *Icones Fungorum* de BERLESE (1896). Tan sólo ocho especies del género *Phaeopeltosphaeria* Berlese & Peglion (*Dothideomycetes, Incertae sedis*) aparecen registradas en la actualidad en el *Index Fungorum*. De ellas, alguna ha migrado a otros géneros, o se mantienen en posiciones taxonómicas inciertas. Una nueva revisión, con una probable reacomodación de este antiguo género a la vista de los

modernos estudios moleculares, parece, por tanto, muy necesaria.

Rhopoglyphus filicinus (Fr.) Nitschke
En raquis de *Pteridium aquilinum*,
12-V-2018, leg. & det. E. Rubio.

Wettsteinina corni (Fuckel) Aptroot,
Nova Hedwigia 66(1-2): 142 (1998).

≡ *Massarina corni* (Fuckel) Sacc.
En ramas de 8-9 mm de diámetro de
Cornus mas aún sujetas al árbol, 1-V-
2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7521.
Fig.32.
Nuevo registro para el catálogo
provincial de macromicetos.

Seudotecios membranosos, negruzcos, gregarios, de 175-275 μm de diámetro, esféricos o piriformes, muy inconspicuamente ostiolados, aislados o más habitualmente confluyendo en grupos de algunos ascomas inmersos justo bajo la corteza del huésped, con un contenido llamativamente blanquecino que contrasta con las paredes negruzcas del ascoma. **Pápila** obtusa, negruzca, muy poco prominente, que aparece como un fino punteado en la superficie de la rama colonizada.

Ascós bitunicados de 70-120 x 16-25 μm , octosporicos, rara vez tetrasporicos. **Ascósporas** de 29-40 x 10-12 μm , biseriadas en el interior de los ascós, hialinas, lisas, anchamente fusiformes, con dos grandes gúttulas en las celdas centrales, dos de menores dimensiones en las restantes y un fino contenido gutular generalizado; con los polos más bien obtusos, rectas o ligeramente arqueadas, con un septo

medio primario bien definido, a cuyo nivel la espora se constriñe y dos secundarios, a menudo no completamente diferenciados, en los que las constricciones del contorno esporal son más sutiles.

Hamatecio no desarrollado. Las células de la región interna de las **paredes** del seudotecio son hialinas y pseudoparenquimáticas.

El género *Wettsteinina* Höhn. se segrega de *Massarina* Sacc. por la ausencia de hamatecio bien desarrollado y por la existencia de esporas con septos a menudo incompletos (seudoseptos), que, a menudo, coexisten con euseptos en la misma espora.

Wettsteinina corni parece restringido a la madera de *Cornus* en Europa (APTROOT, 1998), aunque BOSE (1961) también lo cita en *Ostrya carpinifolia*.

ORDEN MAGNAPORTHALES

Ophioceras cf. *commune* Shearer, J.L. Crane & W. Chen, *Mycologia* 91(1): 146 (1999).
En tallos de *Mentha* sp., 9-V-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7525.
En tallos de *Rumex* sp., 6-VI-2018, leg. & det. E. Rubio.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

La presencia de paráfisis bien diferenciadas atenuadas hacia los ápices, y las escolecósporas con una anchura media de 2 µm y una longitud menor de 100 µm, parecen aproximar esta recolección al concepto de *Ophioceras commune* (SHEARER & al., 1999), pero dado que éste es un género

muy controvertido, que necesita de una profunda revisión, preferimos mantener cierta prudencia con nuestra determinación.

Ophioceras leptosporum (S.H. Iqbal) J. Walker, la única especie que parece carecer de paráfisis, ha sido censada anteriormente en Asturias (RUBIO & al., 2016).

ORDEN MICROTHYRIALES

Stomiopeltis cupressicola J.P. Ellis, *Trans. Br. mycol. Soc.* 68(2): 158 (1977).
En hojas de *Microbiota decussata* (*Cupressaceae*), 12-V-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7527.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Los tiriotecios, redondeados u orbiculares y de hasta 125 µm de diámetro, se desarrollan entre un abundante micelio superficial y están formados por un tejido casi epidermoide, a base de mallas irregulares. Las esporas son hialinas, bicelulares, con los polos obtusos y dos gúttulas por celda.
Nuestro material coincide bien con la descripción original de ELLIS (1977).

ORDEN ORBILIALES

Orbilia auricolor (A. Bloxam ex Berk. & Broome) Sacc.
≡ *O. curvatispora* Boud.
En una rama corticada de *Populus nigra* caída al suelo, leg. M. González, det. H.O. Baral, ERD-6998.
Orbilia epipora (Nyl.) P. Karst.
En madera de *Buddleja davidii*, 3-V-2017, leg. M. González, det. H.O. Baral, ERD-7023.

ORDEN OSTROPALES

Stictis radiata Pers.

En tallos de *Arundo donax* y en madera de *Ficus carica*, 11-III-2018, leg. & det. E. Rubio.

ORDEN PEZIZALES

Octospora wrightii (Berk) J. Moravec
Sobre *Amblystegium serpens*, 17-I-2018, leg. & det. M. González.

Scutellinia setosa (Nees) Kuntze
En madera de *Quercus robur*, 22-VI-2017, leg. J. Díaz, det. E. Rubio

Trichophaeopsis bicuspis (Boud.) Korf & Erb
En hojas y madera de *Populus nigra*, 28-II-2017, leg. & det. E. Rubio.

ORDEN PHACIDIALES

Ceuthospora hederæ Grove, *Bull. Misc. Inf.*, Kew: 355 (1923).
En hojas de *Hedera helix*, 11-IV-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7463.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

ORDEN PHOMATOSPORALES

Phomatospora sp.
En tallos de *Tamus communis*, 16-V-2018, leg. M. González, ERD-7535.

Las dimensiones esporales, de 8,8-11,7 x 2,8 - 4,0 µm, así como la existencia de finas estrías longitudinales en las paredes de las mismas y su crecimiento en tallos rampantes, no son coincidentes con los de las especies conocidas. *Phomatospora hederæ* Feltgen, que también vive sobre tallos rampantes, pero de *Hedera helix*, posee esporas de menores dimensiones sin

estrías en sus paredes.

Las paredes de los peritecios tampoco poseen una *textura angularis* sino más bien irregularmente *epidermoide*.

ORDEN PLEOSPORALES

Asteromassaria macrospora (Desm.) Höhn., *Sber. Akad. Wiss. Wien, Math.-naturw. Kl.*, Abt. 1 126(4-5): 368 (1917).

En ramas de *Fagus sylvatica* aún sujetas al árbol, 6-I-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7418.

Hongo saprobio de las ramas terminales del haya, en las que forma pequeños peritecios carbonosos, piriformes o redondeados, negruzcos, más o menos glabros, aislados o formando grupos de algunos ejemplares, errumpentes a través de la corteza y de hasta 750 µm de diámetro. Los **ascos** son bitunicados y las **esporas**, inicialmente hialinas y uniseptadas, están rodeadas por un grueso envoltorio gelatinoso que parece desaparecer tras su expulsión de los ascos. En la madurez, dichas esporas se vuelven de color pardo y pueden llegar a formar otros dos septos secundarios.

Al ser un hongo con una fenología invernal, las esporas de esta recolección del Jardín Botánico aún permanecían hialinas, por lo que la fotografía de las esporas maduras procede de una recolección previa en Somiedo. Aunque no hemos podido ver los picnidios del anamorfo, *Scoliosporium macrosporum* (Berk.) B. Sutton, sí hemos podido fotografiar algunos conidióforos y conidios dispersos por la corteza de las ramas infectadas. Dichos conidios son

multiseptados y versicolores, con las células distales mucho más claras y generalmente geniculadas. Entre los ascomas de la *Asteromassaria*, había numerosos conidiomas de *Cheirospora botryospora* (Mont.) S. Hughes, un hongo también muy frecuente en *Hedera*, que forma conidios botriosos, similares a racimos de uvas, cuyo teleomorfo, quizás una *Mollisia*, permanece aún incógnito.

Didymosphaeria massarioides

Saccardo & Brunaud
En ramas de *Cornus mas* aún sujetas al árbol, 1-V-2018, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-6958.

Lophiostoma macrostomum (Tode)

Ces. & De Not.
En madera de *Ulex europaeus*, 12-XII-2017, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio.

Lophiostoma semiliberum (Desm.)

Ces. & De Not.
En tallos de gramíneas indeterminadas, 28-IV-2018, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7511.

Lophiotrema rubi (Fuckel) Y. Zhang ter, C.L. Schoch & K.D. Hyde

≡ *Massarina rubi* Fuckel
En ramas de *Cornus mas* aún sujetas al árbol, 1-V-2018, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7519.

Massarina maritima S.K. Bose,
Phytopathologische Zeitschrift 41, 173 (1961).
En tallos de *Spartium junceum*, 6-I-2018, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7418. Fig.33.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Pseudotecios gregarios, dispersos, no estromáticos, totalmente inmersos bajo la epidermis del huésped, redondeados o piriformes, negruzcos, membranosos, glabros, de 200-300 μm de diámetro, provistos de cortos cuellos que desembocan en **ostiolos** finamente papilados.

Ascós bitunicados, cilíndricos pero con la base habitualmente ensanchada, no estipitados, octosporicos, de 88-105 x 10-14 μm . **Ascósporas** oblicuamente uniseriadas en el interior de los ascos, hialinas, sólo levemente oscurecidas en la hipermadurez, de 15,4-20,8 x 5,8-7,1 μm ; Q = 2,3-3,1, con paredes lisas, bicelulares, constreñidas a nivel del septo, con dos grandes gúttulas en cada celda y los polos obtusos, redondeados, rodeadas por una estrecho envoltorio gelatinoso, muy efímero tras su expulsión de los ascos, y una vaina mucóide ancha, sólo bien detectable mediante el empleo de la tinta china. **Pseudoparáfisis** abundantes, filiformes, embebidas en una matriz gelatinosa.

La descripción original de esta especie por parte de BOSE (1961), a partir de material recolectado cerca de Antibes, en los Alpes Marítimos franceses, también sobre *Spartium junceum*, a pesar de presentar una menor longitud en los ascos, coincide plenamente con nuestras propias observaciones. Lo mismo que las medidas esporales, de 14-20 x 4,5-7 μm , y los dibujos en las que éstas se representan. Sorprenden los comentarios, años después, de APROOT (1998), que en su revisión mundial del género *Massarina*, afirma que se trata tan

- sólo de un sinónimo de *Cainia desmazieresii* Moreau & E. Müller ex Krug., “por un lado en un estado parcialmente juvenil, con muchas esporas hialinas, pero por el otro parcialmente bien desarrollado”. Y sorprende, porque *Cainia desmazieresii* es un hongo con ascos con un aparato apical euamiloide muy conspicuo y esporas maduras bien diferentes (KRUG, 1977-1978).
- Nigrograna fuscidula*** (Sacc.) Jaklitsch & Voglmayr
- ≡ *Melanomma fuscidulum* (Sacc.) Sacc.
En ramas de *Sambucus nigra* aún sujetas al árbol, 16-V-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7531.
- La especie, hasta ahora diversamente interpretada, parece estar restringida a la madera de *Sambucus nigra* (JACKLITSCH & VOGLMAYR, 2016).
- Paraleptosphaeria nitschkei*** (Rehm ex G. Winter) Gruyter, Aveskamp & Verkley, in Gruyter, Woudenberg, Aveskamp, Verkley, Groenewald & Crous, *Stud. Mycol.* 75: 20 (2012).
En tallos de *Dioscorea communis*, 22-V-2018, leg. E. Rubio, det. P. Micoch, ERD-7542.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.
- Phaeosphaeria vagans*** (Niessl) O. E. Erikss.
En glumas de *Ampelodesmos mauritanica*, 28-XII-2016, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-6933.
- Pleomassaria holoschista*** (Berk. & Broome) Sacc.
- ≡ *Splanchnonema holoschistum* (Berk. & Broome) M.E. Barr
En ramas de *Alnus glutinosa* aún sujetas al árbol, en compañía de los picnidios de su facies anamórfica *Prosthemium stellare*, 28-IV-2018, leg. & det. E. Rubio.
- Pseudoophiobolus mathieui*** (Westend.) Phookamsak, Wanas., S.K. Huang, Camporesi & K.D. Hyde, in Phookamsak, Wanasinghe, Hongsanan, Phukhamsakda, Huang, Tennakoon, Norphanphoun, Camporesi, Bulgakov, Promputtha, Mortimer, Xu & Hyde, *Fungal Diversity* 87: 329 (2017).
- ≡ *Ophiobolus mathieui* (Westend.) Sacc.
En tallos de *Rumex* sp., 6-VI-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7563.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.
- El nuevo género *Pseudoophiobolus* Phookamsak, Wanas. & K.D. Hyde, ha sido segregado recientemente de *Ophiobolus* Riess, por sus esporas subhialinas o de color amarillo pálido provistas de una célula inflada, que carecen de apéndices polares y no se desarticulan en el interior de los ascos (PHOOKAMSAK & al., 2017).
- Pseudosplanchnonema phorcioides*** (I. Miyake) Chethana, Camporesi & K.D. Hyde, in Chethana, Liu, Ariyawansa, Konta, Wanasinghe, Zhou, Yan, Camporesi, Bulgakov, Chukeatirote, Hyde, Bahkali, Liu & Li, *Phytotaxa* 231(2): 139 (2015).
- ≡ *Splanchnonema phorcioides* (I. Miyake) P. Leroy, L. Gauthier & M.E. Barr, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 116(3): 209 (2001).
En ramas terminales de *Morus nigra* aún sujetas al árbol, 11-IV-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7490. Fig.34.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Los **pseudostromas** del teleomorfo de este hongo son esféricos o urceolados, negruzcos, subcuticulares, situados en el parénquima cortical, libres, de hasta 0,5 mm de diámetro, provistos de un corto cuello ostiolado, que se abre al exterior mediante una papila muy inconspicua que atraviesa la peridermis de la rama de la morera.

El **hamatecio** se compone de abundantes pseudoparáfisis hialinas, septadas, de 3-4 μm de anchura, inmersas en una matriz gelatinosa. **Ascos** claviformes, brevemente pedicelados, bitunicados, octosporicos, de hasta 250 x 70 μm . **Ascósporas** de 54-70 x 20-22 μm , biseriadas en el interior del asco, hialinas al inicio y de color pardo oscuro en la madurez, más o menos fusiformes, provistas de 1(2) septos transversales, el primario distalmente situado, a cuyo nivel la espora se constriñe y varios seudoseptos. Rodeadas por una gruesa y persistente vaina mucilaginosas.

Según los datos moleculares, este hongo se sitúa en un clado bien diferente de *Splachnonema*, en la familia *Massarinaceae*, motivo por el que CHETHANA & al. (2015) lo han segregado de este último género y de la familia *Pleomassariaceae*. La especie, originalmente descrita en Japón, en 1916, como *Massaria phorcioides* I. Miyake, parece restringida a la madera de *Morus*, aunque también aparece citado sobre *Acer campestre* (CHETHANA & al., *op. cit.*). LEROY & al. (2000), describen este hongo como parásito de *Morus* spp., provocando el llamado

“chancro de *Massaria mori*”, que origina un desecamiento brutal de las ramas atacadas y las subsiguientes nefastas consecuencias para la industria de la seda natural.

Pyrenophora tritici-repentis
(Died.) Drechsler

≡ *Pyrenophora trichostoma* (Fr.) Fr.
En tallos de gramíneas indeterminadas, 6-I-2018, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7417.

Stagonospora elegans (Berk.) Sacc. & Traverso, *Syll. fung.* (Abellini) 20: 878 (1911).
En tallos de *Phragmites australis*, 3-V-2017, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7024. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Venturia ditricha (Fr.) P. Karst., *Mycoth. fenn.* (Helsinki) 2: 188 (1873).
En hojas de *Betula pubescens*, en compañía de *Ophiognomonium intermedia*, 25-II-2018, *leg. M.* González, *det.* E. Rubio, ERD-7480.

Ascomiceto que forma **pseudotecios** inmersos, hipofilos o epifilos, Edispersos, esféricos y negruzcos, de hasta 100 μm de diámetro, provistos de una papila cónica, escasamente emergente, rodeada de algunas **sétulas** erectas, también negruzcas, de hasta 70 μm de longitud. Los **ascos** son bitunicados, de hasta 65 x 13 μm y contienen ocho **ascósporas** de 12,7-13,7 x 6,2-6,8 μm ; Q = 1,9-2,1, de color pardo-oliváceo en la madurez y finamente asperuladas, provistas de un septo transversal, mediano o ligeramente desplazado hacia una situación distal, a cuyo nivel la espora se constriñe.

ORDEN RHYTISMATALES

Hypoderma hederæ (T. Nees ex Mart.)
De Not.
En hojas de *Hedera helix*, 11-IV-2018, leg. M. González, det. E. Rubio.

Therrya pini (Alb. & Schweinitz) Höhn.
En ramas de *Pinus sylvestris* aún sujetas al árbol, 5-VII-2016, leg. & det. E. Rubio, ERD-6742.

ORDEN SORDARIALES

Wallrothiella congregata (Wallr.) Sacc.,
Syll. fung. 1: 455 (1882).

≡ *Linostomella sphaerosperma* (Fuckel) Petrak
En ramas de *Prunus spinosa* aún sujetas al árbol, 28-IV-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7514.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Existe una cita peninsular previa de la provincia de Navarra (RUBIO & al., 2015), en madera de *Sambucus nigra*. Los caracteres microscópicos de esa recolección son análogos a los de este hallazgo asturiano, aunque morfológicamente difieren en una mayor agregación de los peritecios, que funden sus paredes formando grupos compactos errumpentes y no se muestran tan disgregados como en la de Navarra.

ORDEN VERRUCARIALES

Oletheriostrigula papulosa (Durieu & Mont.) Huhndorf & R.C. Harris

≡ *Massarina papulosa* (Durieu & Mont.)
S. K. Bose.
En ramitas terminales de *Rhamnus alaternus* aún sujetas al árbol, 9-V-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7524.

De este taxón existen citas asturianas previas en huéspedes y biotopos tan dispares como *Cladium mariscus* y *Smilax aspera* (RUBIO & al., 2016).

ORDEN XYLARIALES

Amphisphaeria multipunctata (Fuckel)
Petrak, *Annls. Mycol.* 21(3-4): 329 (1923) (ut '*millepunctata*').
En ramas de *Acer campestre* aún sujetas al árbol, 28-IV-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7510.

Peritecios membranosos, gregarios, densamente dispersos, aislados, rara vez confluyentes, nunca en disposición *valsoides*, inmersos justamente bajo la corteza, negruzcos, esféricos o verticalmente comprimidos, de 400-500 µm de diámetro, prolongados por un cuello corto que desemboca en una **papila** ostiolada, negruzca y obtusa, que errumpe en la superficie, ofreciendo en conjunto un aspecto multipunteado a la superficie de la madera afectada ('*multipunctata*').

Ascósporas cilíndricas, con los polos obtusos, de 16,2-19,6 x 6,4-6,8 µm; Q = 2,0-2,9, hialinas al principio, de color pardo oscuro en la madurez, bicelulares gracias a un septo medio muy engrosado, con las paredes lisas o quizás verrucosas, multigutuladas o con dos grandes gúmulas lipídicas, poco o nada constreñidas a nivel del septo. Ascos unitunicados, cilíndricos de 120-160 x 7,0-10,0 µm, octospóricos, provistos de un aparato apical discoideo, euamiloides en IKI (Lugol).

Amphisphaeria multipunctata, erróneamente recombinada como *Amphisphaeria millepunctata* por

Petrak, es un saprobio de diversos planifolios como *Quercus*, *Fraxinus*, *Carpinus*, *Corylus*, *Salix*, etc., especialmente común en *Acer campestre*. Nuestra recolección coincide plenamente con la descripción de la última revisión monográfica del género de WANG & al. (2004).

Anthostomella punctulata (Roberge ex Desm.) Sacc.

En tallos de *Juncus inflexus*, 14-VIII-2016, leg. & det. E. Rubio.

Anthostomella smilacis Fabre

En tallos de *Clematis vitalba*, 22-V-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7540.

Anthostomella tomicoides Sacc.

En tallos de *Phragmites australis*, 28-IV-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-4474.

Biscogniauxia mediterranea (De Not.)

Kuntze, *Revis. gen. pl.* (Leipzig) 2: 398 (1891).

En tocones apilados de *Quercus robur* procedentes de una poda, 16-V-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7533. Fig.35.

Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Biscogniauxia es un género cosmopolita con más de cincuenta especies reconocidas, todas ella parásitas de angiospermas dicotiledóneas. *Biscogniauxia mediterranea* es responsable del llamado “chancro carbonoso” de los *Quercus*, que afecta sobremanera al alcornoque (*Quercus suber*) y otras especies del género, con los consiguientes perjuicios comerciales. De todas maneras y como suele suceder en estos casos, no todos los

autores apoyan esta teoría, puesto que algunos consideran que se trata tan sólo de un hongo saprófito. Aunque el material recolectado en el Jardín, sobre tocones apilados de roble (*Quercus robur*), era escaso y complicado de extraer del soporte, los caracteres tanto macro como microscópicos, permiten una identificación segura del hongo. Los estromas carbonáceos aplanados, las papilas protrusivas y cónicas de los ostiolos, la morfología de los peritecios, el tipo de anillo apical amiloide de los ascos y la morfología y dimensiones de las esporas, concuerdan perfectamente con las descripciones del hongo (YU & ROGERS, 1998).

Daldinia childiae J.D. Rogers & Y.M. Ju

En madera de *Alnus glutinosa*, 22-VI-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7080.

Eutypa laevata (Nitschke) Sacc., *Atti soc.*

venet.-trent. Sci. nat. 4: 116 (1875). En ramas de *Salix atrocinerea* aún sujetas al árbol, 1-V-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7517. Fig.36. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Estroma dorsalmente ennegrecido, poco conspicuo, extendido varios centímetros por el sustrato bajo la peridermis del huésped, que aparece gibosa por la protrusión de los **peritecios** situados justo bajo la corteza del huésped. Peritecios membranosos, esféricos u oblongos, negruzcos, de 275-625 µm de diámetro, aislados o en pequeños grupos siempre en disposición

eutypoides, rodeados por abundante y espesa materia negruzca, que desembocan en cuellos cortos cilíndricos, que se abren al exterior mediante una **papila** obtusa, ostiolada, también negruzca, escasamente emergente, lisa o muy escasamente surcada, de 100-125 μm de diámetro, que aflora en la superficie formando un punteado negruzco disperso. Línea negra ventral ausente.

Ascosporas claviformes, pedicelados, con una *pars sporifera* de 30-50 x 5-7 μm y unos estípites de 90-150 μm de longitud, octosporicos, con anillo subapical intensamente amiloide tanto en el reactivo de Melzer como ante el IKI (Lugol). **Ascósporas** alantoides, de color amarillento pálido, de 7,2-10,1 x 1,6-2,2 μm ; Q = 3,4-5,7, con algunas pequeñas gotitas lipídicas polares.

La especie parece restringida a la madera de *Salix* y se caracteriza por los ostiols poco prominentes y sublisos de sus peritecios y por el anillo apical yodopositivo de sus ascos.

Eutypa lejojlaca (Fr.) Fuckel, *Fungi Rhenani exsiccati fasc.* 15:1047 (1865).

En ramas de *Acer platanoides* aún sujetas al árbol, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7515.

Estromas superficiales o subepidérmicos en forma de placa con los márgenes muy irregulares, negruzcos, extendidos varios centímetros sobre la corteza, simulando aquéllos de algunas especies del género *Diatrype* como *D. stigma*, por presentar conspicuos agrietamientos transversales.

La superficie de la placa está intensamente ennegrecida, pero la línea negra ventral, bajo los peritecios, está ausente. **Ostiols** dispersos, papilados, poco protrusivos, obtusos, de 100-150 μm de anchura, provistos de abundantes surcos longitudinales irregulares. **Peritecios** membranosos, monósticos, en disposición *eutypoides* bajo la placa estromatizada, esféricos u ovoideos, aislados o confluyendo en grupos de peritecios más o menos numerosos, negruzcos, de 175-225 μm de diámetro, con un cuello corto que termina en la papila ostiolada antes descrita.

Ascosporas pedicelados, con una *pars sporifera* de 250-50 x 6-7 μm y largos pedicelos de hasta 80 μm de longitud, con un aparato apical insensible al yodo (Mlz. e IKI), incluso tras pretratamiento con KOH. **Ascósporas** de color amarillento pálido, alantoides, de 6,1-8,4 x 1,4-1,8 μm .

La especie parece restringida en Europa a plantas de la familia *Aceraceae* (RAPPAZ, 1987), y se caracteriza por la formación de placas estromatizadas poco elevadas sobre la superficie de la madera, por sus ostiols surcados y por la ausencia de reacción del aparato subapical de los ascos ante los reactivos yodados.

Eutypa lata, una especie frecuente en el Jardín, se diferencia por sus ostiols poco o nada surcados, por sus ascos con un aparato subapical amiloide, sus esporas con mayores dimensiones y por su promiscuidad.

Eutypa maura (Fr.) Fuckel, *Fungi Rhenani exsiccati* fasc. 11:1048 (1864).
En ramas de *Acer pseudoplatanus* aún sujetas al árbol, 12-V-2018, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7532.

Estroma extendido varios centímetros bajo la epidermis del huésped, formando placas ennegrecidas, completamente aplanadas y de escasa altura, de las que emergen las **papilas** negras y obtusas de los ostiolos, en este caso no conspicuamente surcadas, muy escasamente prominentes y de 125-175 µm de diámetro. **Peritecios** redondeados o verticalmente comprimidos, membranosos, de 300-375 µm de diámetro, aislados, en disposición *eutypoides*, típicamente rodeados por un ennegrecimiento de la madera circundante, que nunca alcanza las paredes de los peritecios. Estos, siempre situados profundamente a una cierta distancia de la superficie del estroma, se prolongan verticalmente en cuellos largos de 250-300 µm de longitud.

Ascospores pedicelados con una *pars sporifera* de 16-31 x 5-7 µm y un estípite de hasta 35 µm de longitud, provistos de un anillo subapical refringente yodo negativo, tanto en el reactivo de Melzer como en el IKI (Lugol). **Ascospores** amarillentas, alantoides, de 5,6-7,8 x 1,2-1,5 µm.

Taxón restringido a la madera de *Acer pseudoplatanus* y *Acer platanoides* en Europa, caracterizado por una necrosis de la madera interperitecial, que nunca alcanza las paredes de los peritecios, sus ascos yodo negativos,

por los cuellos largos de los peritecios, que nunca están situados superficialmente bajo la superficie del estroma y sus ostiolos surcados y escasamente prominentes.

Eutypa petrakii var. *petrakii* Rappaz, *Mycol. helv.* 2(3): 367 (1987).

≡ *Cryptosphaeria moravica* Petr. & Sacc.
En ramas terminales de *Cornus sanguinea* aún sujetas al árbol, 1-V-2018, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7518. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Los **peritecios**, aislados o formando pequeños grupos, se desarrollan bajo la corteza, que está ennegrecida y forma una línea negra dorsal no muy llamativa. Línea negra ventral ausente. Los cuellos de los peritecios son cortos, poco prominentes y abocan al exterior por medio de una discreta **papila** obtusa, más o menos lisa, que no está en absoluto surcada y que no es ni mucho menos cruciforme, como sucede en muchas especies del género. Dicha papila levanta la corteza formando abultamientos romos en la misma. El tejido interperitecial adquiere, con frecuencia, una coloración ocrácea entre los peritecios.

Ascospores claviformes con largos pedicelos, una *pars sporifera* de 40-50 x 6-7 µm y unos estípites de 115-120 µm de longitud, octospóricos y con un aparato apical Melzer (-). **Ascospores** cilíndricas, rectas o más frecuentemente alantoides, amarillentas, de (8,9)10,7(13,9) x (1,5)1,8(2,1) µm.

Hongo saprobio de la madera de *Cornus*, *Prunus* y *Salix* en Europa. El nuevo

binomio propuesto por RAPPAZ (1987) surge del hecho de que *Eutypa moravica* se encontraba previamente ocupado por otra especie diferente.

Hypoxylon macrocarpum Pouzar, *Ceská Mykol.* 32:19 (1978).

En tocones talados de, probablemente, *Alnus glutinosa*, 22-VI-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7088. Figs. 37-38.

Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Los **estromas**, con una consistencia carbonácea, son efusos o efuso-pulvinados, grandes (pueden alcanzar una superficie de 10 cm), aplanados, poco elevados (0,6-1 mm de altura), sin que en la superficie se note el relieve de los peritecios que contienen. El color es variable, predominando las tonalidades violáceas o purpúreas, pero, de manera característica, es tal la cantidad de esporas liberadas, que la superficie de los estromas adquiere un color verdoso, de manera que estos necesitan ser lavados para poder apreciar el color original de los mismos. La capa pigmentada bajo el córtex de los estromas posee gránulos de color leonado o rojizo anaranjado y libera, mediante el empleo del KOH, pigmentos complejos, que inicialmente son de color pardo amarillento o pardo oliváceo, para acabar adquiriendo

tonos violáceos con el paso del tiempo. A pesar de que la literatura recoge un olor aromático, peculiar e indefinible, en la madera circundante, que se pierde tras la desecación, en este caso no hemos podido apreciarlo o, bien, éste es muy débil.

Peritecios monósticos, cilíndricos, negruzcos, de 0,75-1 x 0,25-0,37 mm, prolongados apicalmente por una pequeña papila cónica que apenas protruye sobre la superficie de los estromas.

Ascósporas elipsoidales, rectas o recurvadas, de color pardo oliváceo en la madurez, de 9,5-12,5 x 3,9-4,6 μm ; Q = 2,1-3,1, con una hendidura germinativa que alcanza la totalidad de la longitud esporal, situada en la parte más convexa de la misma. El perisporio no parece despegarse en KOH, aunque, en ocasiones, parece hacerlo en algunas esporas observadas en el reactivo de Melzer. **Ascós** cilíndricos y pedicelados, de 137-162 x 7-8 μm , con un aparato apical euamiloide, más ancho que alto.

Hypoxylon macrocarpum parece colonizar la madera de muy diversas angiospermas (*Fagus*, *Corylus*, *Tilia*, *Salix*...), en Europa y Norteamérica.

Pseudomassaria chondrospora (Ces.) Jacz.

En ramas terminales de *Tilia platyphyllos*, 9-V-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7516.

PHYLUM BASIDIOMYCOTA

ORDEN AGARICALES

Amanita echinocephala (Vittad.) Quél.

En humus de *Quercus robur*, 20-IX-2016, leg. J. Díaz, det. E. Rubio.

Amanita gemmata (Fr.) Bertill.En

humus de *Cedrus deodara*, 19-I-2018, leg. & det. M. González

Bovista capensis (Fr.) J.C.Coetsee & A.E.van Wyk, *Bothalia* 35(1):75 (2005).

≡ *Lycoperdon capense* Fr. in J.A. Wahlbergii, *Fungi natalenses, Adjectis. Quibusdam Capensibus*: 30 (1848) (basiónimo).

≡ *Lycoperdon oblongisporum* auct. non Berk. & Curt.

≡ *Lycoperdon polymorphum* auct. non Vitt.

≡ *Bovista promontorii* Kreisel, *Beih. Nova Hedwigia* 25: 225 (1967).

En suelo herboso, soleado y expuesto, bajo *Quercus robur*, 5-VII-2017, leg. E. Rubio & M. González, det. E. Rubio, ERD-7102. Figs.39-40. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Basidiomas epigeos, gregarios, aislados, globulosos o ligeramente piriformes, de 15-25 mm de altura por 15-29 mm de anchura, blandos y depresibles, provistos o no de un corto pseudoestípite de hasta 5 mm de longitud, que, en ocasiones, porta un pequeño rizomorfo, continuación de una base ligeramente anfractuosa. **Exoperidio** blanquecino al principio, pardo amarillento al final; cubierto por gránulos y una abundante furfuración blanquecina, que pronto se mancha y que acaba por

desaparecer. **Endoperidio** liso y también blanquecino en ejemplares jóvenes, con una consistencia papirácea en ejemplares bien adultos, de hasta 1 mm de anchura, que se cuartea con facilidad a la menor presión, y que posee un mecanismo de dehiscencia desconocido. **Gleba** pulverulenta, con abundante capilicio, completamente blanca al principio, olivácea o pardo olivácea al final de su desarrollo. **Subgleba** formada por finas celdillas, muy reducida o ausente en algunos basidiomas, conspicua y de hasta 5 mm de longitud en otros.

Capilicio de tipo intermedio, de color pardo amarillento, con o sin ensanchamientos centrípetos, recto u ondulado, de 2-3,5(-5 µm) de anchura, con paredes ligeramente engrosadas hasta 1 µm, perforado por muy abundantes y finos poros.

Basidiósporas de (3,8-)4,1(-4,4) x (3,3-)3,6(-4,0) µm; Q = (1,0-)1,1(-1,2); n = 24, de color amarillento muy claro, esféricas, subesféricas u oblongas, sublisas o con muy finas verrugas de escasa altura y anchura, apenas perceptibles en agua o en NH₄OH, pero más evidentes tras su permanencia durante varias horas en azul láctico, con un apículo muy corto, de menos de 1 µm de longitud, pero sin restos de esterigmas. **Basidios** claviformes, muy efímeros. Furfuración del exoperidio formada por cortas cadenas de varios elementos hialinos, cilíndricos o claviformes, nada o apenas vesiculosos y de 5-12 µm de diámetro.

Dentro de las especies del género *Bovista*, con esporas oblongas, *B. capensis* se distingue por la existencia de subgleba, el capilicio de tipo intermedio provisto de poros, y por la presencia de elementos mayoritariamente no vesiculosos en la furfuración del exoperidio. Más conocido como *Bovista promontorii* Kreisel, los recientes estudios de Coetzee y van Wyk, parecen demostrar que este epíteto es superfluo.

La especie parece rara, ya que sólo está citada en la República Sudafricana y en España, en las provincias de Málaga, Ciudad Real, Teruel y Córdoba. (ORTEGA & BUENDÍA, 1989; CALONGE, 1992; CASTRO & al., 1994).

Chaetothyphula actiniceps (Petch)

Corner, *Monograph of Clavaria and allied Genera* (Annals of Botany Memoirs No. 1): 209 (1950).

En tallos de *Lavandula* sp., 27-VI-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-5871. En ramas de *Viburnum opulus*, 16-V-2018, leg. & det. M. González. Figs.41-42.

Basidiomas claviformes o espatulados de hasta 2 mm de altura, que no nacen de esclerocio alguno; de color blanco puro, con una consistencia membranosa, no gelatinosa; provistos de un diminuto **estípite** más o menos diferenciado. Tanto el himenio como el estípite se hallan cubiertos por abundantes **pelos** agudos, bien visibles a la lupa.

Basidiósporas muy anchamente elipsoidales, apiculadas, lisas y

no amiloides, de 10,7-15,3 x 8,9-11,7 µm, Q = 1,17-1,31. **Basidios** claviformes no fibulados, de hasta 50 x 12 µm, con 2, rara vez 4 esterigmas. **Cistidios** himeniales muy abundantes, de hasta 190 x 13 µm, que nacen de las profundidades de la trama, agudos, con paredes gruesas de hasta 4,5-5 µm, dextrinoides tras una permanencia de varios minutos en el reactivo de Melzer. También existen otros lageniformes, más cortos y poco diferenciados. Los situados en el estípite son similares, pero mucho más cortos y esbeltos que los himeniales. **Trama** monomítica, con hifas sin fibulas.

Clitocybe lituus (Fr.) Métrod, *Bull. trimest. Soc. mycol. Fr.* 62: 42 (1946).

≡ *Agaricus lituus* Fr., *Epicr. syst. mycol.* 121 (1838) [1836-1838].

≡ *Omphalia lituus* (Fr.) Gillet

≡ *Pseudolyophyllum lituum* (Fr.) Raithehl. En humus de *Fagus sylvatica* y diversos planifolios como *Laurus nobilis* o *Acer pseudoplatanus*, 5-X-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7196. Figs.43-44.

Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Basidiomas gregarios, aislados o confluyentes, en ocasiones fasciculados, con píleos higrófanos y estriados por transparencia casi hasta el centro, de 16-38 mm de diámetro; infundibuliformes, húmedos y brillantes, glabros, no pruinosos, de color gris oliváceo, pardo oliváceo en la plena hidratación, palideciendo mucho, hasta tomar un color gris blanquecino, al desecarse. **Margen**

entero, involuto, en ocasiones excedente y levemente festoneado.

Contexto escaso, sin olor notable o ligeramente herbáceo, al igual que el sabor, no harinoso. **Láminas** de color gris claro, decurrentes, no bifurcadas, con lamélulas muy abundantes, arista entera o aserrada, de igual color que las caras, inmutables tras su manipulación. **Estípites** cilíndrico, de 20-48 x 2-8 mm, seco, del mismo color que el sombrero, longitudinalmente fibrilloso, habitualmente ensanchado hacia la base, en ocasiones con una fina banda blanquecina justo bajo la inserción de las láminas, con abundantes rizomorfos basilares blancos que engloban las hojas muertas. **Esporograma** blanco, no amiloide.

Basidiósporas anchamente elipsoidales, dacrioides, apiculadas, hialinas y con paredes lisas, sin gúttulas internas o con algunas gotitas diminutas, de (6,5-)7,6(-8,7) x (4,3-)5,1(-5,7) μm ; Q = (1,2-)1,4(-1,6). **Basidios** bispóricos. **Cistidios** himeniales ausentes o no observados.

Pileipellis formada por un cutis de hifas cilíndricas con pigmento parietal no incrustante, de color amarillo verdoso. **Estipitepellis** en cutis de hifas cilíndricas, hialinas, sin presencia de caulocistidios. **Fíbulas** abundantes en todos los pseudotejidos.

Dentro de la habitual complejidad del género *Clitocybe*, *C. lituus*, un hongo saprobio presente tanto en bosques de coníferas como de planifolios, se identifica con facilidad teniendo en cuenta el color grisáceo de sus láminas decurrentes, la ausencia de

olor notable de sus basidiomas y la presencia de basidios bispóricos.

Coprinellus saccharinus (Romagn.) P. Roux, Guy García & Dumás, in Roux, *Mille et Un Champignons*: 13 (2006). En suelo herboso, próximo a *Platanus orientalis*, 18-IV-2018, leg. J. Díaz, det. E. Rubio, ERD-7501. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

El **velo** está formado por células esféricas, hialinas, con las paredes lisas. Las **esporas** son de color pardo oscuro, opacas, elipsoidales, en ocasiones ligeramente faseoliformes o como mucho submitriformes, pero nunca presentan claramente esta morfología. El poro germinativo es central y bien notorio. Basidios tetraspóricos. Caulocistidios ausentes. Queilocistidios irregularmente vesiculosos. Pleurocistidios no observados.

A pesar de no haber podido ver pleurocistidios, el resto de los caracteres coinciden bien con los de esta especie.

Crepidotus autochthonus J. E. Lange
En el suelo, 22-VI-2017, leg. J. Díaz, det. E. Rubio.

Cryptomarasmius minutus (Peck) T.S. Jenkinson & Desjardin

\equiv *Marasmius minutus* Peck
En hojas de *Platanus orientalis*, 8-XII-2016, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-6797. Figs.45-46.

Cyphellopsis confusa (Bres.) D.A. Reid
 \equiv *Merismodes confusa* (Bres.) D.A. Reid
En ramas de *Juglans regia* caídas al

suelo, 5-I-2018, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7416.

Basidiomiceto xerófilo, que forma grandes y densas agrupaciones de **basidiomas** cupuliformes *ascomycetoides*, que errumpen a través de la corteza de ramas muertas aún sujetas al árbol, aunque en ocasiones como ésta, hayan caído al suelo. Los **pelos** son de color pardo rojizo, con paredes granuladas y presentan frecuentes dilataciones apicales ampuliformes, hialinas y lisas. *Cyphelopsis anomala* (= *Merismodes anomala*) es similar, pero sus esporas no son alantoides, sino elípticas.

Entoloma dysthales (Peck) Sacc.
En humus de *Platanus orientalis*, 20-XII-2017, leg. S. Serrano, det. E. Rubio.

Entoloma incarnatofuscescens
(Britzelm.) Noordel., *Persoonia* 12 (4): 461 (1985).

≡ *Entoloma leptonipes* (Kühner & Romagn.) M. M. Moser
En humus de planifolios variados de ribera, 22-VI-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7078.

Basidiomas con hábito *omphalinoide*, con **píleos** deprimidos de 13-17 mm de diámetro, estriados, finamente escamosos hacia el centro, de color rosa púrpúreo. **Láminas escasas**, distantes, muy decurrentes, raramente con la arista algo azulada en los ejemplares muy jóvenes. **Estípite** de 20-28 x 1 mm, glabro, de color azul acero.

Arista fértil, sin **queilocistidios**. **Basidios** sin fibulas. ***Pileipellis*** en cutis, con zonas en tricodermis por

la existencia de algunos elementos erectos e inflados, con pigmento vacuolar azulado. En la ***subpellis*** pueden verse hifas con un pigmento incrustante muy fino. **Esporas** más o menos isodiamétricas.

Entoloma strigosissimum (Rea) Noordel., *Persoonia* 10: 211 (1979).
En humus de *Viburnum tinus*, 18-IV-2018, leg. J. Linde, det. E. Rubio, ERD-7497.

Muy fácil de identificar si tenemos en cuenta su aspecto de *Inocybe* y sus revestimientos secos, cubiertos por largos **pelos** de color rojizo. Las **esporas** son grandes (>15 µ de longitud), la arista estéril por la existencia de grandes queilocistidios y las fibulas están ausentes en los septos de las hifas.

Galerina clavata (Velen.) Kühner
En suelo herboso con briófitos, 10-II-2018, leg. & det. E. Rubio.

Galerina nana (Petri) Kühner
En el humus de un macetero, 28-XII-2016, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-6925.

Gymnopus ocior (Pers.) Antonín & Noordel.
En humus de *Quercus robur*, 16-VI-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7069.

Hodophilus hymenocephalus (A.H. Sm. & Hesler) Birkebak & Adamcik

≡ *Camarophyllopsis hymenocephala* (A.H. Sm. & Hesler) Arnolds

≡ *C. phaeophylla* (Romagn.) Arnolds
En un parterre, 8-XII-2016, leg. J. Díaz, det. E. Rubio, ERD-6909. Figs.47-48.

Hohenbuehelia atrocoerulea (Fr.) Singer,
Lilloa 22: 255 (*ut 'atrocoerulea'*)
(1949) (1951).
En madera de *Juglans regia*, 29-XII-
2017, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio,
ERD-7405.

Único **basidioma** con pileo
flabeliforme de 20 mm de anchura;
inodoro. **Estípite** reducido, lateral,
casi inexistente.

Epicutis formada por una capa gelatinosa
de 1-1,5 mm de anchura, formada por
una gruesa ixotricodermis, con hifas
cilíndricas, fibuladas y de escaso calibre,
perpendicularmente dispuestas a la
superficie. **Contexto** muy escaso, no
gelificado, formado por hifas hialinas
prietamente entrelazadas. Arista de
las láminas con **cistidios** metuloides y
queilocistidios con ápices moniliformes.
Caras de las láminas con cistidios
metuloides de hasta 90 µm de longitud,
con paredes muy gruesas y abundante
materia cristalina apical incrustante.
Basidios tetraspóricos.

Hohenbuehelia auriscalpium (Maire) Singer
En el suelo, cercano a raíces, 24-II-
2018, *leg.* A. Matilla, *det.* E. Rubio.

Hydropus trichoderma (Joss.)
Singer, *Agaric. mod. Tax.*, Edn 2
(Weinheim): 389 (1962) [1961].
En el suelo herboso de un parterre,
8-XII-2016, *leg.* E. Rubio, *det.* A.
Aronsen & T. Lassøe, ERD-6910.
Figs. 49-51.
Nuevo registro para el catálogo
provincial de macromicetos.

Inocybe bongardii var. **bongardii**
(Weinm.) Quél.
En humus de *Quercus robur*, 5-X-
2017, *leg.* & *det.* E. Rubio, ERD-7199.

Inocybe cookei Bres.
En humus de *Quercus robur*, 5-X-
2017, *leg.* & *det.* E. Rubio.

Inocybe subnudipes Kühner, *Bull. Soc.*
nat. Oyonnax 9 [Suppl. (Mém. hors
sér. 1)]: 6 (1955).
En humus de *Salix rosmarinifolia*,
9-VIII-2017, *leg.* & *det.* E. Rubio.
Figs. 52-54.
Nuevo registro para el catálogo
provincial de macromicetos.

Los **basidiomas** tenían un porte medio
o pequeño para el género, con pileos
no higrófanos de 10-26(-30) mm
de diámetro, algo escamosos en el
centro, radialmente fibrillosos en el
resto, con el margen blanquecino.
Carne con ligero olor espermático.
Estípite de 10-23 x 2-3 mm, blanco,
inmutable, no bulboso en la base,
con una cortina blanca evidente que
pronto desaparece sin dejar rastro.

Caulocistidios limitados a una
región muy alta del estípite, bajo las
láminas, poco diferenciados, por
lo que cuesta ver en ellos alguna
formación cristalina. Las **esporas**
son amigdaloides, en ocasiones
notablemente papiladas, de 8,7-12,6
x 4,6-6,0 µm; Q = 1,7-2,4.

Lepiota poliochloodes Vellinga & Huijser
En humus de *Quercus robur*, 5-X-
2017, *leg.* & *det.* E. Rubio, ERD-7203.

Leucoagaricus brunneocingulatus
(P. D. Orton) Bon, *Documents*
Mycologiques 6 (24): 44 (1976).

≡ *Lepiota brunneocingulata* P.D. Orton,
Trans. Br. mycol. Soc. 43: 282
(1960). En humus de planifolios
variados, como *Quercus robur*, *Acer*

pseudoplatanus y *Laurus nobilis*, con un denso sotobosque de *Hedera helix* y *Rubus* sp., 15-VII-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7115. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Basidiomas agaricoides, dispersos, con **píleos** secos, no higrofanos ni estriados por transparencia, convexos a plano-convexos, de 23-40 mm de diámetro, provistos de un mamelón obtuso central, liso o subglabro, de color pardo rojizo o pardo castaño y hasta 10 mm de diámetro, por fuera del cual y sobre fondo blanquecino, se disponen pequeñas escamitas concéntricamente dispuestas, también de color pardo rojizo, de escaso relieve, que son cada vez menos densas hacia la periferia, de manera que éstas llegan a estar ausentes en el margen. El conjunto recuerda, en cierta manera, el porte de las fructificaciones de *Lepiota cristata*. **Contexto** escaso, de 1-2,5 mm de anchura bajo el mamelón del sombrero, blanco, con olor ligero y agradable. **Láminas** libres, más bien densas, de 4-5 mm de anchura, abombadas, con la arista finamente fimbriada y del mismo color que las caras, obtusas hacia el margen. **Estípite** cilíndrico de 37-68 x 3-5 mm, ligera y progresivamente ensanchado hacia una base claviforme que nunca forma una bulbosidad brusca, blanco, pronto fistuloso, seco, seríceo, longitudinalmente fibrilloso, tanto por encima como por debajo de un pequeño **anillo** membranoso

súpero, bien formado y persistente, imbutiforme, habitualmente situado más cerca del ápice que de la base del estípite y franjeado por una banda de color pardo rojizo en su cara inferior. Ninguna parte del basidioma sufre cambios ante la exposición a los vapores del hidróxido amónico. Esporograma blanco.

Basidiósporas hialinas, lisas, dextrinoides, metacromáticas en azul de cresil, apiculadas, conspicuamente gutuladas, regular o irregularmente elipsoidales, subcilíndricas, en ocasiones algo piriformes por el “estiramiento” de uno de sus polos, pero nunca marcadamente amigdaloides u ovoides, de (6,5-)7,0(-7,6) x (3,4-)3,7(-4,0) μm ; Q = (1,6-)1,9(-2,0); n = 28. **Queilocistidios** muy abundantes, que rinden la arista estéril; cilíndricos, estrechamente claviformes, de 15-30 x 11-14 μm , sin contenido alguno ni cristales en sus ápices, muy raramente bifurcados. Cistidios faciales no observados. Basidios claviformes, tetraspóricos, no fibulados, de 20-24 x 7-9 μm . **Revestimiento pileico** a nivel del mamelón central formado por fascículos de hifas erectas, hialinas, largas y estrechas, cilíndricas o atenuadas hacia los ápices, de 80-165 x 6-14 μm , sobre una capa basal de células claviformes de 25-60 x 7-19 μm , con las paredes teñidas por un abundante pigmento de un intenso color pardo rojizo.

Fibulas no observadas.

L. brunneocingulatus es una especie rara, poco citada en Europa [MIGLIOZZI & PERRONE (1991); BON (1993)] desde su

descripción original como *Lepiota brunneocingulata* (ORTON, 1960), que pudiera confundirse sobre el terreno con *Lepiota cristata*, pero el típico olor de *Scleroderma*, el revestimiento himeniforme del sombrero, la presencia de fibulas y las típicas esporas de esta especie, con sus peculiares proyecciones laterales, fácilmente la descartan. Las diferencias con otros *Leucoagaricus* taxonómicamente cercanos como *L. tener* o *L. sublittoralis*, se basan sobre todo en la ausencia en estas especies de la franja de color pardo en la parte baja del anillo y en las esporas frecuentemente ovoidales, con los ápices más o menos agudizados, ausentes en *L. brunneocingulatus*.

Lycoperdon atropurpureum Vittad.

En humus de *Quercus robur*, 16-VI-2017, leg. & det. E. Rubio, ERD-7071.

Lycoperdon mammiforme Pers.

En humus de *Quercus robur*, 23-VIII-2017, leg. & det. E. Rubio

Lycoperdon umbrinoides Dissing & M.

Lange, *Bull. Jard. bot. État Brux.* 32: 344 (1962).

≡ *Lycoperdon ashantiense* Dring, *Mycol. Papers* 98: 42 (1964)

≡ *Lycoperdon atrum* Pat. s. Vidal & Calonge, *Bol. Soc. Micol. Madrid* 21: 375 (1996).

En humus ruderalizado de *Juglans regia*, 5-I-2018, leg. & det. E. Rubio, ERD-7431.

Números de acceso en GenBank para esta muestra y para las regiones ITS y LSU: MH375700 y MH401643 respectivamente. Figs. 55-57. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Basidiomas superficiales, gregarios, aislados o más frecuentemente formando grupos de numerosos ejemplares que se deforman por mutua compresión. Piriformes, turbinados, de 30-43 x 25-47 mm, con abundantes rizomorfos blanquecinos en la base. **Exoperidio** formado por grupos de espinas convergentes frágiles, de hasta 1,5 mm de longitud, inicialmente blanquecinas, de color pardo negruzco al envejecer. **Endoperidio** papiráceo, delgado y de color pardo claro, que se oscurece mucho, hasta tomar un color pardo negruzco, con la maduración; más claro, casi blanquecino, hacia la base de la fructificación. **Gleba** pulverulenta, de color blanquecino a amarillento en la juventud, pardo violácea en la madurez. **Subgleba** bien desarrollada, algodonosa, no compartimentada en el momento del estudio.

Basidios no observados. **Basidiósporas**

bastante regularmente esféricas, de color pardo amarillento en la madurez y de (4,2-)4,6(5,0) μm , ornamentadas mediante espinas aisladas de 0,4-0,7 μm de altura, con abundantes restos de esterigmas, habitualmente no unidos a la espora y de hasta 6-7 μm de longitud. **Capilicio** de tipo intermedio, de 3-8,5 μm de anchura, recto u ondulado, de color pardo amarillento claro, sin septos, con o sin ramificaciones dicotómicas y engrosamiento centripeto de sus paredes, de hasta 1-1,5 μm de anchura, en las que hay una ausencia absoluta de poros.

Lycoperdon umbrinoides fue descrito en 1962, a partir de material recogido en la República del Congo. La especie ha sido citada previamente en España, en la provincia de Gerona (CALONGE & al., 2000), en suelo arenoso bajo diversos planifolios y en la de Cantabria (GARCÍA & ALONSO, 2012), bajo *Quercus* y *Castanea*, en suelo herboso ruderalizado. No parecen existir muchas citas mundiales de la especie, salvo la primigenia del Congo, que dio origen a la descripción original, otra de Ghana (DRING, 1964) *sub nom.* *Lycoperdon ashantiense* y recientemente una más del Japón (KASUYA, 2004), bajo *Quercus* spp. El epíteto específico de esta especie deriva de sus peculiaridades morfocromáticas, pero el capilicio no poroso lo separa fácilmente de *Lycoperdon umbrinum*. La secuencia obtenida de la región ITS del ADNr, muestra una concordancia del 100% con la depositada en Plutof (<https://plutof.ut.ee/#/sequence/view/714329>), del material conservado bajo la etiqueta MA-Fungi 35530, que sirvió de base al estudio de CALONGE & al. (*op. cit.*).

Lyophyllum conglobatum (Vittad.) Bon
En humus de *Populus nigra*, 11-IV-2018, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio, ERD-7489.

Melanoleuca excissa (Fr.) Singer
En suelo herboso, 16-XI-2017, *leg.* & *det.* E. Rubio.

Parasola auricoma (Pat.) Redhead,
Vilgalys & Hopple

≡ *Coprinus auricomus* Pat.
En suelo herboso, 16-VI-2017, *leg.* & *det.* E. Rubio.

Phloeomana hiemalis (Osbeck) Redhead,
Index Fungorum 289: 1 (2016).

≡ *Mycena hiemalis* (Osbeck) QuéL.
En un tronco abatido de *Quercus robur* recubierto por briofitos, 5-II-2017, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio, ERD-7372. Figs.58-59.

Pequeña *Mycena* cortícola, con **píleos** cónicos de, en este caso, hasta 5 mm de anchura; **láminas** ascendentes, blanquecinas o de color gris muy claro, con la arista concolor.

Las **esporas** son anchamente elipsoidales y no amiloides, los **basidios** bispóricos (o monospóricos), las hifas sin **fíbulas** y los **queilocistidios**, discontinuos a lo largo de la arista, lageniformes o subutriformes.

Taxón difícil de separar de *Phloeomana olida* (= *Mycena olida*), con píleos más blancos e hifas de la *pileipellis* sin diverticulaciones, que, en estos ejemplares, tampoco eran muy conspicuas.

Pholiota lucifera (Lasch) QuéL.
En suelo herboso, sobre madera enterrada, 16-XI-2017, *leg.* & *det.* E. Rubio.

Phlotina striipes (Cooke) M.M. Moser, *in Gams, Kl. Krypt.-Fl.*, Edn 3 (Stuttgart) 2b/2: 229 (1967) [*ut 'striaepes'*].
En suelo removido, 16-XI-2017, *leg.* & *det.* E. Rubio, ERD-7353.

Esta *Phlotina* fructificaba en grandes cantidades sobre el suelo removido. Los **basidiomas** presentaban unos píleos pruinosos de 18-26 mm de diámetro, con **estípites** blancos,

pruinosos o subpubescentes, no longitudinalmente estriados, de 35-50 x 2,5-4 mm. **Velo** absolutamente ausente.

Esporas de color pardo amarillento, con un poro germinativo no excesivamente ancho, amigdaloides y de (7,3-)8,0(-9,4) x (4,2-)4,6(-5,1) μm ; Q = 1,6-1,8, con tonalidades anaranjadas en KOH. **Queilocistidios** mayoritariamente fusiformes, mezclados con algunos elementos cilíndricos o subclaviformes. **Basidios** tetraspóricos. **Revestimiento pileico** himeniforme, con abundantes **pileocistidios** fusiformes, presentes asimismo en el revestimiento del estípite. **Fíbulas** ausentes.

Pleurotus ostreatus (Jacq.) P. Kumm.
En madera de *Tilia platyphyllos*,
8-XII-2016.

Resinomyces saccharifera (Berk. & Broome) Redhead

≡ *Delicatula quisquiliaris* (Joss.) Kühner & Romagn.

≡ *Marasmiellus ornatisimus* Barkman & Noordel.
En tallos de *Carex paniculata*, 24-VIII-2016, *leg. & det.* E. Rubio. **Figs.** 60-61.

Resupinatus kavinii (Pilát) M. M. Moser
En madera de *Laurus nobilis*, 10-II-2018, *leg. J. Díaz, det.* E. Rubio, ERD-7449.

Stropharia inuncta (Fr.) Quél., *Mém. Soc. Émul. Montbéliard*, Sér. 2 5: 110 (1872).
En suelo herboso nitrogenado, 29-XII-2017, *leg. & det.* S. Serrano, ERD-7404. **Figs.** 62-64.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Tricholomopsis rutilans (Schaeff.) Singer, en un tocón de una conífera indeterminada, 16-XI-2017, *leg.* M. González, *det.* E. Rubio.

Volvariella caesiointincta P.D. Orton
En madera semipodrida de *Quercus robur*, 7-X-2017, *leg. J. Díaz, det.* E. Rubio, ERD-7397.

ORDEN ATHELIALES

Athelopsis glaucina (Bourdot & Galzin) Oberw. ex Parmasto, *Conspectus Systematis Corticiacearum* (Tartu): 42 (1968).
En ritidoma de *Taxus baccata*, 20-XII-2017, *leg. & det.* E. Rubio, ERD-7394. **Fig.** 65.
Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Hace más de un año, lo mismo durante el verano que en el invierno, los **basidiomas** de este hongo cubrían parcialmente la corteza de los tejos situados en el ala sur del Jardín Botánico, una zona paradójicamente sombría y húmeda del recinto. Dichas fructificaciones se habían mostrado, hasta ahora, inaccesibles al estudio, por falta de maduración.

Los **basidios** rechonchos y estipitados, sus **esporas**, no amiloides, que, en ocasiones, recuerdan a un plátano, la ausencia de **cistidios** y sus **hifas** generativas fibuladas, son los caracteres que hacen que su determinación haya sido, al fin, asequible.

Athelopsis glaucina es un hongo saprobio de todo tipo de madera, en la que forma basidiomas peliculares, adherentes, resupinados, con el

himenio blanquecino o grisáceo, poruloso por la existencia de diminutas oquedades, fruto de la laxitud de las hifas del subhimenio, sin márgenes bien definidos ni diferenciados. El hongo parece formar estos basidiomas muy persistentes, que sólo en determinados momentos del año parecen madurar.

ORDEN BOLETALES

Suillellus luridus (Schaeff.) Murrill

≡ *Boletus luridus* Schaeff.

En humus de *Quercus robur*, 11-VII-2017, leg. & det. M. González & J. Díaz.

Suillellus queletii (Schulzer) Vizzini, Simonini & Gelardi

≡ *Boletus queletii* Schulzer

En humus de *Quercus robur*, 14-VII-2017, leg. & det. M. González & J. Díaz.

ORDEN CANTHARELLALES

Clavulinopsis umbrinella (Sacc.) Corner,

A monograph of Clavaria and allied genera (London): 393 (1950).

En el humus de un parterre, 20-XII-2017, leg. S. Serrano, det. E. Rubio, ERD-7395.

Los **basidiomas** apenas alcanzaban los 12 mm de altura, eran de color blanco y tenían escasas ramificaciones mixtas, tanto en “U” como en “V” ancha, y partían de una base común. El **himenio** reaccionaba rápida e instantáneamente dando un color azul turquesa con la resina de guayaco. Las **esporas** son hialinas, (sub) esféricas, lisas y apiculadas,

con una gran gútula lipídica, los **basidios** generalmente tetraspóricos, rara vez bispóricos, largos y con una pequeña **fibula**, no ansiforme, en la base. Hifas del contexto sin septación secundaria, con amplias fibulas abiertas en los septos.

Los basidiomas pueden ser tanto de color blanco, como de color ocre o casi pardo claro, como eran los de nuestra primera recolección de esta especie en Somiedo, en noviembre de 2002, en suelo herboso abierto, que fue la primera cita española de esta especie.

ORDEN EXOBASIDIALES

Exobasidium camelliae Shirai, *Bot. Mag.*, Tokyo 10: 51 (1896).

En inflorescencias de *Camellia japonica*, 31-V-2016, leg. Asociación de Amigos del Jardín Botánico, det. J.I. Alonso, ERD-7539. Figs. 66-68.

Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

El hongo deforma las inflorescencias de *Camellia japonica* creando masas tumorales huecas y espectaculares de hasta 90 mm de diámetro. Su **himenio** se dispone, periféricamente, sobre estas masas y consiste en algunas capas de células redondeadas o poligonales sobre las que se coloca otra capa de basidios, perpendicularmente dispuestos a la superficie, que, macroscópicamente, ofrecen un aspecto de pátina blanquecina que se agrieta con rapidez, formando areolas poligonales sobre la superficie de la masa tumoral. Los **basidios** son muy largos y se colapsan con facilidad, por lo que no resulta

sencillo poder observarlos, al igual que sus grandes **esporas** oblongas. *Exobasidium camelliae* var. *gracilis* ataca las hojas de *Camellia sasanqua*, no de *C. japonica*, pero no sus inflorescencias (SHIRAI, 1896).

ORDEN GEASTRALES

Geastrum rufescens Pers.

En humus de *Platanus orientalis*, 5-VII-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7103.

Geastrum saccatum Pers.

En humus de *Laurus nobilis* y *Acer pseudoplatanus*, 1-IX-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7163.

ORDEN POLYPORALES

Steccherinum bourdotii Saliba & A. David

En madera de *Quercus robur*, 5-XI-2017, leg. & det. E. Rubio, ERD-7419.

Tyromyces chioneus (Fr.) P. Karst.

En madera de *Alnus glutinosa*, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7198.

Tyromyces fissilis (Berk. & M. A. Curtis) Donk

≡ *Aurantiporus fissilis* (Berk. & M.A. Curtis) H. Jahn.

En madera de *Quercus robur*, 22-VI-2017, leg. & det. E. Rubio, ERD-7079. Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

ORDEN PUCCINIALES

Cumminsella mirabilissima (Peck)

Nannf., in Lundell & Nannfeldt, *Fungi Exsiccati Suecici*: no. 1507a (1947). Uredosoros (II) y teliosoros (III) en hojas de *Mahonia aquifolium*, 9-V-2018, leg. M. González, det. E. Rubio,

ERD-7523. Fig. 69.

Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Roya autoica y macrocíclica restringida a especies de *Mahonia*. La especie, procedente de Norteamérica, fue descubierta en Europa en 1922. Las **urediniósporas** (II) y **teliosporas** (III) se forman en soros, generalmente hipofilos, sobre máculas de color rojizo o púrpura. Los uredosoros poseen también un cierto número de teliosporas. Estas últimas son bicelulares y verrucosas y poseen típicos y largos pedicelos.

Puccinia coronata Corda

Uredosoros (II) y teliosoros (III), en hojas de *Avena sativa*, 16-VI-2017, leg. J. Díaz, det. E. Rubio.

Puccinia violae (Schumach.) DC.

Ecios (I) en *Viola sp.*, 11-III-2018, leg. M. González, det. E. Rubio

ORDEN RUSSULALES

Lactarius luridus (Pers.) Gray, *Nat. Arr. Brit. pl.* 1: 625 (1821).

En humus de *Quercus robur*, 16-XI-2017, leg. & det. E. Rubio, ERD-7352.

Dos *Lactarius* con látex blanco, virante al violeta, micorrizan con frondosas, sobre todo *Quercus*, en lugares más bien cálidos, en suelos calcáreos: *Lactarius violascens* (J. Otto) Fr., y *L. luridus*. El primero de ellos tiene tonalidades más vivas en el píleo, más oscuras, y éste suele ser concéntricamente zonado y gutulado. *Lactarius luridus* tiene, por el contrario, tonalidades más apagadas, una menor o nula zonación

y carece de pigmentación extracelular, en forma de granulaciones de color violeta, en las hifas de la *pileipellis*. Otras especies de nuestro entorno, con látex blanco que vira al violeta, son: *Lactarius uvidus* (Fr.) Fr., más pequeño y amarilleante, más viscoso y propio de lugares muy húmedos y *Lactarius flavidus* Boud., muy amarillento, que micorriza con los avellanos en suelos calcáreos.

Russula odorata Romagn.

En humus de *Quercus robur*, 5-X-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7201.

Stereum hirsutum (Willd.) Gray

En madera de *Quercus robur*, 16-V-2018, leg. & det. E. Rubio.

ORDEN THELEPHORALES

Thelephora anthocephala (Bull.) Fr.

En humus de planifolios variados, 14-VII-2017, leg. & det. E. Rubio, ERD-7121.

ORDEN TRECHISPORALES

Trechispora stevensonii (Berk. & Broome) K.H. Larss., *Symb. bot. upsal.* 30(no. 3): 115 (1995).

≡ *Hydnum stevensonii* Berk. & Broome, *Ann. Mag. nat. Hist.*, Ser. 4 15(no.

85): 31 (1875).

En madera de *Juglans regia*, 29-XII-2017, leg. M. González, det. E. Rubio, ERD-7408. Fig. 70.

Nuevo registro para el catálogo provincial de macromicetos.

Este infrecuente hongo, que no parece estar citado hasta ahora en España, fructifica formando un teleomorfo cuyo **himenio** es resupinado, blanco e hydnoide, con pequeños acúleos pruinosos.

Hifas fibuladas alargadas, **basidios** tetraspóricos y **esporas** espinosas, con un contorno algo irregular. En la periferia de la fructificación convivía con su **anamorfo**, *Osteomorpha fragilis*, con conidiomas pulvinados y blancos, que forman artroconidios o conidios articulados hialinos, con un contorno poliédrico, muy irregular.

ORDEN TREMELLALES

Tremella aurantia Schwein.

En madera de *Quercus robur*, en compañía de *Stereum hirsutum*, 25-IV-2018, leg. & det. J. Díaz.

PHYLUM GLOMEROMYCOTA

Glomus macrocarpum Tul. & C. Tul.

Aflorando en la tierra de un parterre, 29-IX-2017, leg. J. Díaz, det. E. Rubio.

LISTADO GENERAL DE LOS MACROMICETOS CENSADOS EN EL JARDÍN BOTÁNICO ATLÁNTICO DE GIJÓN

Ascomycota: 318 taxones
Basidiomycota: 614 taxones
Glomeromycota: 1 taxón

(*) = Citado por GARCÍA & SOCIEDAD ASTURIANA DE MICOLOGÍA (2004)
y miembros de la SOCIEDAD ASTURIANA DE MICOLOGÍA (2014).

(1) = Citado por RUBIO & al. (2016).

(2) = Citado en el presente estudio.

(sub) = Citado bajo otro binomio, género o epíteto específico diferente

(?) = Binomio o epíteto ambiguo o de dudosa identidad

ASCOMYCOTA

- Acrospermum compressum* Tode (2)
Alloanthostomella rubicola (Speg. ex Sacc. & Trotter) Daranag., Camporesi & K.D. Hyde (sub *Anthostomella rubicola*) (1)
Amphiporthe leiphaemia (Fr.) Butin (1)
Amphisphaeria multipunctata (Fuckel) Petrak (2)
Annulohypoxylon michelianum (Ces. & De Not.) Y.M. Ju, J.D. Rogers & H.M. Hsieh (1)
Annulohypoxylon substygium (Rehm) Sir & Kuhnert (sub *Annulohypoxylon stygium* var. *annulatum*) (1)
Anthostomella caricis S.M. Francis (1)
Anthostomella punctulata (Roberge ex Desm.) Sacc. (2)
Anthostomella smilacis Fabre (2)
Anthostomella sp. (1)
Anthostomella tomicoides Sacc. (2)
Apiognomonina hystrix (Tode) Sogonov (1)
Apiospora bambusae (Turconi) Sivan. (1)
Apiosporopsis carpinea (Fr.) Mariani (1)
Arachnopeziza aurata Fuckel (2)
Ascotremella faginea (Peck) Seaver (1)
Asteromassaria macrospora (Desm.) Höhn. (2)
Balsamia polysperma Vittad. (1)
Balsamia vulgaris Vittad. (1)
Barbatosphaeria dryina (Curr.) Réblová (2)
Biscogniauxia anceps (Sacc.) J. D. Rogers, Y.-M. Ju, & Cand. (1)
Biscogniauxia mediterranea (De Not.) Kuntze (2)
Botryosphaeria festucae (Lib.) Arx & E. Müll. (1)
Brunnipila fuscescens (Pers.) Baral (2)
Bryocentria hypothallina B. Nordén, Gardiennet, Priou & Döbbeler (1)
Bulgaria inquinans (Pers.) Fr. (*)
Byssosphaeria schiedermayeriana (Fuckel) M.E. Barr (1)
Calycellina albida (Grelet & Croz.) R. Galán & G. Moreno (1)
Calycellina alniella (Nyl.) Baral (1)
Calycellina spiraeae (Roberge ex Desm.) Dennis (2)
Calycellina ulmariae (Lasch) Korf (2)
Calycina claroflava (Grev.) Baral, R. Galán & G. Platas (2)
Calycina phyllophila (Desm.) Baral (1)
Capronia nigerrima (R.R. Bloxam) M.E. Barr (1)

- Capronia parasitica* (Ellis & Everh.) E. Müll., Petrini (1)
- Caudospora taleola* (Fr.) Starbäck (2)
- Ceuthospora hederæ* Grove (2)
- Chaetosphaerella phaeostroma* (Durieu & Mont.) E. Müll. & C. Booth (1)
- Cheilymenia granulata* (Bull.) J. Moravec (1)
- Cheirospora botryospora* (Mont.) S. Hughes (2)
- Chlorociboria aeruginascens* (Nyl.) Kanouse ex C. S. Ramamurthi, Korf & L. R. Batra (*)
- Ciboria viridifusca* (Fuckel) Höhn. (1)
- Ciborinia camelliae* L.M. Kohn (1)
- Cistella albidolutea* (Feltgen) Baral (1)
- Cistella grevillei* (Berk.) Raschle (1)
- Coccomyces delta* (Kunze) Sacc. (1)
- Conioscyphascus varius* Réblová & Seifert (1)
- Cordyceps militaris* (L.) Fr. (1)
- Cosmospora episphaeria* (Tode) Rossman & Samuels, (1)
- Creosphaeria sassafras* (Schwein.) Y. M. Ju, F. San Martín & J. D. Rogers (1)
- Cryptodiaporthe lirella* (Moug. & Nestl.) M. Monod (2)
- Cryptosphaeria eunomia* (Fr.) Fuckel var. *eunomia* (1)
- Cryptosphaeria lignyota* (Fr.) Auersw. (1)
- Cryptosporella betulæ* (Tul. & C. Tul.) L.C. Mejía & Castl. (1)
- Cryptosporella suffusa* (Fr.) L.C. Mejía & Castl. (1)
- Cyathicula cacaliae* (Pers.) Dennis (*sub Crocicreas cyathoideum* var. *cacaliae*) (1)
- Cyathicula pteridicola* (P. Crouan & H. Crouan) Dennis (*sub Crocicreas cyathoideum* var. *pteridicola*) (1)
- Daldinia childiae* J.D. Rogers & Y.M. Ju (2)
- Daldinia concentrica* (Bolton) Ces. & De Not. (*)
- Daldinia petriniae* Y.M. Ju, J.D. Rogers & F. San Martín (1)
- Dasyscyphella montana* Raitv. (1)
- Diaporthe eres* Nitschke (1)
- Diaporthe pardalota* (Mont.) Nitschke ex Fuckel (1)
- Diaporthe spiculosa* (Alb. & Schwein.) Nitschke (2)
- Diaporthe strumella* (Fr.) Fuckel (1)
- Diatrypella quercina* (Pers.) Cooke (1)
- Diatrypella tocciaeana* De Not. var. *tocciaeana* (1)
- Didymosphaeria massarioides* Saccardo & Brunaud (2)
- Didymosphaeria oblitescens* (Berk. & Broome) Fuckel (1)
- Diplodia seriata* De Not. (2)
- Disciotis venosa* (Pers.) Boud. (*)
- Enchnoa infernalis* (Fr.) Fuckel (2)
- Encoelia furfuracea* (Roth) P. Karst. (1)
- Endothia parasitica* (Murrill) P. J. Anderson & H.W. Anderson (1)
- Endothia radicalis* (Schwein.) De Not. (1)
- Epichlœ typhina* (Pers.) Tul. & C. Tul. (2)
- Euepixylon udum* (Pers.) Læssøe & Spooner (1)
- Eutypa flavovirens* (Hoffm.) Tul. & C. Tul. (1)
- Eutypa laevata* (Nitschke) Sacc. (2)
- Eutypa lata* (Pers.) Tul. & C. Tul. (1)
- Eutypa lejoplaca* (Fr.) Fuckel (2)
- Eutypa maura* (Fr.) Fuckel (2)
- Eutypa petrakii* var. *petrakii* Rappaz (2)
- Eutypella leprosa* (Pers.) Berl. (1)
- Eutypella scoparia* (Schwein.) Ellis & Everh. (1)

- Fusoidiella depressa* (Berk. & Broome) Videira & Crous (*sub Passalora d.*) (1)
- Geejayessia cicatricum* (Berk.) Schroers (2)
- Gemmina gemmarum* (Boud.) Raitv. (2)
- Geoglossum cookeanum* Nannf. (*)
- Geoglossum fallax* E. J. Durand (1)
- Geopora arenicola* (Lév.) Kers (1)
- Geopora summeriana* (Cooke) M. Torre (*sub Sepultaria s.*) (*)
- Gibberella cf. pulicaris* (Fr.) Sacc. (2)
- Glutinoglossum glutinosum* (Pers.) Hustad, A.N. Mill., Dentinger & P.F. Cannon (1)
- Gnomonia gnomon* (Tode) J. Schröt. (1)
- Gyromitra perlata* (Fr.) Harmaja (*sub Discina p.*) (*)
- Hapalocystis berkeleyi* Auersw. ex Fuckel (1)
- Hapalocystis kickxii* (Westend.) Voglmayr (*sub Hapalocystis berkeleyi* var. *kickxii*) (1)
- Helminthosphaeria clavariarum* (Desm.) Fuckel (1)
- Helvella acetabulum* (L.) Quél. (*)
- Helvella atra* Holmsk. (1)
- Helvella corium* (O. Weberb.) Masee (*)
- Helvella costifera* Nannf. (*)
- Helvella crispa* (Scop.) Fr. (*)
- Helvella elastica* Bull. (1)
- Helvella ephippium* Lév. (1)
- Helvella fibrosa* (Wallr.) Korf (1)
- Helvella lacunosa* Afzel. (*)
- Helvella leucomelaena* (Pers.) Nannf. (*)
- Helvella solitaria* P. Karst. (*sub H. queletii*) (*)
- Hercospora tiliae* (Pers.) Tul. & C. Tul. (1)
- Heterosphaeria patella* (Tode) Grev. (2)
- Humaria hemisphaerica* (F. H. Wigg.) Fuckel (1)
- Hyalorbilia inflatula* (P. Karst.) Baral & G. Marson (1)
- Hyaloscypha daedaleae* Velen. (2)
- Hydropisphaera erubescens* (Desm.) Rossman & Samuels (2)
- Hymenoscyphus albopunctus* (Peck) Kuntze (2)
- Hymenoscyphus caudatus* (P. Karst.) Dennis (1)
- Hymenoscyphus menthae* (W. Phillips) Baral (2)
- Hypocrea lixii* Pat. (1)
- Hypoderma hederiae* (T. Nees ex Mart.) De Not. (2)
- Hypomyces polyporinus* Peck (2)
- Hypomyces rosellus* (Alb. & Schwein.) Tul. & C. Tul. (1)
- Hypoxylon fragiforme* (Pers.) J. Kickx (*)
- Hypoxylon fuscum* (Pers.) Fr. (1)
- Hypoxylon howeianum* Peck (1)
- Hypoxylon intermedium* (Schwein.) Y.M. Ju & J.D. Rogers (1)
- Hypoxylon macrocarpum* Pouzar (2)
- Hypoxylon perforatum* (Schwein.) Fr. (1)
- Hypoxylon rubiginosum* (Pers.) Fr. (1)
- Hypoxylon ticinense* L.E. Petrini (1)
- Hysterium angustatum* Alb. & Schwein. (1)
- Hysterobrevium smilacis* (Schwein.) E.W.A. Boehm & C.L. Schoch (1)
- Hysterostegiella lauri* (Caldesi) B. Hein (2)
- Immersiella immersa* (P. Karst.) A.N. Mill. & Huhndorf (1)
- Incrucipulum ciliare* (Schrad.) Baral (1)
- Ionomidotis fulvotagens* (Berk. & M.A. Curtis) E.K. Cash (1)

- Jackrogersella minutella* (Syd. & P. Syd.)
L. Wendt, Kuhnert & M. Stadler (*sub Anulohyphoxylon minutellum*) (1)
- Juglanconis juglandina* (Kunze) Voglmayr
& Jaklitsch
- Karstenia rhopaloides* (Sacc.) Baral (1)
- Kretzschmaria deusta* (Hoffm.) P. M. D.
Martin (1)
- Lachnum caricis* (Desm.) Höhn. (2)
- Lachnum controversum* (Cooke) Rehm (1)
- Lachnum impudicum* Baral (1)
- Lachnum morthieri* (Cooke) Rehm (2)
- Lachnum rhytismatis* (W. Phillips) Nannf. (1)
- Lachnum salicariae* (Rehm) Raitv. (1)
- Lamprospora dictydiola* Boud. (1)
- Lasiobelonium lonicerae* (Alb. &
Schwein.) Raitv. (2)
- Lasiobelonium variegatum* (Fuckel) Raitv. (2)
- Lasiobolus cuniculi* Velen. (1)
- Lasiochaeria ovina* (Pers.) Ces. & De Not. (1)
- Lasiochaeris hirsuta* (Fr.) A.N. Mill. &
Huhndorf (1)
- Lentomitella cirrhosa* (Pers.) Réblová (2)
- Leotia lubrica* (Scop.) Pers. (*)
- Leptosphaeria acuta* (Moug. & Nestl.) P.
Karst. (1)
- Leptospora rubella* (Pers.) Rabenh. (1)
- Lophiostoma compressum* (Pers.) Ces. &
De Not. (1)
- Lophiostoma macrostomum* (Tode) Ces.
& De Not. (2)
- Lophiostoma semiliberum* (Desm.) Ces. &
De Not. (2)
- Lophiostoma vagabundum* Sacc. (1)
- Lophiostoma viridarium* Cooke (1)
- Lophiotrema rubi* (Fuckel) Y. Zhang ter,
C.L. Schoch & K.D. Hyde (2)
- Lophodermium arundinaceum* (Schrad.)
Chevall. (1)
- Lophodermium juniperinum* (Fr.) De Not. (1)
- Lophodermium pinastri* (Schrad.) Chevall. (1)
- Massarina maritima* S.K. Bose (2)
- Melanconiella chrysomelanconium*
Voglmayr & Jaklitsch (1)
- Melomastia mastoidea* (Fr.) J. Schröt. (1)
- Microglossum olivaceum* (Pers.) Gillet (1)
- Miladina lecithina* (Cooke) Svrček (*sub*
M. lechithina) (1)
- Moellerodiscus lentus* (Berk. & Broome)
Dumont (2)
- Mollisia amenticola* (Sacc.) Rehm (1)
- Mollisia clavata* Gremmen (1)
- Mollisia ligni* (Desm.) P. Karst. (2)
- Mollisia melaleuca* (Fr.) Sacc. (2)
- Mollisia rabenhorstii* (Auersw.) Rehm (2)
- Mollisia revincta* (P. Karst.) Rehm (2)
- Mollisia acerina* (Mouton) Höhn. (1)
- Monilinia johnsonii* (Ellis & Everh.)
Honey (1)
- Morchella esculenta* (L.) Pers. (*)
- Mycosphaerella euphorbiae* Niessl ex J.
Schröt. (2)
- Mycosphaerella hedericola* (Cooke)
Lindau (2)
- Mycosphaerella punctiformis* (Pers.)
Stärback (2)
- Nectriella dacrymycella* (Nyl.) Rehm (2)
- Nemania aureolutea* (L. E. Petrini & J. D.
Rogers) Granmo (1)
- Nemania confluens* (Tode) Laessøe &
Spooner (1)
- Nemania diffusa* (Sowerby) Gray (1)
- Nemania serpens* (Pers.) Gray (1)

- Neonectria hederæ* (C. Booth) Castl. & Rossman (2)
- Niesslia exilis* (Alb. & Schwein.) G. Winter (2)
- Nigrograna fuscidula* (Sacc.) Jaklitsch & Voglmayr (2)
- Octospora wrightii* (Berk. & M.A. Curtis) J. Moravec (2)
- Octosporopsis nicolai* (Maire) U. Lindemann, M. Vega & T. Richter (1)
- Oletheriostrigula papulosa* (Durieu & Mont.) Huhndorf & R.C. Harris (2)
- Olla millepunctata* (Lib.) Svrček (2)
- Ombrophila janthina* P. Karst (1)
- Ophioceras* cf. *commune* Shearer, J.L. Crane & W. Chen (2)
- Ophiognomonia intermedia* (Rehm) Sogonov (2)
- Ophiognomonia ischnostyla* (Desm.) Sogonov (1)
- Ophiognomonia setacea* (Pers.) Sogonov (1)
- Orbilina auricolor* (A. Bloxam ex Berk. & Broome) Sacc. (2)
- Orbilina epipora* (Nyl.) P. Karst. (2)
- Orbilina eucalypti* (W. Phillips & Harkn.) Sacc. (1)
- Orbilina leucostigma* (Fr.) Fr. (1)
- Orbilina sarraziniana* Boud. (1)
- Otidea alutacea* (Pers.) Masee (1)
- Otidea bufonia* (Pers.) Boud. (1)
- Otidea onotica* (Pers.) Fuckel (1)
- Pachyella violaceonigra* (Rehm) Pfister (1)
- Paraleptosphaeria nitschkei* (Rehm ex G. Winter) Gruyter, Aveskamp & Verkley (2)
- Pezicula cinnamomea* (DC.) Sacc. (2)
- Pezicula eucrita* P. Karst. (2)
- Pezicula myrtilina* P. Karst. (2)
- Peziza badiofusca* (Boud.) Dennis (1)
- Peziza gerardii* Cooke (1)
- Peziza michelii* (Boud.) Dennis (*)
- Peziza moseri* Aviz.-Hersh. & Nemlich (1)
- Peziza succosa* Berk. (1)
- Peziza succosella* (Le Gal & Romagn.) M. M. Moser ex Aviz.-Hersh. & Nemlich (1)
- Peziza vesiculosa* Bull. (*)
- Phaeobotryosphaeria visci* (Kalchbr.) A.J.L. Phillips & Crous (1)
- Phaeopeltosphaeria caudata* Berl. & Peglion (2)
- Phaeosphaeria fuckelii* (Niessl ex W. Voss) L. Holm (1)
- Phaeosphaeria vagans* (Niessl) O. E. Erikss. (2)
- Phomatospora* sp. (2)
- Phomopsis oncostoma* (Thüm.) Höhn (2)
- Phyllactinia guttata* (Wallr.) Lév (2)
- Pirottaea imbricata* Nannf. (2)
- Pithyella frullaniae* (Chalaud) Döbbeler (1)
- Plagiostoma apiculatum* (Wallr.) L.C. Mejía (2)
- Plagiostoma populinum* (Fuckel) L.C. Mejía (2)
- Pleomassaria carpini* (Fuckel) Sacc. (*sub Splanchnonema carpini*) (1)
- Pleomassaria holoschista* (Berk. & Broome) Sacc. (2)
- Pleospora herbarum* (Pers.) Rabenh. (1)
- Pocillum cesatii* (Mont.) De Not. (2)
- Polydesmia pruinosa* (Berk. & Broome) Boud. (1)
- Praetumpfia obducens* (Schumach.) Jaklitsch & Voglmayr (*sub Cucurbitaria obducens*) (1)
- Proliferodiscus pulveraceus* (Alb. & Schwein.) Baral (1)

- Propolis farinosa* (Pers.) Fr. (1)
- Prosthegium platanoidis* (Pers.) M.E. Barr (1)
- Pseudoanthostomella conorum* (Fuckel)
Daragan., Camporesi & K.D. Hyde (*sub*
Anthostomella conorum) (1)
- Pseudohelotium sordidulum* (P. Karst.)
Huhtinen (1)
- Pseudomassaria chondrospora* (Ces.) Jacz. (2)
- Pseudoophiobolus mathieui* (Westend.)
Phookamsak, Wanas., S.K. Huang,
Camporesi & K.D. Hyde (2)
- Pseudosplanchnonema phorcioides* (I.
Miyake) Chethana, Camporesi & K.D.
Hyde (2)
- Pseudovalsia lanciformis* (Fr.) Ces. & De
Not. (1)
- Psilachnum acutum* (Velen.) Svrcek (2)
- Psilachnum chrysostigmum* (Fr.) Raitv. (2)
- Psilachnum lanceolatoparaphysatum*
(Rehm) Höhn. (2)
- Pyrenopeziza escharodes* (Berk. &
Broome) Rehm (1)
- Pyrenopeziza petiolaris* Masee (2)
- Pyrenopeziza pulveracea* (Fuckel)
Gremmen (2)
- Pyrenopeziza tami* E. Rubio & M.
González *sp. nov.* (2)
- Pyrenophora tritici-repentis* (Died.)
Drechsler (2)
- Pyronema domesticum* (Sowerby) Sacc. (*)
- Rebentischia unicaudata* (Berk. &
Broome) Sacc. (1)
- Reddellomyces donkii* (Malençon) Trappe,
Castellano & Malajczuk (*sub* *Labyrinthomyces*
d.) (*)
- Rhopoglyphus filicinus* (Fr.) Nitschke (2)
- Rhytisma acerinum* (Pers.) Fr. (1)
- Rosellinia marcucciana* Ces. (*sub* *R.*
britannica) (1)
- Rosellinia necatrix* Prill. (1)
- Ruptoseptoria unedonis* Roberge *ex*
Desm. (2)
- Rutstroemia firma* (Pers.) P. Karst. (1)
- Rutstroemia luteovirescens* (Roberge *ex*
Desm.) W. L. White (1)
- Rutstroemia maritima* (Roberge *ex*
Desm.) Dennis (2)
- Rutstroemia sydowiana* (Rehm) W. L.
White (1)
- Sarcoscypha austriaca* (O. Beck *ex* Sacc.)
Boud. (*sub* *S. coccinea*) (*)
- Sawadaea bicornis* (Wallr.) Homma (2)
- Scutellinia crinita* (Bull.) Lambotte (1)
- Scutellinia setosa* (Nees) Kuntze (2)
- Scutellinia subhirtella* Svrček (1)
- Scutellinia trechispora* (Berk. & Broome)
Lambotte (*sub* *S. scutellata*) (*)
- Setoseptoria arundinacea* (Sowerby)
Kaz. Tanaka & K. Hiray (*sub* *Lentithecium*
arundinaceum) (1)
- Sigarispora caudata* (Fabre) Thambug.,
Qing Tian, Kaz. Tanaka & K.D. Hyde (*sub*
Lophiostoma caudatum) (1)
- Sordaria lappae* Potebnia (1)
- Sphaerellopsis filum* (Biv.) B. Sutton (1)
- Splanchnonema argus* (Berk. & Broome)
Kuntze (1)
- Splanchnonema platani* (Ces.) M.E. Barr (1)
- Splanchnonema pupula* (Fr.) Kuntze (1)
- Splanchnonema scoriadeum* (Fr.) M.E.
Barr (1)
- Splanchnospora ampullacea* (Pers.)
Lar.N. Vassiljeva (*sub* *Splanchnonema*
ampullaceum) (1)

Stagonospora elegans (Berk.) Sacc. & Traverso (2)
Stannaria laetissima (Ces.) E. Gruber *comb. ined.* (2)
Stictis radiata Pers. (2)
Stictis stellata Wallr. (1)
Stomiopeltis cupressicola J.P. Ellis (2)
Strossmayeria basitricha (Sacc.) Dennis (1)
Tarzetta catinus (Holmsk.) Korf & J. K. Rogers (*)
Tarzetta cupularis (L.) Lambotte (1)
Thelebolus microsporus (Berk. & Broome) Kimbr. (1)
Thelebolus stercoreus Tode (1)
Therrya pini (Alb. & Schweinitz) Höhnel (2)
Thyronectria sinopica (Fr.) Jaklitsch & Voglmayr (*sub Pleonectria s.*) (1)
Trichophaea gregaria (Rehm) Boud. (1)
Trichophaea woolhopeia (Cooke & W. Phillips) Boud. (1)
Trichophaeopsis bicuspis (Boud.) Korf & Erb (2)
Trochila craterium (DC.) Fr. (2)
Tuber excavatum var. *excavatum* Vittad. (1)
Tuber maculatum Vittad. (1)
Tuber rufum Pico f. *rufum* (1)
Tubeufia cerea (Berk. & M. A. Curtis) Höhn. (1)
Tympanis alnea (Pers.) Fr. (1)
Uncinula adunca var. *regularis* (R.Y. Zheng & G.Q. Chen) U. Braun (2)
Unguiculariopsis diversispora E. Rubio *sp. nov. ad int.* (2)
Unguiculariopsis hamatopilosa (Graddon) W.Y. Zhuang (2)
Vaginatispora fuckelii (Sacc.) Thambug., Wanas., Kaz. Tanaka & K.D. Hyde (*sub Lophiostoma f.*) (1)

Valsaria insitiva (Tode) Ces. & De Not. (1)
Velutarina rufo-olivacea (Alb. & Schwein.) Korf (1)
Venturia ditricha (Fr.) P. Karst. (2)
Whalleya microplaca (Berk. & M.A. Curtis) J.D. Rogers, Y.M. Ju & F. San Martín (1)
Wallrothiella congregata (Wallr.) Sacc. (2)
Wettsteinina corni (Fuckel) Aptroot (2)
Xanthonectria pseudopeziza (Desm.) Lechat, J. Fourn. & P.-A. Moreau (2)
Xylaria cinerea J. Fourn. & M. Stadler (1)
Xylaria hypoxylon (L.) Grev. (*)
Xylaria longipes Nitschke (*)
Xylaria oxyacanthae Tul. & C. Tul. (1)
Xylaria polymorpha (Pers.) Grev. (*)

BASIDIOMYCOTA

Agaricus arvensis var. *fisuratus* J. Schaeffer (?) (*)
Agaricus augustus Fr. (*)
Agaricus bitorquis (Quél.) Sacc. (*)
Agaricus campestris L. (*)
Agaricus impudicus (Rea) Pilát (1)
Agaricus langei (F. H. Møller) F. H. Møller (*)
Agaricus moelleri Wasser (*sub A. meleagris y A. placomyces*) (*)
Agaricus moellerianus Bon (1)
Agaricus silvaticus Schaeff. (*sub A. haemorrhoidarius*) (*)
Agaricus sylvicola (Vittad.) Peck (*)
Agaricus xanthodermus Genevier (*sub A. xanthoderma*) (*)
Agrocybe firma (Peck) Singer (1)
Agrocybe praecox (Pers.) Fayod (*)
Aleurodiscus aurantius (Pers.) J. Schröt. (1)
Alnicola bohémica (Velen.) Kühner & Maire (1)

- Alnicola escharoides* (Fr.) Romagn. (1)
Alnicola subconspersa (Kühner ex P.D. Orton) Bon (1)
Amanita caesarea (Scop.) Pers. (*)
Amanita citrina (Schaeff.) Pers. (*)
Amanita citrina var. *alba* (Schaeff.) Pers. (*)
Amanita echinocephala (Vittad.) Quél. (2)
Amanita eliae Quél. (*)
Amanita franchetii (Boud.) Fayod (*sub A. aspera*) (*)
Amanita franchetii (Boud.) Fayod (*)
Amanita fulva (Schaeff.) Secr. (*sub Amanitopsis vaginata fulva*) (*)
Amanita gemmata (Fr.) Bertill. (2)
Amanita mairei Foley (*)
Amanita pantherina (DC.) Krombh. (*)
Amanita phalloides (Vaill. ex Fr.) Link (*)
Amanita rubescens (Pers. ex Fr.) Gray (*)
Amanita spissa var. *excelsa* (Fr.) Bertill. (*)
Amanita strobiliformis (Paulet ex Vittad.) Bertill. (*)
Amanita vaginata f. *alba* (Bull.) Lam. (*sub Amanitopsis vaginata alba*) (*)
Amanita vaginata f. *plumbea* (Bull.) Lam. (*sub Amanitopsis vaginata plumbea*) (*)
Amanita vaginata var. *alba* (Bull.) Lam. (*)
Amphinema byssoides (Pers.) J. Erikss. (1)
Antrodia albida (Fr.) Donk (1)
Antrodiella romellii (Donk) Niemelä (1)
Armillaria gallica Marxm. & Romagn. (1)
Armillaria mellea (Vahl) P. Kumm. (*)
Armillaria ostoyae (Romagn.) Henrik (1)
Arrhenia rickenii (Hora) Watling (1)
Artomyces pyxidatus (Pers.) Jülich (1)
Asterophora lycoperdoides (Bull.) Ditmar (*sub Nyctalis asterophora*) (*)
Astraeus hygrometricus (Pers.) Morgan (1)
Athelopsis glaucina (Bourdot & Galzin) Oberw. ex Parmasto (2)
Aureoboletus gentilis (Quél.) Pouzar (1)
Auricularia auricula-judae (Bull.) Quél. (*)
Auricularia mesenterica (Dicks.) Pers. (*)
Bjerkandera adusta (Willd.) P. Karst. (*)
Bolbitius titubans (Bull.) Fr. (*sub Bolbitius vitellinus*) (*)
Boletus aereus Bull. (*)
Boletus purpureus Pers. (?) (*)
Boletus reticulatus Schaeff. (*)
Boletus rubellus var. *bicolor* Krombh (?) (*)
Bonomyces sinopicus (Fr.) Vizzini (*sub Clitocybe sinopica*) (*)
Botryobasidium aureum Parmasto (1)
Bovista capensis (Fr.) J. C. Coetzee & A.E.van Wyk (2)
Butyriboletus appendiculatus (Schaeff.) D. Arora & J.L. Frank (*sub Boletus a.*) (*)
Byssomerulius corium (Pers.) Parmasto (1)
Caloboletus radicans (Pers.) Vizzini (*sub Boletus r.*) (*)
Calocybe gambosa (Fr.) Donk (*)
Calyptella capula (Holmsk.) Quél. (1)
Camarophyllopsis atrovelutina (Romagn.) Argaud (1)
Campanella caesia Romagn. (1)
Cantharellus cibarius Fr. (*)
Cantharellus ferruginascens P. D. Orton (1)
Cantharellus melanoxeros Desm. (1)
Cerioporus mollis (Sommerf.) Zmitr. & Kovalenko (*sub Datronia mollis*) (1)
Ceriporia purpurea (Fr.) Donk (1)
Chaetocalathus craterellus (Durieu & Lév.) Singer (1)
Chaetothyphula actiniceps (Petch) Corner (2)

- Chlorophyllum rachodes* (Vittad.) Vellinga (1)
Chondrostereum purpureum (Pers.) Pouzar (1)
Chromocyphella muscicola (Fr.) Donk (1)
Clathrus archeri (Berk.) Dring (*)
Clathrus ruber P. Micheli ex Pers. (*)
Clavaria flavostellifera Olariaga, Salcedo, Daniëls & Kautmanová (1)
Clavaria fragilis Holmsk. (*sub C. vermicularis*) (*)
Clavaria fumosa Pers. (*)
Clavaria incarnata Weinm. (1)
Clavaria tenuipes Berk. & Broome (1)
Clavaria zollingeri Lév. (1)
Clavariadelphus pistillaris (L.) Donk (*)
Clavicornia taxophila (Thom) Doty (1)
Clavulina cinerea (Bull.) J. Schröt. (1)
Clavulina cristata (Fr.) J. Schröt. (1)
Clavulina rugosa (Bull.) J. Schröt. (1)
Clavulinopsis corniculata (Schaeff.) Corner (1)
Clavulinopsis fusiformis (Sowerby) Corner (1)
Clavulinopsis helvola (Pers.) Corner (1)
Clavulinopsis subtilis (Fr.) Corner (1)
Clavulinopsis umbrinella (Sacc.) Corner (2)
Clitocybe gibba (Pers.) P. Kumm. (*)
Clitocybe infundibuliformis (Schaeff.) Qué. (?) (*)
Clitocybe lituus (Fr.) Métrod (2)
Clitocybe nebularis (Batsch) P. Kumm. (*)
Clitocybe odora (Bull.) P. Kumm. (*)
Clitocybe rivulosa (Pers.) P. Kumm. (*)
Clitopilus daamsii var. *daamsii* Noordel. (1)
Clitopilus geminus (Paulet) Noordel. & Co-David (*sub Rhodocybe gemina* var. *subvermicularis*) (1)
Clitopilus prunulus (Scop.) P. Kumm. (*)
Coltricia cinnamomea (Jacq.) Murrill (?) (*)
Coltricia perennis (L.) Murrill (*sub C. confluens*) (*)
Coniophora puteana (Schumach.) P. Karst. (1)
Conocybe albipes var. *albipes* (G.H. Otth) Hauskn. (1)
Conocybe subovalis Kühner & Watling (1)
Coprinellus disseminatus (Pers.) J.E. Lange (*sub Coprinus d.*) (*)
Coprinellus domesticus (Bolton) Vilgalys, Hopple & Jacq. Johnson (*sub Coprinus d.*) (*)
Coprinellus flocculosus (DC.) Vilgalys, Hopple & Jacq. Johnson (*sub Coprinus f.*) (*)
Coprinellus micaceus (Bull.) Vilgalys, Hopple & Jacq. Johnson (*sub Coprinus m.*) (*)
Coprinellus saccharinus (Romagn.) P. Roux, Guy García & Dumas (2)
Coprinellus xanthothrix (Romagn.) Vilgalys, Hopple & Jacq. Johnson (*sub Coprinus x.*) (*)
Coprinopsis atramentaria (Bull.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo (*sub Coprinus atramentarius*) (*)
Coprinopsis bellula (Uljé) P. Roux & Eyssart. (1)
Coprinopsis lagopides (P. Karst.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo (*sub Coprinus l.*) (*)
Coprinopsis picacea (Bull.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo (*sub Coprinus picaceus*) (*)
Coprinus comatus (O.F. Müll.) Pers. (*)
Cortinarius anomalus (Fr.) Fr. (*)
Cortinarius caerulescens (Schaeff.) Fr. (*)
Cortinarius cagei Melot (1)
Cortinarius callochrous subsp. *callochrous* var. *caroli* (Velen.) Nezdobjm. (1)
Cortinarius clelandii A.H. Sm. (*)
Cortinarius dionysae Rob. Henry (1)

- Cortinarius diosmus* var. *araneosolvatus* Bon & Gaugué (1)
- Cortinarius elatior* Fr. (1)
- Cortinarius infractus* (Fr.) Fr. (1)
- Cortinarius insignolens* (Cooke) Rob. Henry (1)
- Cortinarius melanotus* Kalchbr. (1)
- Cortinarius multiformis* Fr. (*)
- Cortinarius olidus* J. E. Lange (1)
- Cortinarius orellanus* Fr. (*)
- Cortinarius rufolivaceus* (Pers.) Fr. (*)
- Cortinarius rufolivaceus* var. *vinosus* (Cooke) Moëgne-Locc. & Reumaux (1)
- Cortinarius salor* Fr. (*)
- Cortinarius splendens* Rob. Henry (*)
- Cortinarius torvus* (Fr.) Fr. (1)
- Cortinarius triumphans* Fr. (*)
- Cortinarius trivialis* J.E. Lange (*)
- Cortinarius variicolor* var. *nemorensis* Fr. (*sub C. varicolor* var. *nemorensis*) (1)
- Cortinarius variiformis* Malençon (1)
- Cortinarius venetus* (Fr.) Fr. var. *venetus* (1)
- Cortinarius vernus* H. Lindstr. & Melot (1)
- Crepidotus autochthonus* J. E. Lange (2)
- Crepidotus cesatii* (Rabenh.) Sacc. var. *cesatii* (1)
- Crepidotus crocophyllus* (Berk.) Sacc. (1)
- Crepidotus fragilis* Joss. (?) (*)
- Crepidotus mollis* (Schaeff.) Staudé (*)
- Crepidotus variabilis* (Pers.) P. Kumm. (*)
- Crinipellis scabellus* (Alb. & Schwein.) Murrill (1)
- Crucibulum laeve* (Huds.) Kambly (1)
- Cryptomarasmius corbariensis* (Roum.) T.S. Jenkinson & Desjardin (*sub Marasmius c.*) (1)
- Cryptomarasmius minutus* (Peck) T.S. Jenkinson & Desjardin (2)
- Cumminsia mirabilissima* (Peck) Nannf. (2)
- Cyanoboletus pulverulentus* (Opat.) Gelardi, Vizzini & Simonini (*sub Boletus p.*) (*)
- Cyathus striatus* (Huds.) Willd. (*)
- Cyclocybe aegerita* (V. Brig.) Vizzini (*sub Agrocybe aegerita*) (*)
- Cyphellopsis confusa* (Bres.) D.A. Reid (2)
- Cystolepiota hetieri* (Boud.) Singer (1)
- Cystolepiota pulverulenta* (Huijsman) Vellinga (1)
- Cystolepiota seminuda* (Lasch) Bon (1)
- Cytidia salicina* (Fr.) Burt (?) (*)
- Dacrymyces stillatus* Nees (1)
- Daedalea quercina* (L.) Pers. (*)
- Daedaleopsis nitida* (Durieu & Mont.) Zmitr. & Malysheva (*sub Scenidium nitidum*) (?) (*)
- Deconica castanella* (Peck) Noordel. (*sub Psilocybe c.*) (1)
- Dermoloma phaeopodium* P.D. Orton (1)
- Dermoloma pseudocuneifolium* Herink ex Bon (1)
- Descolea alba* (Klotzsch) Kuhar, Nouhra & M.E. Sm. (*sub Descomyces albus*) (1)
- Descolea maculata* Bougher (1)
- Descolea rheophylla* (Bertault & Malençon) Malençon (1)
- Ditiola peziziformis* (Lév.) D. A. Reid (1)
- Efibulobasidium albescens* (Sacc. & Malbr.) K. Wells (1)
- Eichleriella shearii* (Burt) Spirin & Malysheva (*sub Heterochaete shearii*) (1)
- Entoloma bloxamii* (Berk. & Broome) Sacc. (1)
- Entoloma conferendum* (Britzelm.) Noordel. (*)

- Entoloma dysthales* (Peck) Sacc. (2)
Entoloma euchroum (Pers.) Donk (1)
Entoloma exile (Fr.) Hesler (1)
Entoloma incanum (Fr.) Hesler (1)
Entoloma incarnatofuscescens (Britzelm.) Noordel. (2)
Entoloma rhodopolium (Fr.) P. Kumm. f. *rhodopolium* (1)
Entoloma sinuatum (Bull.) P. Kumm. (*sub E. lividum*) (*)
Entoloma strigosissimum (Rea) Noordel. (2)
Exidia glandulosa (Bull.) Fr. (*)
Exidia nucleata (Schwein.) Burt (1)
Exobasidium camelliae Shirai (2)
Farysia thuemenii (A.A. Fisch. Waldh.) Nannf. (1)
Favolaschia calocera R. Heim (*)
Fistulina hepatica (Schaeff.) With. (*)
Flammulaster granulatus (J.E. Lange) (1)
Flaviporus brownii (Humb.) Donk (1)
Fomitiporia punctata (P. Karst.) Murrill (*sub Phellinus punctatus*) (1)
Fuscoporia ferruginosa (Schrad.) Murrill (*sub Phellinus ferruginosus*) (1)
Fuscoporia torulosa (Pers.) T. Wagner & M. Fisch. (*sub Phellinus torulosus*) (1)
Galerina clavata (Velen.) Kühner (2)
Galerina laevis (*sub G. graminea*) (*)
Galerina marginata (Batsch) Kühner (*)
Galerina nana (Petri) Kühner (2)
Ganoderma applanatum (Pers.) Pat. (*)
Ganoderma australe (Fr.) Pat. (*)
Ganoderma lucidum (Curtis) P. Karst. (*)
Ganoderma resinaceum Boud (*)
Geastrum fimbriatum Fr. (*sub Geaster f.*) (*)
Geastrum lageniforme Vittad. (1)
Geastrum rufescens Pers. (2)
Geastrum saccatum Fr. (2)
Geastrum triplex Jungh. (*)
Gliophorus irrigatus (Pers.) A.M. Ainsw. & P.M. Kirk (*sub Hygrocybe irrigata*) (*)
Gliophorus laetus (Pers.) Herink (*sub Hygrocybe laeta*) (1)
Gliophorus psittacinus (Schaeff.) Herink (*sub Hygrocybe psittacina*) (*)
Gloiothele lactescens (Berk.) Hjortstam (1)
Graphiola phoenicis (Moug.) Poit. (1)
Gymnopilus penetrans (Fr.) Murrill (1)
Gymnopilus brassicolens (Romagn.) Antonín & Noordel. (1)
Gymnopus dryophilus (Bull.) Murrill (*sub Collybia dryophila*) (*)
Gymnopus erythropus (Pers.) Antonín, Halling & Noordel. (1)
Gymnopus foetidus (Sowerby) P.M. Kirk (*sub Microphale foetidum*) (*)
Gymnopus fusipes (Bull.) Gray (*sub Collybia f.*) (*)
Gymnopus impudicus (Fr.) Antonín, Halling & Noordel. (1)
Gymnopus luxurians (Peck) Murrill. (1)
Gymnopus ocior (Pers.) Antonín & Noordel. (2)
Gymnopus quercophilus (Pouzar) Antonín & Noordel. (*sub Marasmius quercophillum*) (*)
Gyrodon lividus (Bull.) Sacc. (*)
Gyroporus castaneus (Bull.) Quél. (1)
Handkea excipuliformis (Scop.) Kreisel (1)
Hapalopilus nidulans (Fr.) P. Karst. (*)
Hebeloma birrus (Fr.) Sacc. (1)
Hebeloma crustuliniforme (Bull.) Quél. (*)
Hebeloma cylindrosporum Romagn. (*)

- Hebeloma hetieri* Boud. (1)
Hebeloma laterinum (Batsch) Vesterh. (1)
Hebeloma mesophaeum (Pers.) Quél. (*)
Hebeloma pusillum J.E. Lange (*)
Hebeloma radicosum (Bull.) Ricken (*)
Hebeloma sinapizans (Paulet) Gillet (*)
Hebeloma velutipes Bruchet (1)
Hemileccinum impolitum (Fr.) Sutara (sub *Boletus impolitus*) (*)
Hemimycena cucullata (Pers.) Singer (sub *H. candida*) (*)
Hemimycena lactea (Pers.) Singer (*)
Hemipholiota populnea (Pers.) Bon (sub *Pholiota destruens*) (*)
Henningsomyces candidus (Pers.) Kuntze (1)
Hodophilus hymenoccephalus (A.H. Sm. & Hesler) Birkebak & Adamcik (2)
Hohenbuehelia atrocoerulea (Fr.) Singer (2)
Hohenbuehelia auriscalpium (Maire) Singer (2)
Hohenbuehelia mastrucata (Fr.) Singer (1)
Hohenbuehelia petaloides (Bull.) Schulzer (*)
Homophron spadiceum (P. Kumm.) Örstadius & E. Larss. (1)
Hydnangium carneum Wallr. (1)
Hydropus floccipes var. *luteipes* A. Ortega & M. Zea (1)
Hydropus trichoderma (Joss.) Singer (2)
Hygrocybe aurantioviscida Arnolds (*)
Hygrocybe cholorophana (Fr.) Wünsche (sub *Hygrophorus chlorophanus*) (*)
Hygrocybe conica (Schaeff.) P. Kumm. (sub *Hygrophorus conicus*) (*)
Hygrocybe conica var. *tristis* (Bres.) Heinem. (*)
Hygrocybe flavipes (Britzelm.) Arnolds (1)
Hygrocybe fornicata (Fr.) Singer (1)
Hygrocybe konradii R. Haller Aar. (1)
Hygrocybe mucronella (Fr.) P. Karst. (1)
Hygrocybe pratensis (Fr.) Murrill (*)
Hygrocybe quieta (Kühner) Singer (1)
Hygrocybe subglobispora (P. D. Orton) M. M. Moser (1)
Hygrocybe virginea (Wulfen) P.D. Orton & Watling (sub *Hygrophorus niveus* e *Hygrophorus virgineus*) (*)
Hygrophorus arbustivus Fr. (1)
Hygrophorus eburneus (Bull.) Fr. (*)
Hygrophorus nemoreus (Pers.) Fr. (1)
Hymenogaster luteus Vittad. (1)
Hymenogaster rehsteineri Bucholtz (1)
Hyphoderma setigerum (Fr.) Donk (1)
Hyphodontia quercina (Pers.) J. Erikss. (1)
Hypholoma fasciculare (Huds.) P. Kumm. (*)
Hypholoma lateritium (Schaeff.) P. Kumm. (sub *Hypholoma sublateritium*) (*)
Hypsizygus tessulatus (Bull.) Singer (1)
Hysterangium inflatum Rodway (1)
Infundibulicybe geotropia (Bull.) Harmaja (sub *Clitocybe g.*) (*)
Inocybe agardhii (N. Lund) P.D. Orton (1)
Inocybe albomarginata Velen (1)
Inocybe bongardii var. *bongardii* (Weinm.) Quél. (2)
Inocybe cincinnata (Fr.) Quél. var. *cincinnata* (1)
Inocybe cincinnata var. *major* (S. Petersen) Kuyper (1)
Inocybe cookei Bres. (2)
Inocybe dulcamara (Pers.) P. Kumm. (1)
Inocybe flocculosa var. *flocculosa* (Berk.) Sacc. (1)
Inocybe fraudans (Britzelm.) Sacc. (*)

- Inocybe geophylla* var. *geophylla* (Sowerby) P. Kumm. (1)
- Inocybe maculata* Boud. (*)
- Inocybe nitidiuscula* (Britzelm.) Sacc. (1)
- Inocybe rhodiola* Bres. (1)
- Inocybe rimosa* (Bull.) P. Kumm. (*)
- Inocybe sindonia* (Fr.) P. Karst. (1)
- Inocybe subnudipes* Kühner (2)
- Inocybe tenebrosa* Quél. (1)
- Inonotus hispidus* (Bull.) P. Karst. (1)
- Kuehneromyces mutabilis* (Schaeff.) Singer & A.H. Sm. (*)
- Laccaria amethystina* Cooke (*)
- Laccaria laccata* (Scop.) Cooke (*)
- Laccaria laccata* var. *pallidifolia* (Peck) Peck (1)
- Lachnella alboviolascens* (Alb. & Schwein.) Fr. (1)
- Lacrymaria lacrymabunda* (Bull.) Pat. (sub *Psathyrella velutina*) (*)
- Lactarius azonites* (Bull.) Fr. (1)
- Lactarius chrysorrhoeus* Fr. (*)
- Lactarius controversus* Pers. (*)
- Lactarius decipiens* Quél. (1)
- Lactarius illyricus* Piltaver (1)
- Lactarius luridus* (Pers.) Gray (2)
- Lactarius obscuratus* (Lasch) Fr. (1)
- Lactarius piperatus* (L.) Pers. (*)
- Lactarius quietus* (Fr.) Fr. (*)
- Lactarius subdulcis* (Pers.) Gray (*)
- Lactarius tabidus* Fr. (1)
- Lactarius uvidus* (Fr.) Fr. (1)
- Lactarius vellereus* (Fr.) Fr. (*)
- Lactarius zonarius* (Bull.) Fr. (*)
- Laetiporus sulphureus* (Bull.) Murrill (*)
- Lentinellus ursinus* (Fr.) Kühner (1)
- Lepiota aspera* (Pers.) Quél. (sub *L. acutesquamosa*) (*)
- Lepiota boudieri* Bres. (1)
- Lepiota castanea* Quél. (*)
- Lepiota clypeolaria* (Bull.) P. Kumm. (1)
- Lepiota cristata* (Bolton) P. Kumm. (*)
- Lepiota forquignonii* Quél. (1)
- Lepiota hystrix* F.H. Møller & J.E. Lange (*)
- Lepiota jacobii* Vellinga & Knudsen (1)
- Lepiota poliochloodes* Vellinga & Huijser (2)
- Lepiota pseudolilacea* Huijsman (1)
- Lepiota subincarnata* J. E. Lange (1)
- Lepista glaucocana* (Bres.) Singer (1)
- Lepista inversa* (Scop.) Pat. (*)
- Lepista luscina* (Fr.) Singer (*)
- Lepista nuda* (Bull.) Cooke (*)
- Lepista sordida* var. *lilacea* (Quél.) Bon (*)
- Leratiomyces ceres* (Cooke & Masee) Spooner & Bridge (1)
- Leucoagaricus barssii* (Zeller) Vellinga (1)
- Leucoagaricus brunneocingulatus* (P. D. Orton) Bon (2)
- Leucoagaricus crystallifer* Vellinga (1)
- Leucoagaricus jubilaei* (Joss.) Bon (1)
- Leucoagaricus leucothites* (Vittad.) Wasser (1)
- Leucoagaricus sublittoralis* (Kühner ex Hora) Singer (1)
- Leucocoprinus cretaceus* (Bull.) Locq. (sub *Lepiota cepaestipes*) (?) (*)
- Leucocoprinus medioflavus* (Boud.) Bon (*)
- Leucogyrophana mollusca* (Fr.) Pouzar (1)
- Limacella delicata* var. *delicata* (Fr.) Earle (1)
- Limacella guttata* (Pers.) Konrad & Maubl. (1)
- Lindtneria trachyspora* (Bourdot & Galzin) Pilát (1)

- Litschauerella clematidis* (Bourdot & Galzin) J. Erikss. & Ryvarden (1)
- Lycoperdon atropurpureum* Vittad. (2)
- Lycoperdon echinatum* Pers. (*)
- Lycoperdon excipuliforme* (Scop.) Pers. (sub *Calvatia excipuliformis*) (*)
- Lycoperdon lividum* Pers. (1)
- Lycoperdon mammiforme* Pers. (2)
- Lycoperdon perlatum* Pers. (*)
- Lycoperdon pratense* Pers. (sub *Vascellum pratense*) (*)
- Lycoperdon pyriforme* Schaeff. (*)
- Lycoperdon umbrinoides* Dissing & M. Lange (2)
- Lycoperdon umbrinum* Pers. (*)
- Lycophyllum caerulescens* Cléménçon (1)
- Lycophyllum conglobatum* (Vittad.) Bon (2)
- Lycophyllum decastes* (Fr.) Singer (1)
- Lycophyllum fumosum* (Pers.) P.D. Orton (*)
- Lycophyllum loricatum* (Fr.) Kühner (1)
- Macrolepiota excoriata* (Fr.) Singer (sub *Lepiota e.*) (*)
- Macrolepiota mastoidea* (Fr.) Singer (sub *Lepiota m.*) (*)
- Macrotyphula juncea* (Alb. & Schwein.) Berthier (1)
- Marasmiellus candidus* (Fr.) Singer (*)
- Marasmiellus omphaliformis* (Kühner) Noordel. (1)
- Marasmiellus virgatocutis* Robich, Esteve-Rav. & G. Moreno (1)
- Marasmius cohaerens* (Pers.) Cooke & Quél. (*)
- Marasmius epiphylloides* (Rea) Sacc. & Trott. (1)
- Marasmius epiphyllus* (Pers.) Fr. (1)
- Marasmius rotula* (Scop.) Fr. (*)
- Marasmius torquescens* Quél. (1)
- Megacollybia platyphylla* (Pers.) Kotl. & Pouzar (*)
- Melanogaster broomeanus* Berk. ex Tul. & C. Tul. (1)
- Melanogaster variegatus* (Vittad.) Tul. & C. Tul. (*)
- Melanoleuca cinereifolia* (Bon) Bon (?) (*)
- Melanoleuca excissa* (Fr.) Singer (2)
- Melanophyllum haematospermum* (Bull.) Kreisel (*)
- Mucidula mucida* (Schrad.) Pat. (1)
- Mutinus caninus* (Huds.) Fr. (*)
- Mutinus elegans* (Mont.) E. Fisch. (1)
- Mycena abramsii* (Murrill) Murrill (1)
- Mycena acicula* (Schaeff.) P. Kumm. (*)
- Mycena adscendens* (Lasch) Maas Geest. (1)
- Mycena arcangeliana* Bres. *apud* Barsali (1)
- Mycena corynephora* Maas Geest. (1)
- Mycena erubescens* f. *erubescens* Höhn. (1)
- Mycena galericulata* (Scop.) Gray (1)
- Mycena inclinata* (Fr.) Quél. (*)
- Mycena leptoccephala* (Pers.) Gillet (1)
- Mycena margarita* (Murrill) Murrill (1)
- Mycena metata* (Secr. ex Fr.) P. Kumm. (1)
- Mycena polyadelpa* (Lasch) Kühner (1)
- Mycena pseudocorticola* Kühner (1)
- Mycena pura* (Pers.) P. Kumm. (*)
- Mycena querciphila* Esteve-Rav. & M. Villarreal (1)
- Mycena rosea* (Schumach.) Gramberg (*)
- Mycena sanguinolenta* (Alb. & Schwein.) P. Kumm. (1)
- Mycena stipata* Maas Geest. & Schwöbel (1)
- Mycena stylobates* (Pers.) P. Kumm. (*)
- Mycena vitilis* (Fr.) Quél. (*)

- Nidularia deformis* (Willd.) Fr. (1)
- Oligoporus floriformis* (Quél.) Gilb. & Ryvarden (1)
- Oligoporus fragilis* (Fr.) Gilb. & Ryvarden (*)
- Oligoporus stipticus* (Pers.) Gilb. & Ryvarden (*)
- Oligoporus subcaesius* (A. David) Ryvarden & Gilb. (1)
- Panaeolina foenicicii* (Pers.) Maire (sub *Panaeolus f.*) (1)
- Panaeolus cinctulus* (Bolton) Sacc. (1)
- Panellus stipticus* (Bull.) P. Karst. (*)
- Paralepista flaccida* (Sowerby) Vizzini (sub *Lepista f.*) (1)
- Parasola auricoma* (Pat.) Redhead, Vilgalys & Hopple (2)
- Parasola conopilus* (Fr.) Örstadius & E. Larss (sub *Psathyrella conopilus*) (*)
- Parasola plicatilis* (Curtis) Redhead, Vilgalys & Hopple (sub *Coprinus plicatilis*) (*)
- Paxillus involutus* (Batsch) Fr. (*)
- Paxillus rubicundulus* P. D. Orton (1)
- Peniophora cinerea* (Pers.) Cooke (1)
- Peniophora incarnata* (Pers.) P. Karst. (1)
- Peniophora limitata* (Chaillat ex Fr.) Cooke (1)
- Peniophora lycii* (Pers.) Höhn. & Litsch. (1)
- Peniophora boidinii* D.A. Reid (sub *Peniophora proxima*) (1)
- Peniophora quercina* (Pers.) Cooke (*)
- Peniophorella pubera* (Fr.) P. Karst. (sub *Hyphoderma puberum*) (1)
- Perenniporia fraxinea* (Bull.) Ryvarden (1)
- Perenniporia ochroleuca* (Berk.) Ryvarden (1)
- Phaeomarasmium erinaceus* (Fr.) Scherff. ex Romagn. (*)
- Phallus impudicus* L. (1)
- Phanerochaete jose-ferreirae* (D.A. Reid) D.A. Reid (1)
- Phanerochaete sordida* (P. Karst.) J. Erikss. & Ryvarden (1)
- Phanerochaete velutina* (DC.) P. Karst. (1)
- Phellinopsis conchata* (Pers.) Y.C. Dai (sub *Phellinus conchatus*) (1)
- Phellinus igniarius* (L.) Quél. (*)
- Phlebia fuscoatra* (Fr.) Nakasone (1)
- Phlebia radiata* Fr. (*)
- Phlebia rufa* (Pers.) M. P. Christ. (1)
- Phlebia tremellosa* (Schrad.) Nakasone & Burds. (sub *Merulius tremellosus*) (1)
- Phlebia uda* (Fr.) Nakasone (1)
- Phlebiopsis crassa* (Lév.) Floudas & Hibbett (sub *Porostereum crassum*) (1)
- Phlebiopsis ravenelii* (Cooke) Hjortstam (1)
- Phloeomana hiemalis* (Osbeck) Redhead (2)
- Phloeomana speirea* (Fr.) Redhead (1) (sub *Mycena s.*)
- Phliotia gummosa* (Pers.) Berthier (1)
- Phliotia lucifera* (Lasch) Quél. (2)
- Phliotia spumosa* (Fr.) Singer (1)
- Phliotina aporos* var. *aporos* (Kits van Wav.) Cléménçon (1)
- Phliotina arrhenii* (Fr.) Singer (*)
- Phliotina brunnea* (J.E. Lange & Kühner ex Watling) Singer (1)
- Phliotina exannulata* var. *exannulata* (Kühner & Watling) Courtec. (1)
- Phliotina mairei* var. *mairei* (Watling) Enderle (1)
- Phliotina rugosa* (Peck) Singer (1)
- Phliotina striipes* (Cooke) M.M. Moser (2)
- Phliotina teneroides* (J.E. Lange) Singer (*)
- Phragmidium violaceum* (Schultz) G. Winter (1)

- Phylloporia ribis* (Schumach.) Ryvarden (1)
Pleuroflammula ragazziana (Bres.) E. Horak (1)
Pleurotus ostreatus (Jacq.) P. Kumm. (2)
Pluteus cervinus (Schaeff.) P. Kumm. (*)
Pluteus leoninus (Schaeff.) P. Kumm. (*)
Pluteus plautus (Weinm.) Gillet (1)
Pluteus pouzarianus Singer (1)
Pluteus romellii (Britzelm.) Sacc. (1)
Pluteus salicinus (Pers.) P. Kumm. (*)
Pluteus semibulbosus (Lasch) Quél. (1)
Polyporus arcularius (Batsch) Fr. (*)
Polyporus tuberaster (Jacq. ex Pers.) Fr. (*)
Psathyrella bipellis (Quél.) A. H. Sm. (1)
Psathyrella candolleana (Fr.) Maire (*)
Psathyrella laevisissima (Romagn.) Singer (1)
Psathyrella multipedata (Peck) A.H. Sm. (*)
Psathyrella vinosofulva P.D. Orton (1)
Pseudocraterellus sinuosus (Fr.) D. A. Reid (1)
Pseudoinonotus dryadeus (Pers.) T. Wagner & M. Fisch. (*sub Inonotus d.*) (*)
Pterula multifida (Chevall.) Fr. (1)
Puccinia buxi DC. (1)
Puccinia coronata Corda (2)
Puccinia violae (Schumach.) DC. (2)
Ramaria fennica var. *fumigata* Schild (1)
Ramaria flava (Schaeff.) Quél. (*)
Ramaria formosa (Pers.) Quél. (*)
Ramaria stricta (Pers.) Quél. (*)
Ramaria subbotrytis (Coker) Corner (1)
Ramariopsis kunzei (Fr.) Corner (1)
Ramariopsis pulchella (Boud.) Corner (1)
Resinomycena saccharifera (Berk. & Broome) Redhead (2)
Resupinatus alboniger (Pat.) Singer (1)
Resupinatus applicatus (Batsch) Gray (*)
Resupinatus kavinii (Pilát) M. M. Moser (2)
Resupinatus poriaeformis (Pers.) Thorn, Moncalvo & Redhead (1)
Resupinatus trichotis (Pers.) Singer (1)
Rheubarbariboletus armeniacus (Quél.) Vizzini, Simonini & Gelardi (*sub Xerocomus a.*) (1)
Rhizomarasmius setosus (Sowerby) Antonín & A. Urb. (1)
Rhizomarasmius undatus (Berk.) R.H. Petersen (1)
Rhodocollybia butyracea (Bull.) Lennox (*sub Collybia b.*) (*)
Rhodocollybia butyracea var. *asema* (Fr.) Antonín, Halling & Noordel. (*sub Collybia b.*) (*)
Rhodophana melleopallens (P.D. Orton) Noordel. & Co-David (*sub Rhodocybe melleopallens*) (1)
Rickenella fibula (Bull.) Raitelh. (*)
Rimbachia neckerae (Fr.) Redhead (1)
Ripartites tricholoma (Alb. & Schwein.) P. Karst. (1)
Rubroboletus satanas (Lenz) Kuan Zhao & Zhu L. Yang (*sub Boletus s.*) (*)
Rugosomyces carneus (Bull.) Bon (1)
Rugosomyces obscurissimus (A. Pearson) Bon (1)
Russula albonigra (Krombh.) Fr. (*)
Russula amarissima Romagn. & E.-J. Gilbert (1)
Russula amoena Quél. (1)
Russula amoenolens Romagn. (1)
Russula aurea Pers. (*sub Russula aurata*) (*)
Russula aurea var. *axantha* (Romagn.) Bon (1)
Russula chloroides (Krombh.) Bres. (*)

- Russula cuprea* (Krombh.) J.E. Lange (1)
Russula cyanoxantha (Schaeff.) Fr. (*)
Russula cyanoxantha var. *langei* Bon (*)
Russula decipiens (Singer) Svrček (1)
Russula delicata Fr. (*)
Russula emetica (Schaeff.) Pers. (?) (*)
Russula foetens Pers. (*)
Russula fragilis Fr. (*)
Russula graveolens Romell (1)
Russula heterophylla (Fr.) Fr. (*)
Russula illota Romagn. (1)
Russula insignis Quél. (1)
Russula laurocerasi Melzer (*)
Russula luteotacta Rea (1)
Russula minutula Velen. (1)
Russula nigricans Fr. (*)
Russula odorata Romagn. (2)
Russula pectinata Fr. (*)
Russula pelargonica Niole (*)
Russula persicina Krombh. (1)
Russula praetervisa Sarnari (1)
Russula pseudointegra Arnould & Goris (1)
Russula risigallina (Batsch) Sacc. (*)
Russula sororia (Fr.) Romell (*)
Russula velutipes Velen. (1)
Russula vesca Fr. (*)
Russula virescens (Schaeff.) Fr. (*)
Russula zvarae Velen (1)
Schizophyllum amplum (Lév.) Nakasone
(sub *Auriculariopsis ampla*) (1)
Schizophyllum commune Fr. (*)
Schizopora paradoxa (Schrad.) Donk (1)
Scleroderma areolatum Ehrenb. (*)
Scleroderma cepa Pers. (1)
Scleroderma citrinum Pers. (*)
Scleroderma flavidum Ellis & Everh. (1)
Scleroderma polyrhizum (J. F. Gmel.) Pers. (1)
Sclerogaster compactus (Tul. & C. Tul.)
Sacc. (1)
Sclerogaster gastrosporoides Pilát &
Svrček (1)
Scytinostroma lusitanicum (Trotter) P.M.
Kirk (sub *Scytinostroma ochroleucum*) (1)
Sebacina epigaea (Berk. & Broome)
Bourdot & Galzin (1)
Simocybe haustellaris (Fr.) Watling (1)
Sistotrema brinkmannii (Bres.) J. Erikss (1)
Skeletocutis nivea (Jungh.) Jean Keller (1)
Sparassis laminosa Fr. (*)
Sphaerobolus stellatus Tode (1)
Steccherinum bourdotii Saliba & A. David (2)
Steccherinum ochraceum (Pers. apud J. F.
Gmel.) Gray (1)
Stereopsis reidii Losi & A. Gennari (*)
Stereum gausapataum (Fr.) Fr. (1)
Stereum hirsutum (Willd.) Gray (2)
Stereum ochraceoflavum (Schwein.) Sacc. (1)
Stereum rugosum Pers. (1)
Strobilurus stephanocystis (Kühner &
Romagn. ex Hora) Singer (1)
Stropharia aeruginosa (Curtis) Quél. (*)
Stropharia caerulea Kreisel (1)
Stropharia inuncta (Fr.) Quél. (2)
Stypella grilletii (Boud.) P. Roberts (1)
Suillellus luridus (Schaeff.) Murrill (2)
Suillellus queletii (Schulzer) Vizzini,
Simonini & Gelardi (2)
Suillus granulatus (L.) Roussel (*)
Tapinella panuoides (Batsch) E.-J. Gilbert (1)
Terana caerulea (Lam.) Kuntze (sub *Pul-*
cherricum caeruleum) (*)

Thelephora anthocephala (Bull.) Fr. (2)
Thelephora atra Weinm. (1)
Tomentella crinalis (Fr.) M. J. Larsen (1)
Tomentellastrum fuscocinereum (Pers.)
 Svrček (1)
Trametes gibbosa (Pers.) Fr. (1)
Trametes versicolor (L.) Lloyd (*)
Trechispora alnicola (Bourdot & Galzin)
 Liberta (1)
Trechispora farinacea (Pers.) Liberta s.lat. (1)
Trechispora stevensonii (Berk. & Broome)
 K.H. Larss (2)
Tremella aurantia Schwein. (2)
Tremella mesenterica Retz. (*)
Tremellodendropsis tuberosa (Grev.) D.A.
 Crawford (1)
Tricholoma album (Schaeff.) P. Kumm. (*)
Tricholoma cingulatum (Almfelt ex Fr.)
 Jacobashch (*)
Tricholoma columbetta (Fr.) P. Kumm. (*)
Tricholoma fulvum (DC.) Bigeard & H.
 Guill. (*)
Tricholoma populinum J.E. Lange (1)
Tricholoma quercetorum Contu (1)
Tricholoma saponaceum var. *squamosum*
 (Cooke) Rea (*)
Tricholoma sejunctum (Sowerby) Quél. (*)
Tricholoma sulphureum (Bull.) P. Kumm. (*)
Tricholoma terreum (Schaeff.) P. Kumm. (*)
Tricholoma ustaloides Romagn. (1)
Tricholomopsis rutilans (Schaeff.) Singer (2)
Tubaria conspersa (Pers.) Fayod (1)
Tubaria furfuracea (Pers.) Gillet (1)

Tubaria hiemalis Romagn. ex Bon (*)
Tulostoma brumale Pers. (1)
Typhula crassipes Fuckel (1)
Typhula micans (Pers.) Berthier (1)
Tyromyces chioneus (Fr.) P. Karst. (2)
Tyromyces fissilis (Berk. & M. A. Curtis)
 Donk (2)
Uromyces viciae-fabae (Pers.) J. Schröt. (1)
Volvariella bombycina (Schaeff.) Singer (*)
Volvariella caesiotincta P. D. Orton (2)
Volvariella murinella (Quél.) Courtec. (1)
Volvariella pusilla (Pers.) Singer (*)
Volvopluteus gloiocephalus (D.C.) Vizzini,
 Contu & Justo (*sub Volvariella speciosa*) (*)
Vuilleminia comedens (Nees) Maire (1)
Xanthoporia radiata (Sowerby) Tura,
 Zmitr., Wasser, Raats & Nevo (*sub Inono-*
tus radiatus) (1)
Xerocomellus chrysensteron (Bull.) Sutara
 (*sub Boletus c.*) (*)
Xerocomellus rubellus (Kromb.) Sutara
 (*sub Xerocomus r.*) (*)
Xerocomus subtomentosus (L.) Quél. (*sub*
Boletus s.) (*)
Xylodon radulooides Riebesehl & Langer
 (*sub Schizopora radula*) (1)
Xylodon sambuci (Pers.) Tura, Zmitr.,
 Wasser & Spirin (*sub Hyphodontia sabuci*)(1)

GLOMEROMYCOTA

Glomus macrocarpum Tul. & C. Tul. (2)

BIBLIOGRAFÍA

- APROOT, A. (1998). A world revision of *Massarina* (Ascomycota). *Nova Hedwigia* 66 (1-2): 89-162.
- BARAL H.-O. (2018). *Ascomycota* folders. <https://drive.google.com/drive/u/0/folders/0B5SeyOEKxxZhYVZub-0N1aGY5YTg>. Consultado el 15-V-2018.
- BARAL H.-O. & G. MARSON (2005). *In vivo veritas*. Over 10,000 images of Fungi and Plants (microscopical drawings, water colour plates, photo, macro & micrographs), with materials on vital taxonomy and xerotolerance. 3rd ed. DVD.
- BERLESE, A.N.(1896). *Icones Fungorum. Pyrenomycetes*. Vol.2: 1-216.
- BON, M. (1993). Flore Mycologique d'Europe 3. Les Lepiotes. *Documents Mycologiques* memoir hors série n° 3, *Lepioteaceae* Roze: 1-153.
- BOSE, S.K. (1961): Studies on *Massarina* Sacc. and related genera. *Phytopathol. Z.* 41: 151-211.
- CALONGE, F.D. (1992). El género *Bovista* Pers.: Pers. (Gasteromycetes) en la Península Ibérica e Islas Baleares. *Bol. Soc. Micol. Madrid* 17:101-113.
- CALONGE, F.D., J.M. VIDAL & V. DEMOULIN (2000). *Lycoperdon umbrioides* Dissing & Lange (Gasteromycetes), a tropical fungus present in Europe. *Bol. Soc. Micol. Madrid* 25:55-58.
- CASTRO, A., F. INFANTE, J. GÓMEZ-ARJONA & F.D. CALONGE (1994). Contribución al conocimiento micológico de Andalucía. Catálogo de los *Gasteromycetes* de Córdoba (España). *Bol. Soc. Micol. Madrid* 19:91-110.
- DRING, D.M (1964) Gasteromycetes of West Tropical Africa. *Mycol. Pap.* 98: 60 pp.
- DUMONT, K.P. (1976). *Sclerotiniaceae XI. On Moellerodiscus (= Cibroriopsis)*. *Mycologia* 68(1-6): 233-267
- ELLIS, J. P. (1977). The genus *Stomiopeltis* in Britain. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 68(2): 157-159.
- GARCÍA, A. & J.L. ALONSO (2012). *Lycoperdon umbrioides*. <http://asociacionvallisoletanademicologia.com/wordpress/wp-content/uploads/2015/02/Lycoperdonumbrioides.pdf>. Consultado el 22-II-2018.
- GARCÍA, A. & SOCIEDAD ASTURIANA DE MICOLOGÍA (2004). *Catálogo de setas de la Carbayera del Tragamón*. Jardín Botánico Atlántico de Gijón-Ayuntamiento de Gijón: 16 pp.
- GARDES, M. & BRUNS, T.D. (1993). ITS primers with enhanced specificity for basidiomycetes – application to the identification of mycorrhizae and rusts. *Molecular Ecology*, 2 (2): 113–118.
- GREMMEN, J. (1958). Taxonomical notes on mollisiaceous fungi-VI. The genus *Pyrenopeziza* Fuck. *Fungus* 28(1-4):37-46.
- HEIN, B. (1983). Die Gattung *Hysterostegiella* v. Höhnel (Ascomycetes, Dermateaceae). *Nova Hedwigia* 38:669-702.
- HÜTTER, R. (1958). Untersuchungen über die Gattung *Pyrenopeziza* Fuck. *Phytopath. Zeitschr.* 33:1-54.
- JACKLITSCH, W.M. & H. VOGLMAYR (2016). Hidden diversity in *Thyridaria* and a new circumscription of the *Thyridariaceae*. *Stud. Mycol.* 85:35-64.
- JU, Y.-M. & J.D. ROGERS (1998). The ge-

- nus *Biscogniauxia*. *Mycotaxon* 66:1-98.
- KASUYA, T. (2004). Notes on Japanese *Lycoperdaceae*. 1: *Lycoperdon umbrinoides*, a tropical fungus newly found in Japan. *Mycoscience* 45:298-300.
- KRUG, J.C. (1977-1978). The genus *Cainia* and a new family, *Cainiaceae*. *Sydowia* 30: 122-133.
- LEROY, P., GAUTHIER, L. & M.E. BARR (2000). A little known mushroom parasite of mulberry in France: *Splanchnonema phorcioides*. *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 116: 209-215.
- MEJÍA, L.C. , L.A. CASTLEBURY, A.Y. ROSSMAN, M.V. SOGO NOV & J.F. WHITE (2014). A systematic account of the genus *Plagiostoma* (*Gnomoniaceae*, *Diaporthales*) based on morphology, host-associations, and a four-gene phylogeny. *Stud. Mycol.* 68: 211-235.
- MIGLIOZZI, V. & L. PERRONE (1991). Sulle lepiottee. 6°. contributo. Prima segnalazione in Europa continentale di *Leucoagaricus brunneocingulatus* (Orton) *Bon. Boll. AMER* 23(2): 3-6.
- MONOD, M (1983). Monographie taxonomique des *Gnomoniaceae*. *Beihefte zur Sydowia. Annales Mycologici, Ser. II*: 1-315.
- MURRAY, M.G & THOMPSON, W.F. (1980). Rapid isolation of high molecular weight plant DNA. *Nucleic Acids Research*, 8 (19): 4.321-4.325.
- NANNFELDT, J.A. (1985). *Pirottaea* (Discomycetes Inoperculati), a critical review. *Acta Univ. Ups. Symb. Bot. Ups.* XXV:42 pp.
- ORTEGA, A. & A.G. BUENDÍA (1989). Contribución al catálogo micológico de Andalucía. II. Gasteromycetes. *Bol. Soc. Micol. Madrid* 13:151-157.
- ORTON, P.D. (1960). New check list of british agarics and boleti. Part III. Notes on genera and species in the list. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 43(2): 159-439.
- PHILLIPS, A.J.L., P. CROUS & A. ALVES (2007). *Diplodia seriata*, the anamorph of “*Botryosphaeria*” *obtusa*. *Fungal Diversity* 25: 141-155.
- PHOOKAMSAK, R., D.N. WANAS-INGHE, S. HONGSANAN, C. PHUKHAMSAKDA, S.K. HUANG, D. TENNAKON, C. NORPHAN-PHOUN, E. CAMPORESI, T.S. BULGAKOV, I. PROMPUTTHA, P.E. MORTIMER, J.-C. XU & K.D. HYDE (2017). Towards a natural classification of *Ophiobolus* and ophiobolus-like taxa; introducing three novel genera *Ophiobolopsis*, *Paraophiobolus* and *Pseudoophiobolus* in *Phaeosphaeriaceae* (Pleosporales). *Fungal Diversity* 87(1): 299-329.
- QUAEDVILIEG, W., G.J.M. Verkley, H.-D. Shin, R.W. Barreto, A.C. Alfenas, W.J. Swart, J.Z. Groenewald, and P.W. Crous (2013). Sizing up *Septoria*. *Stud. Mycol.* 75: 307-390.
- RAPPAZ, F. (1987). Taxonomie et nomenclature des diatrypacées a asques octosporés. *Mycologia Helvetica* 2(3): 285-648.
- RÉBLOVÁ, M., K. RÉBLOVÁ & V. STEPANĚK (2015). Molecular systematics of *Barbatosphaeria* (*Sordariomycetes*): multigene phylogeny and secondary ITS structure. *Persoonia* 35:21-38.
- RUBIO, E., A. SUAREZ, M. A. MIRANDA & J. LINDE (2006). *Catálogo provisional de los macromicetos (setas) de Asturias*. Ed. Real Instituto de Estudios Asturianos. Oviedo: 478 pp.

- RUBIO, E., F.J. BALDA & M. TAPIA (2015). Algunos ascomycetes interesantes del nornordeste de la Península Ibérica. *Errotari* 12:56-82.
- RUBIO, E., J. LINDE, J.A. SÁNCHEZ, A. ROMÁN, M. GONZÁLEZ, J. DÍAZ & P. ZAPICO (2016 a). *Catálogo revisado de los macromicetos del Jardín Botánico Atlántico de Gijón*. Documentos 14 del JBA. Ayuntamiento de Gijón-Jardín Botánico Atlántico: 67 pp. <https://botanico.gijon.es/from/7767/publicacions/show/7898-documentos-14-catalogo-revisado-de-los-macromicetos-del-jardin-botanico-atlantico-de-gijon>
- RUBIO, E., J. LINDE, M.A. MIRANDA, J.A. SÁNCHEZ, A. ROMÁN, P. ZAPICO & J.L. MENÉNDEZ (2016 b). *Catálogo provisional de los macromicetos (setas) de Asturias. 2ª parte*. Ed. Real Instituto de Estudios Asturianos: 315 pp.
- SHEARER, C.A., J.L. CRANE & W. CHEN (1999). Freshwater Ascomycetes: *Ophioceras* species. *Mycologia* 91(1): 145-156.
- SHIRAI, M. (1896). Descriptions os some new species of *Exobasidium*. *The Botanical Magazin*, Tokyo 10: 51-54.
- SCHROERS, H.-J., T. GRÄFENHAN, H.I. NIRENBERG & K.A. SEIFERT (2011). A revision of *Cyanonectria* and *Geejayessia* gen. nov., and related species with *Fusarium*-like anamorphs. *Stud. Mycol.* 68: 115-138.
- SOCIEDAD ASTURIANA DE MICOLOGÍA & AYUNTAMIENTO DE GIJÓN (2014). *Catálogo de hongos*. Jardín Botánico Atlántico. Divertia Gijón S.A.-Jardín Botánico Atlántico de Gijón: 50 pp.
- SOGONOV, M.V., L.A. CASTLEBURY, A.Y. ROSSMAN, L.C. MEJÍA & J.F. WHITE (2008). Leaf-inhabiting genera of the *Gnomoniaceae*, *Diaporthales*. *Stud. Mycol.* 62: 1-79.
- THILINI CHETHANA, K.W, MEI LIU, HIRAN A. ARIYAWANSA, SIRINAPA KONTA, DHANUSHKA N. WANASINGHE, YING ZHOU, JIYE YAN, ERIO CAMPORESI, TIMUR S. BULGAKOV, EKACHAI CHUKEATIROTE, KEVIN D. HYDE, ALI H. BAHKALI, JIANHUA LIU & XINGHONGLI (2015) *Splanchnonema*-like species in *Pleosporales*: introducing *Pseudosplanchnonema* gen. nov. in *Massariniaceae*. *Phytotaxa* 231(2): 133-144.
- VOGLMAYR, H., L.A. CASTLEBURY & W.M. JAKLITSCH (2017). *Juglancinis* gen. nov. on *Juglandaceae*, and the new family *Juglanconidaceae* (*Diaporthales*). *Persoonia* 38:135-155.
- WANG, Y.Z., A. APTROOT & K.D. HYDE (2004). Revision of the genus *Amphisphaeria*. *Fungal Diversity Research Series*. 13:1-168.
- WEHMEYER, L. (1933). The genus *Diaportha* Nitschke and its segregates. University of Michigan Press: 1-349.
- WHITE T.J., BRUNS T., LEE, S. & TAYLOR J. (1990). Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: INNIS, M.A., GELFAND, D.H., SNINSKY, J.J. & WHITE. T.J. (eds). *PCR Protocols: a guide to methods and applications*. New York, Academic Press: 315-322.
- ZHUANG, W.-Y. (1988). A monograph of the genus *Unguiculariospsis* (*Leotiaceae*, *Encoelioidae*). *Mycotaxon* 32: 1-83.

AGRADECIMIENTOS

Al Prof. Tomás Emilio Díaz González, Catedrático de Botánica de la Universidad de Oviedo y Director Científico del Jardín Botánico Atlántico de Gijón, a Pedro Avello Carreño, jefe de la Unidad Jardín Botánico Atlántico, a Lilian Pilares y a Reyes Álvarez Vergel, responsable del área de Didáctica y Divulgación del Jardín Botánico Atlántico de Gijón, por la ayuda prestada en la realización del presente estudio. A nuestros compañeros Santiago Serrano, Pedro Zapico, Ernesto Hernández, Javier Mateos, Juan Antonio Sánchez, Alberto Román, José Antonio Román, Jesús Linde, Luis Carlón y a la Asociación de Amigos del Jardín Botánico de Gijón, por su colaboración en la prospección del recinto. A Paul Leroy por la cesión de documentación bibliográfica específica. A H.O. Baral, por su ayuda constante en la taxonomía de los *Ascomycota*, y, finalmente, a Carlos García-Verdugo, José María Costa Lago, Arsenio Terrón y Gabriel Moreno por la revisión crítica del texto.

Los autores

L O S A U T O R E S



Enrique Rubio Domínguez

Enrique Rubio Domínguez (Mota del Cuervo-Cuenca, 1954). Médico Estomatólogo por la Universidad de Oviedo. Micólogo aficionado desde hace más de treinta años. Coautor de libros como “Las setas en Asturias” (Cajastur, 1997), “Catálogo provisional de los Macromicetos (setas) de Asturias” y “Biodiversidad fúngica del Parque Natural de Somiedo” (Ayuntamiento de Somiedo, 2010) y de numerosos artículos sobre Micología tanto en revistas nacionales como internacionales. Entre ellos cabría citar la serie continuada de trabajos sobre la variada micoflora del Parque Natural de Somiedo, publicados regularmente en el Boletín de la Sociedad Micológica de Madrid entre los años 2000 y 2015 y las más de mil fichas de taxones pertenecientes a la flora Cantábrica, que regularmente aparecen en la web Asturnatura.com. Estudioso de todo tipo de macromicetos, centra un especial interés en el estudio de los órdenes Pezizales y Helotiales.



Marta González García

Marta González García (Gijón-Asturias, 1972). Técnico especialista en Hostelería y Turismo. Colaboradora y voluntaria en temas de divulgación de Micología en el JBG.



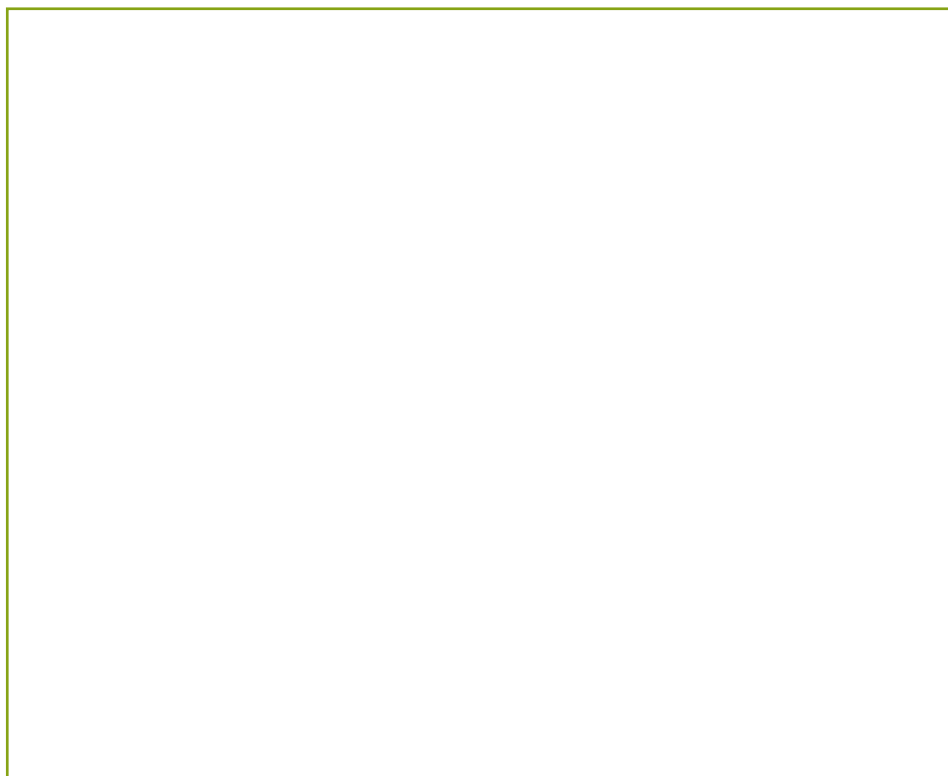
Jorge Díaz García

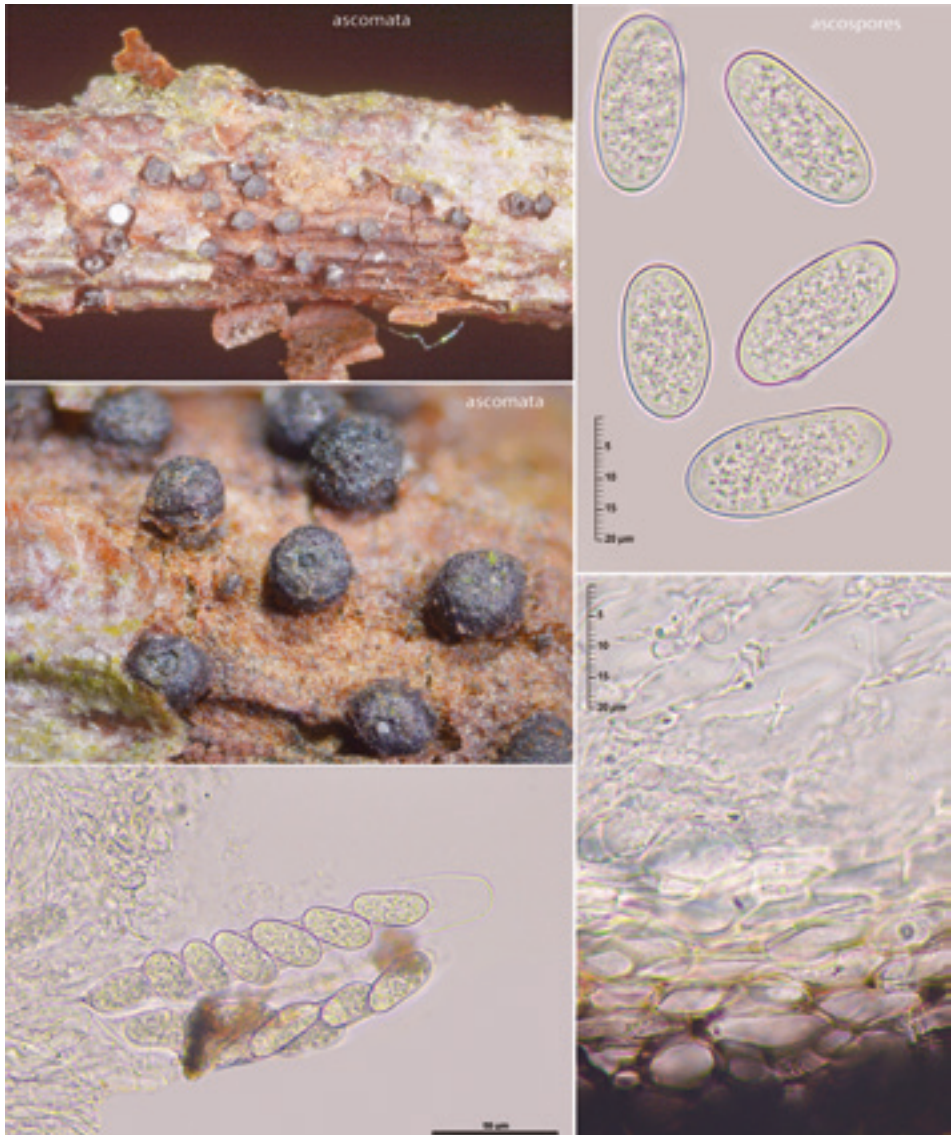
Jorge Díaz García (Mieres-Asturias, 1960) Técnico de Laboratorio de Arcelor Mittal. Miembro de la Asociación Micológica “La Pardina” (Mieres). Dictante de numerosos cursos y ponencias y colaborador habitual en la organización de exposiciones micológicas provinciales y extraprovinciales.

AUTORÍA DE LAS IMÁGENES

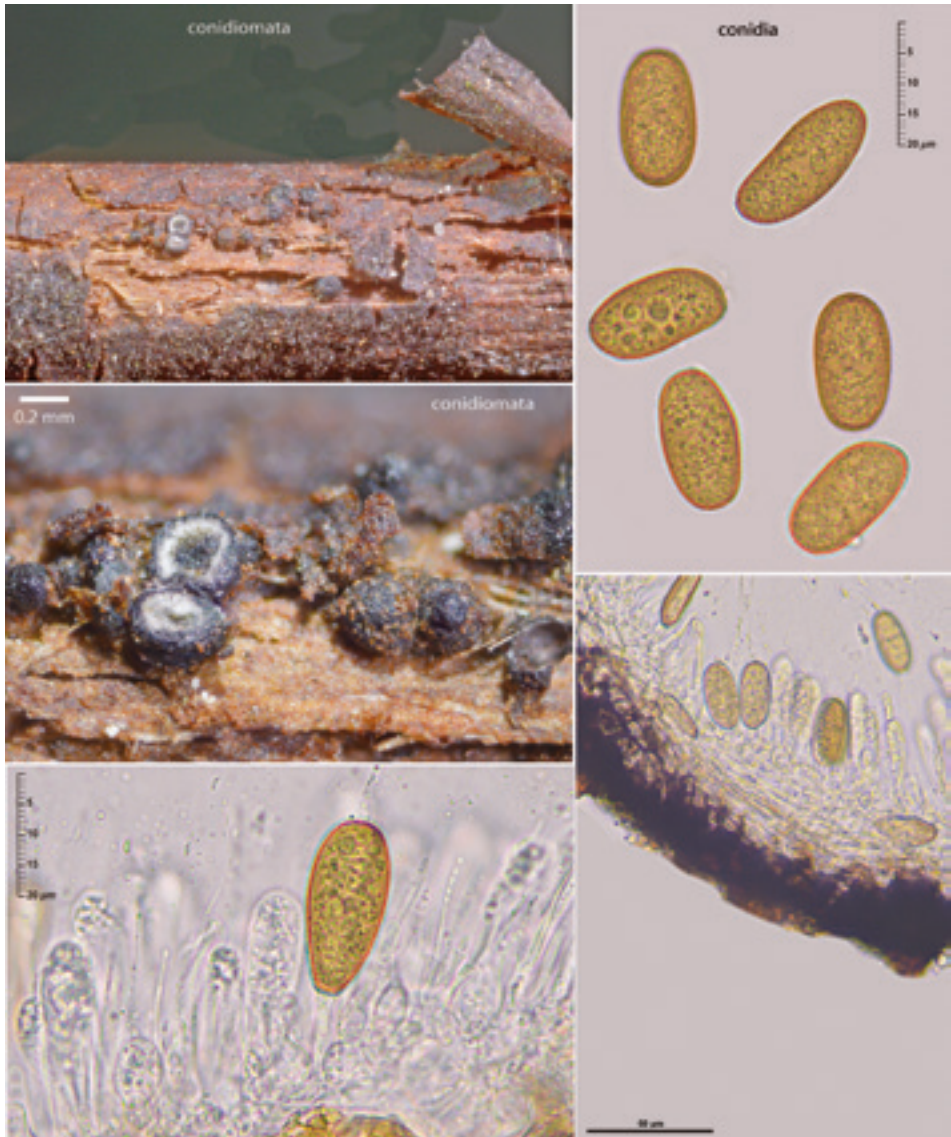
Todas las fotografías, salvo indicación en contra, son propiedad de **Enrique Rubio Domínguez**. Cuando éstas posean una autoría diferente, su autor será citado en el pie de foto correspondiente.

Anexo fotográfico al catálogo

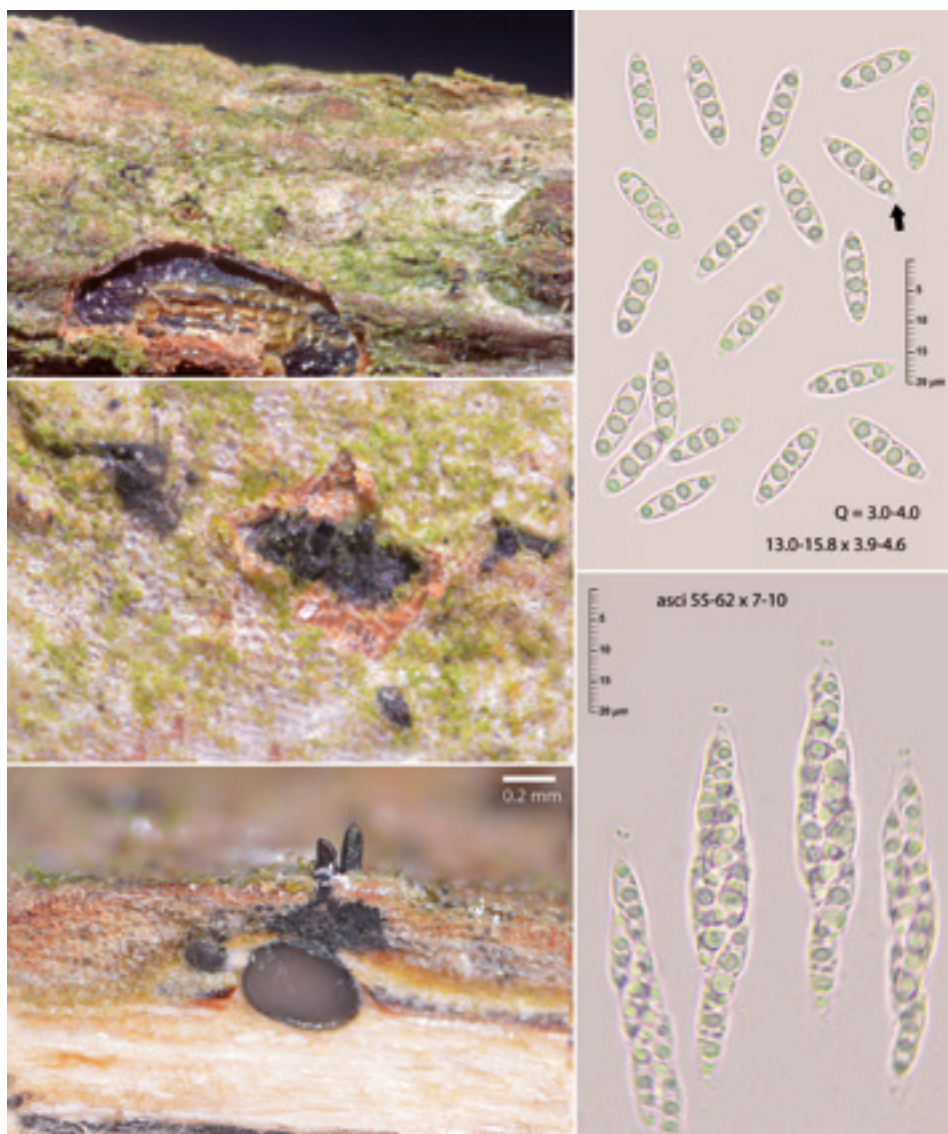




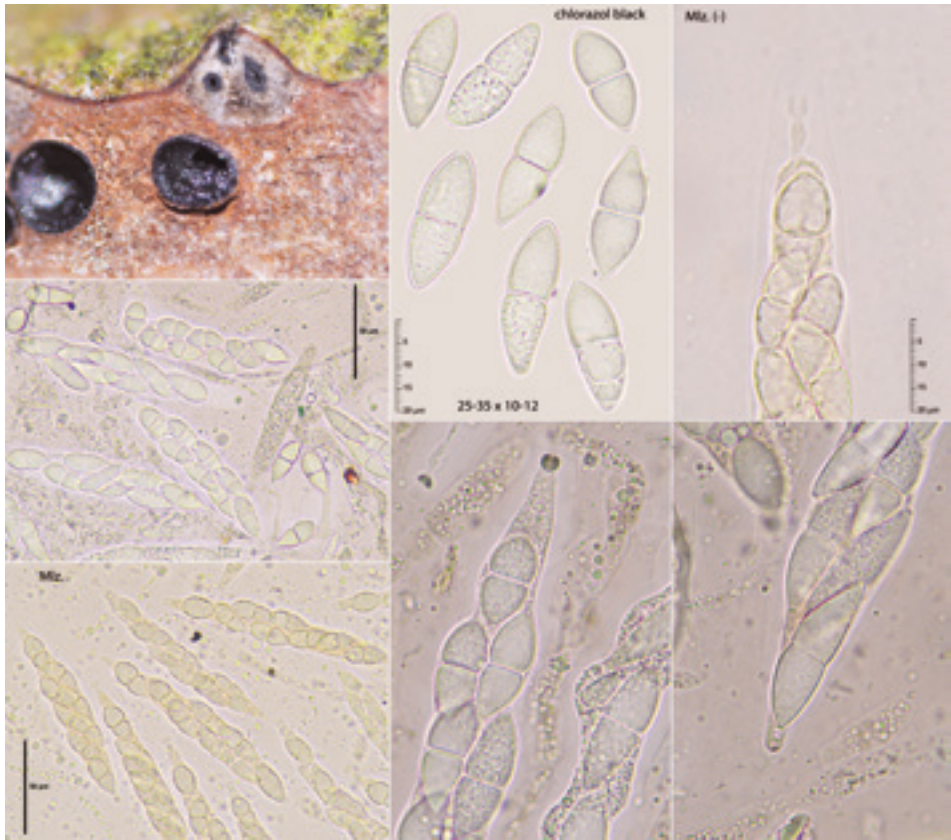
F1 *Diplodia seriata* ERD-7522.
Ascomas.



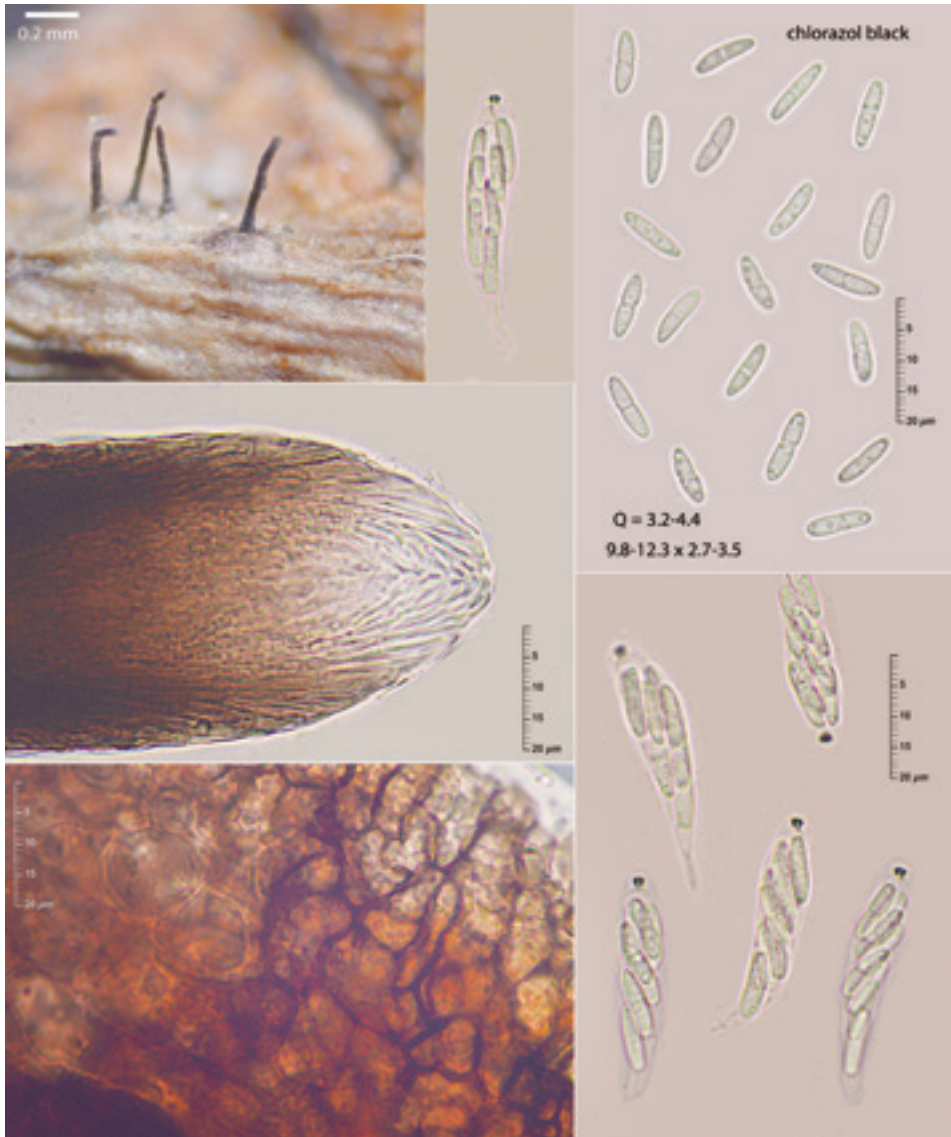
F2 *Diplodia seriata* ERD-7522.
Conidiomas.



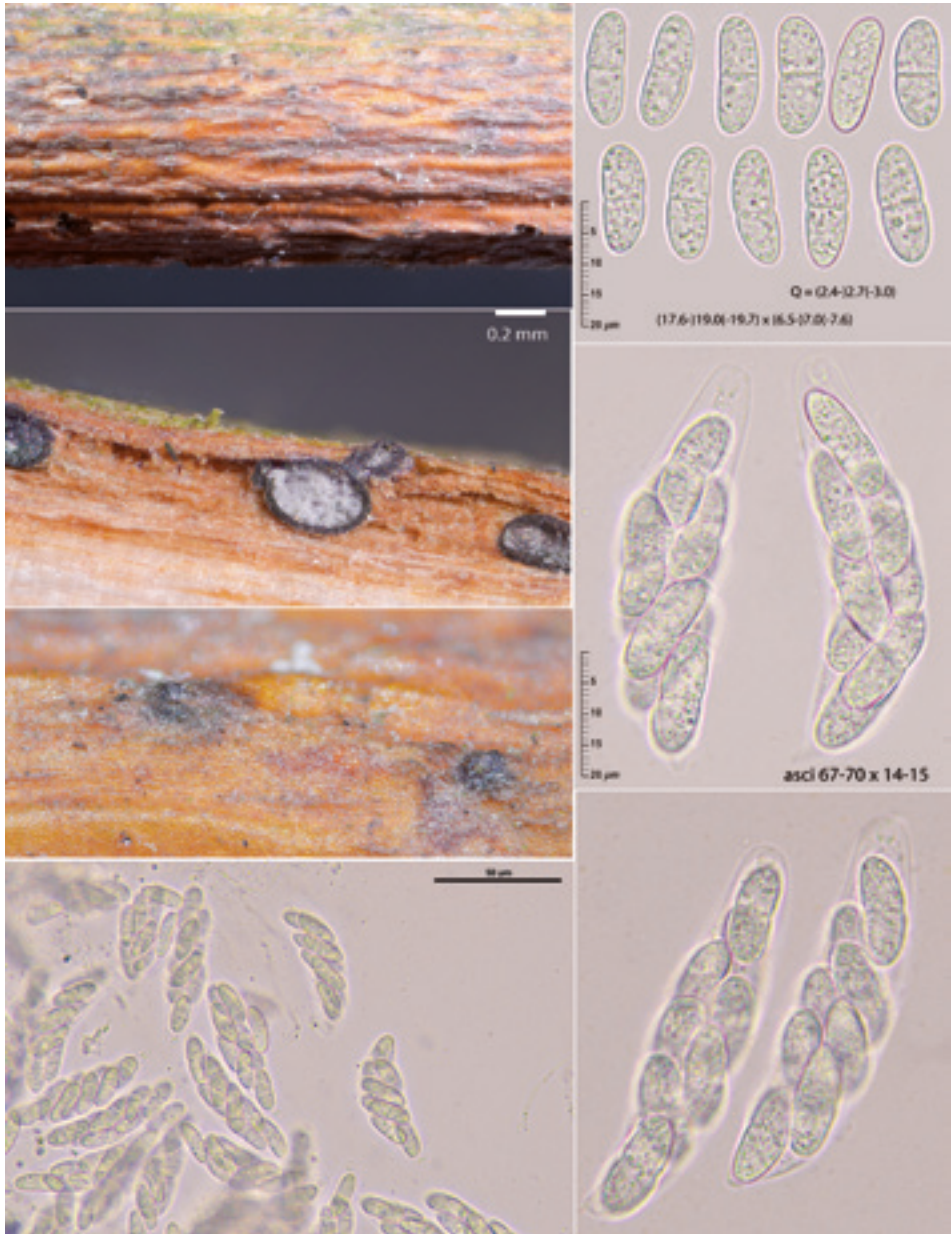
F3 *Diaporthe spiculosa* ERD-7536.
Micrografía.



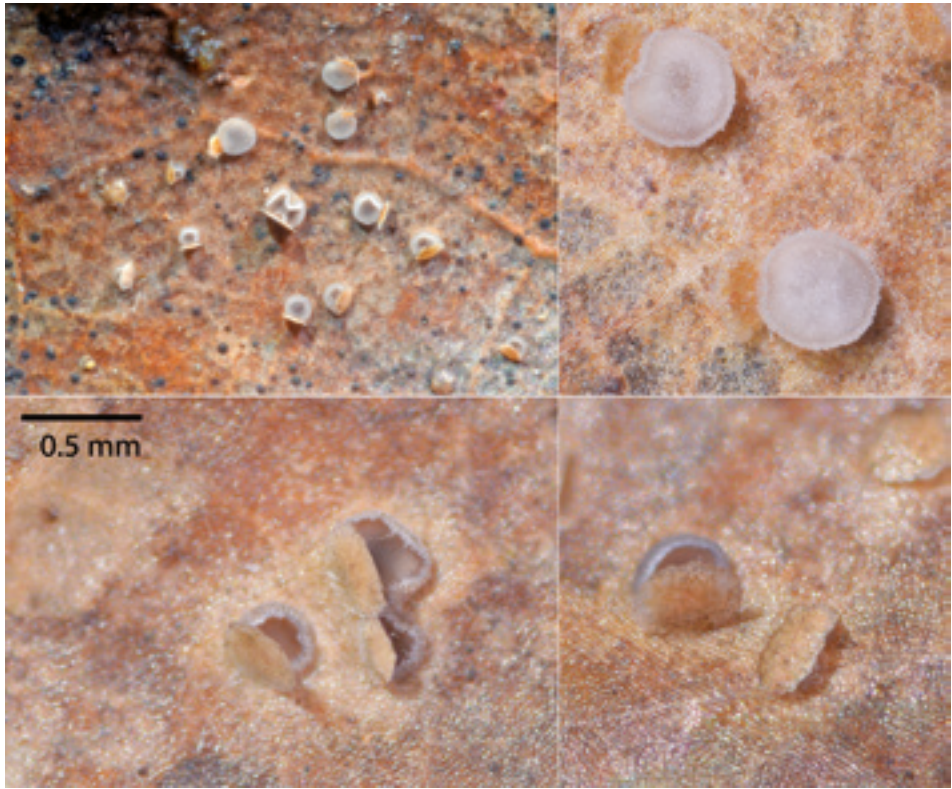
F4 *Juglanconis juglandina* ERD-7488.
Micrografía.



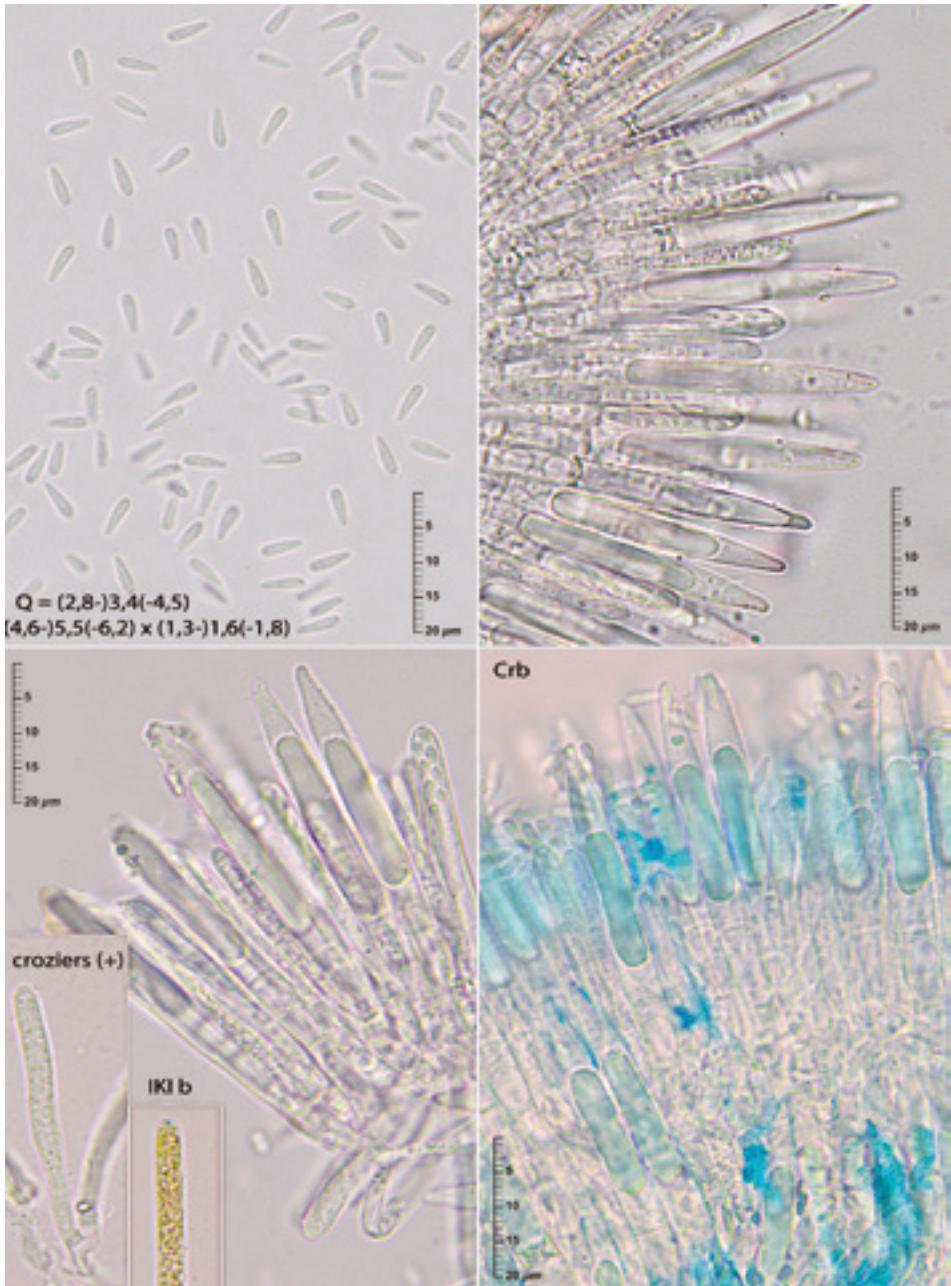
F5 *Ophiognomonia intermedia* ERD-7480.



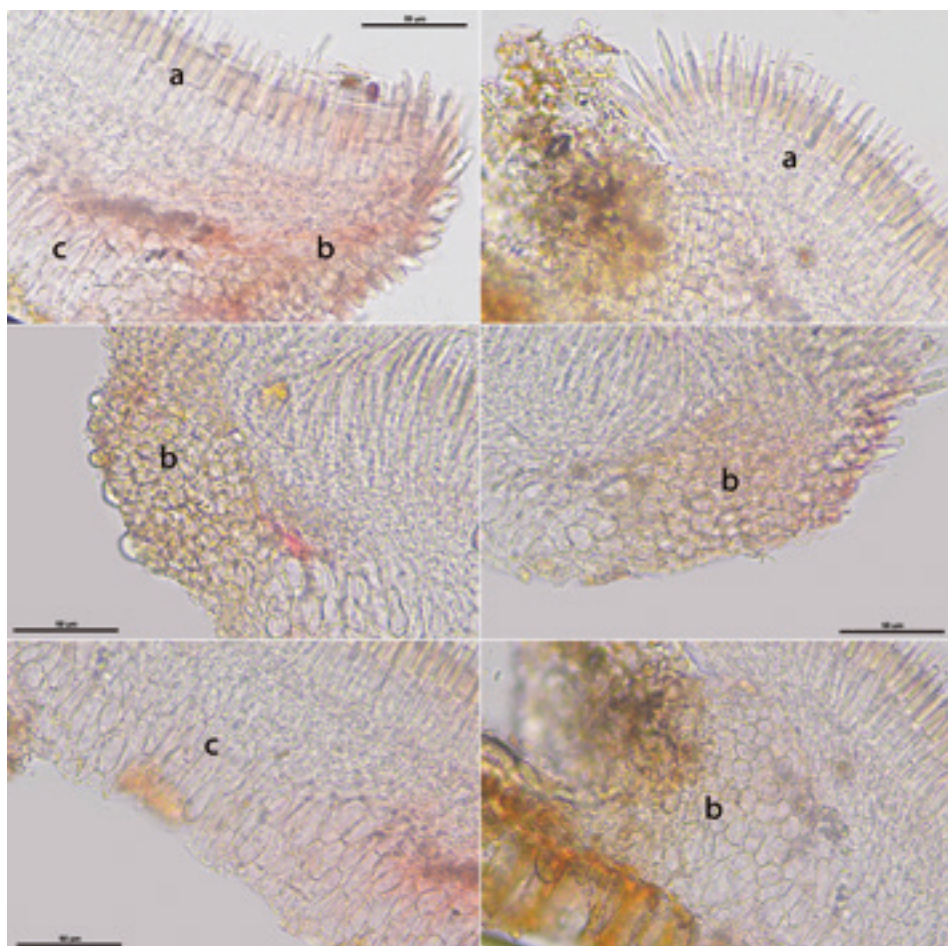
F6 *Plagiostoma apiculatum* ERD-7520.



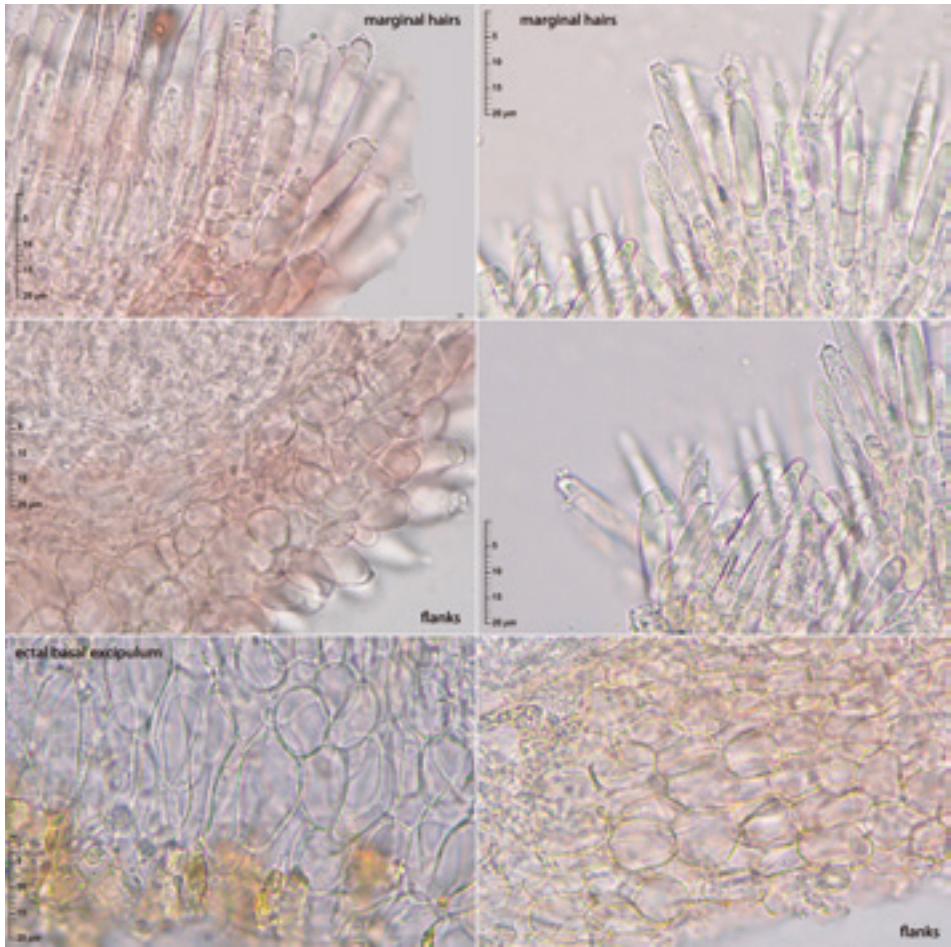
F7 *Hysterostegiella lauri* ERD-7495.



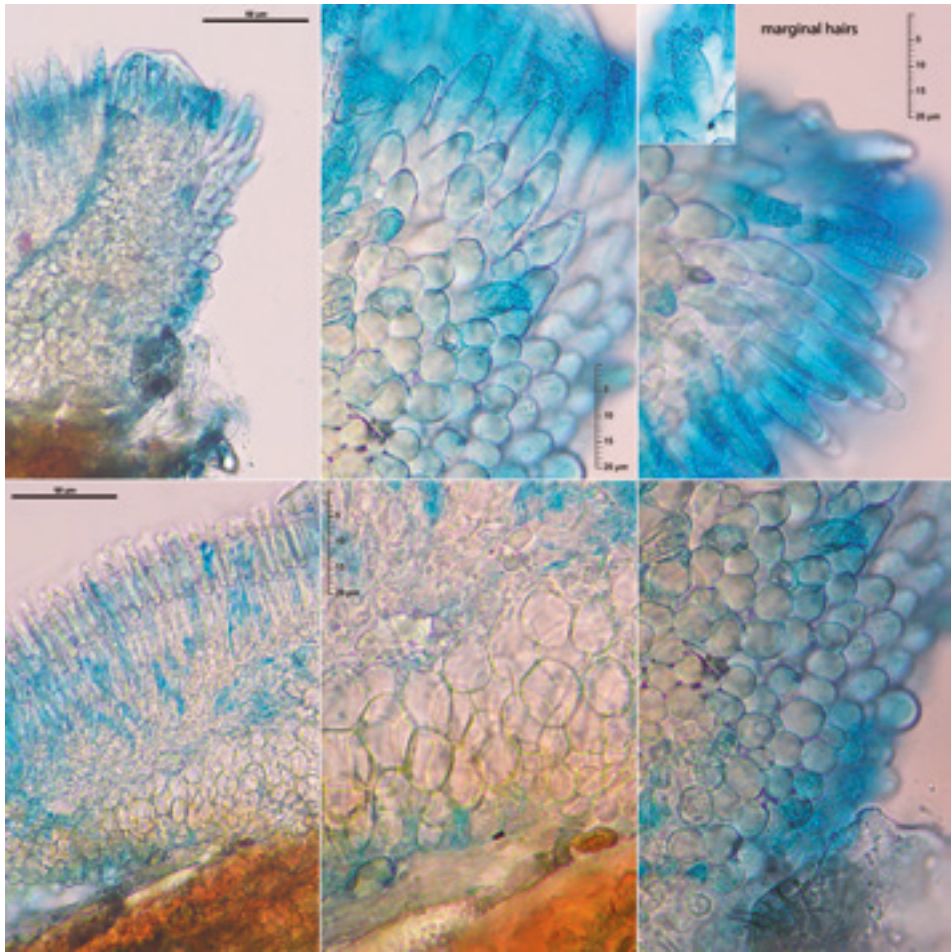
F8 *Hysterostegiella lauri* ERD-7495.
Micrografía.



F9 *Hysterostegiella lauri* ERD-7495.
Excípulo.



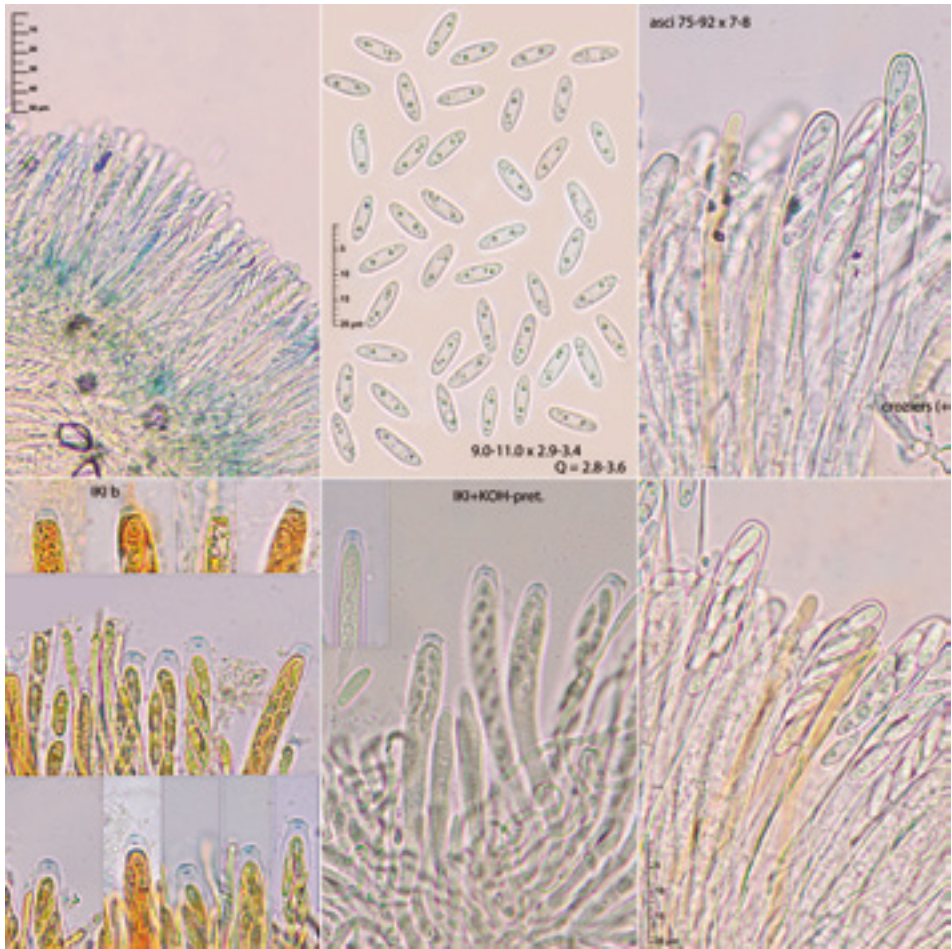
F10 *Hysterostegiella lauri* ERD-7495.
Excípuo y pelos marginales.



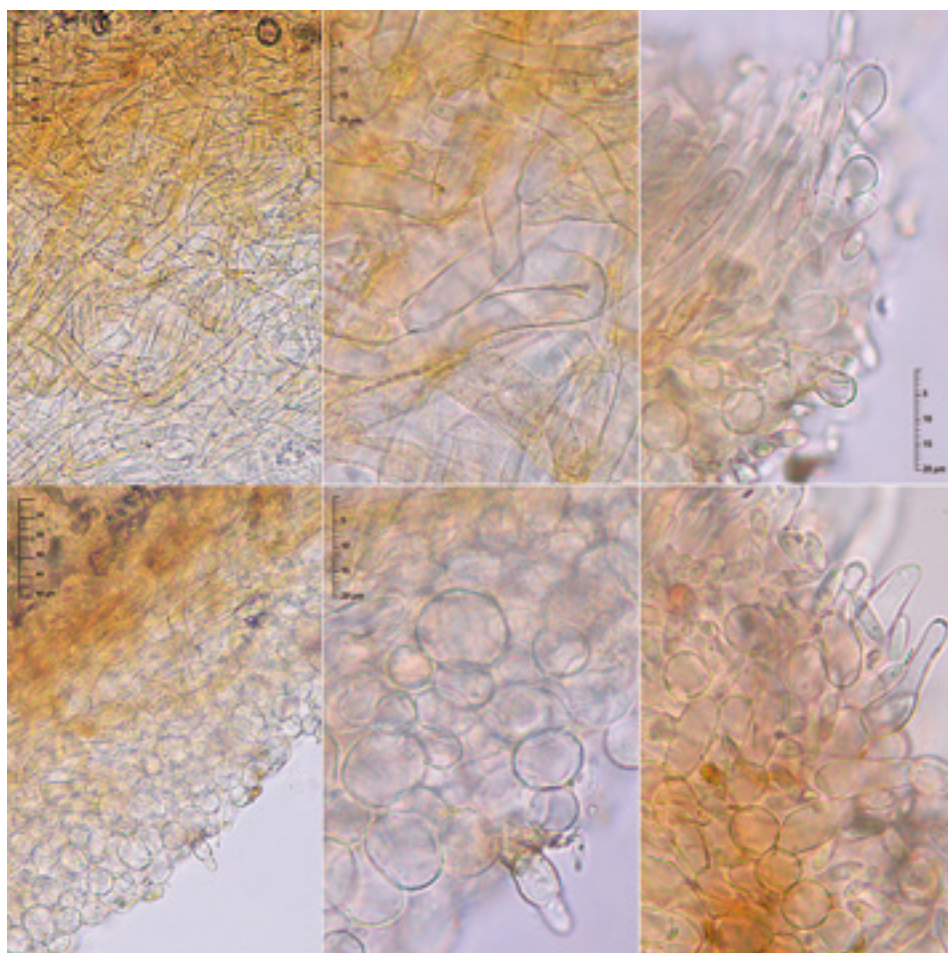
F11 *Hysterostegiella lauri* ERD-7495.
Excípulo y pelos marginales en azul de cresilo



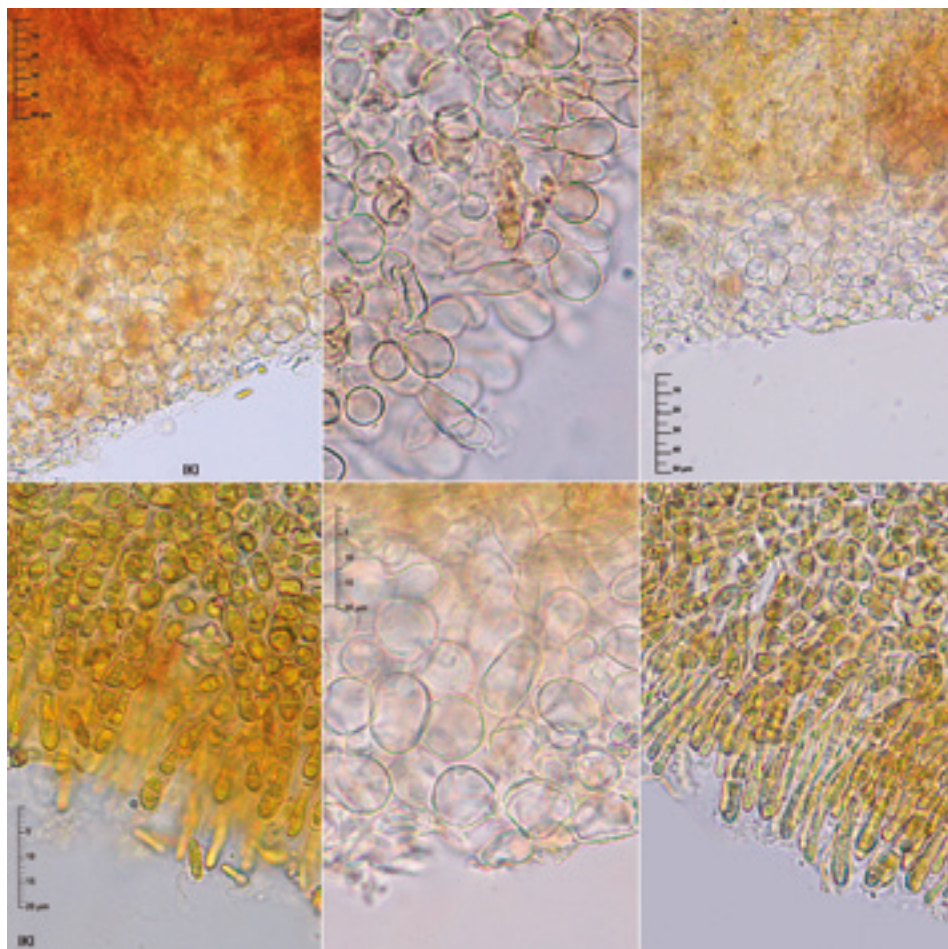
F12 *Moellerodiscus lentus* ERD-6997.



F13 *Moellerodiscus lentus* ERD-6997.
Micrografía.



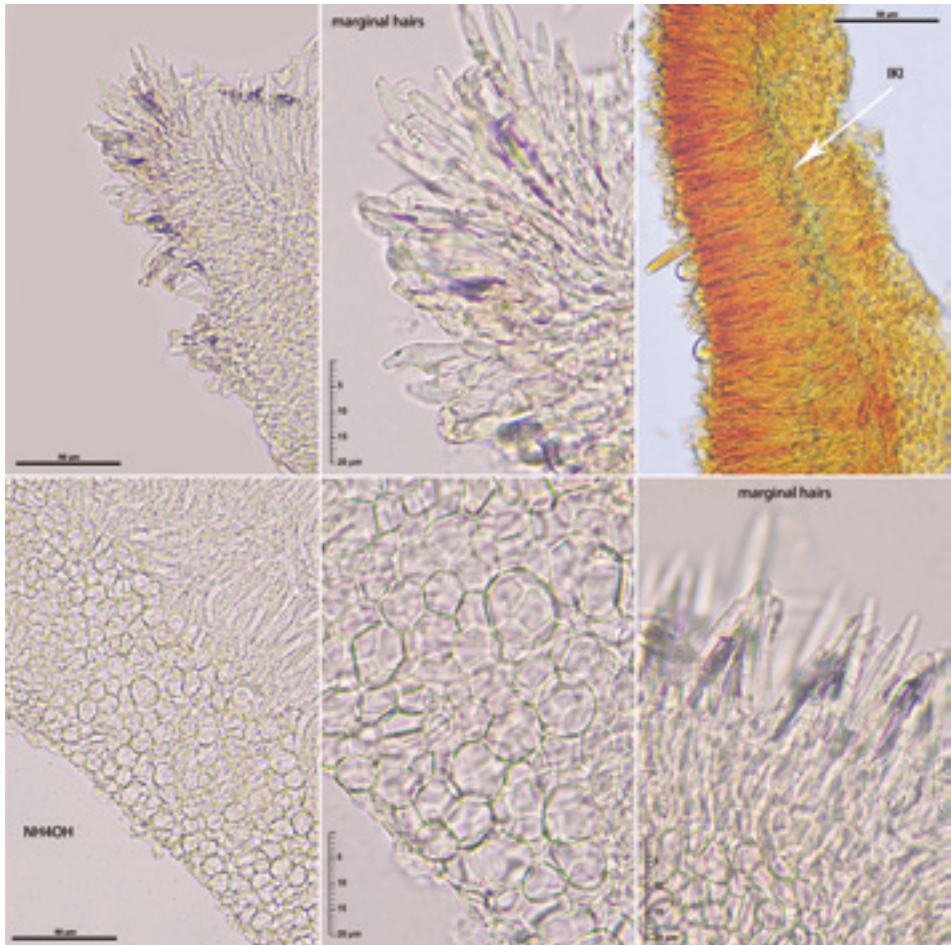
F14 *Moellerodiscus lentus* ERD-6997.
Excípulo.



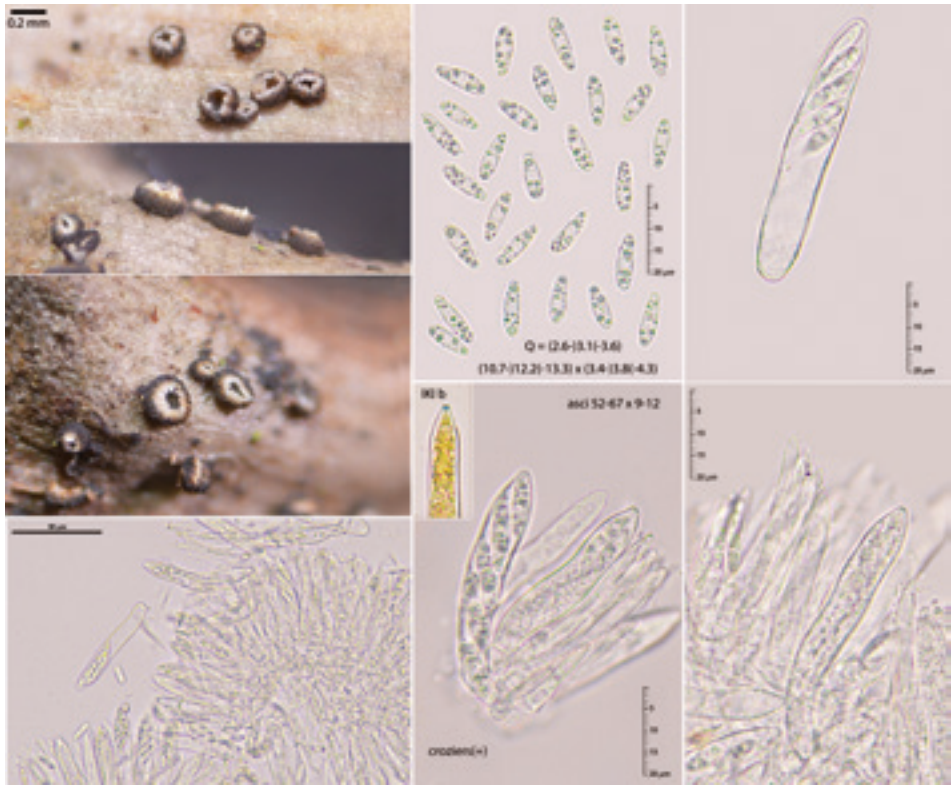
F15 *Moellerodiscus lentus* ERD-6997.
Excípulo.



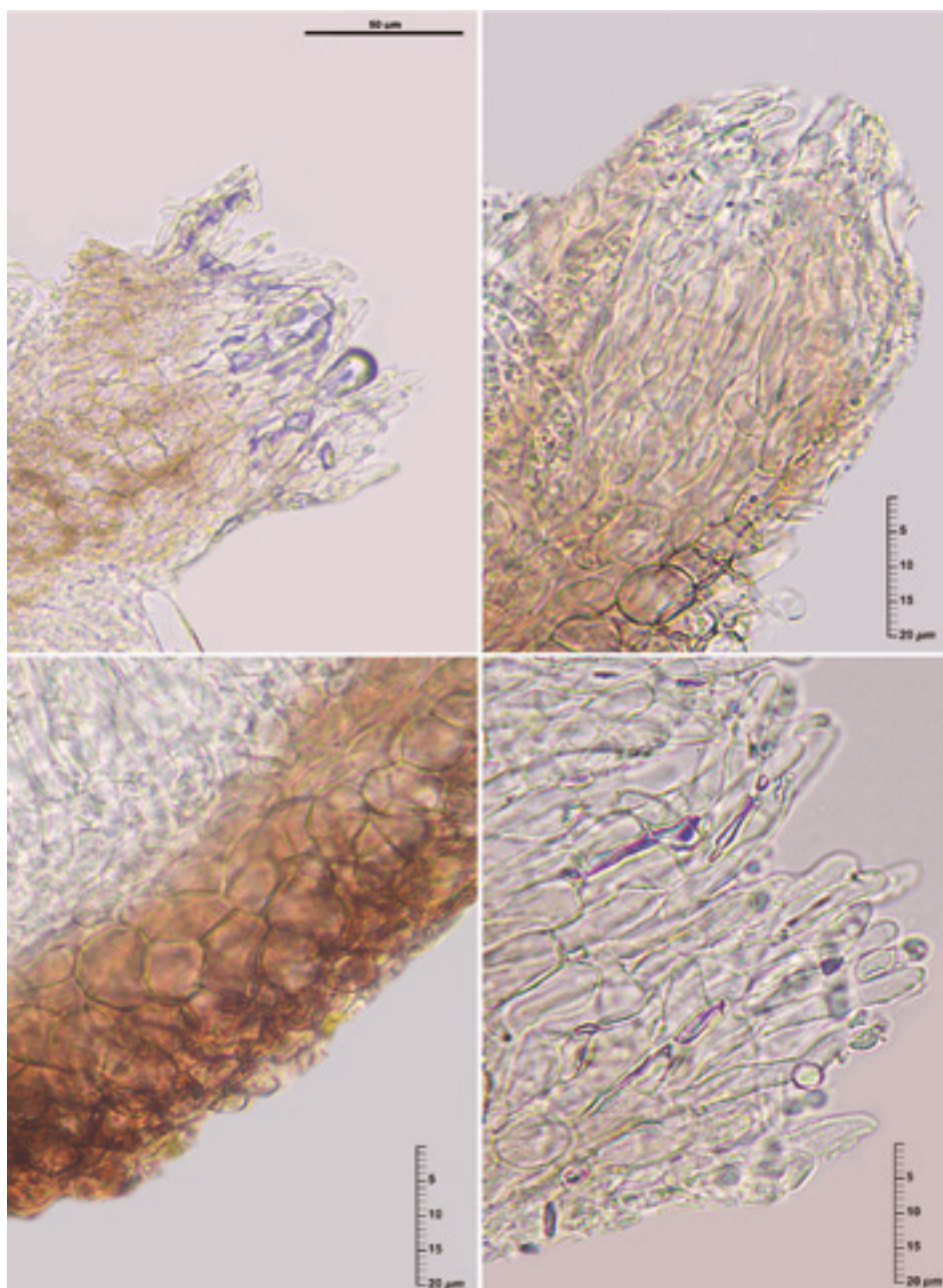
F16 *Psilachnum lanceolatoparaphysatum* ERD-7526.
Micrografía.



F17 *Psilachnum lanceolatoparaphysatum* ERD-7526.
Excípulo.



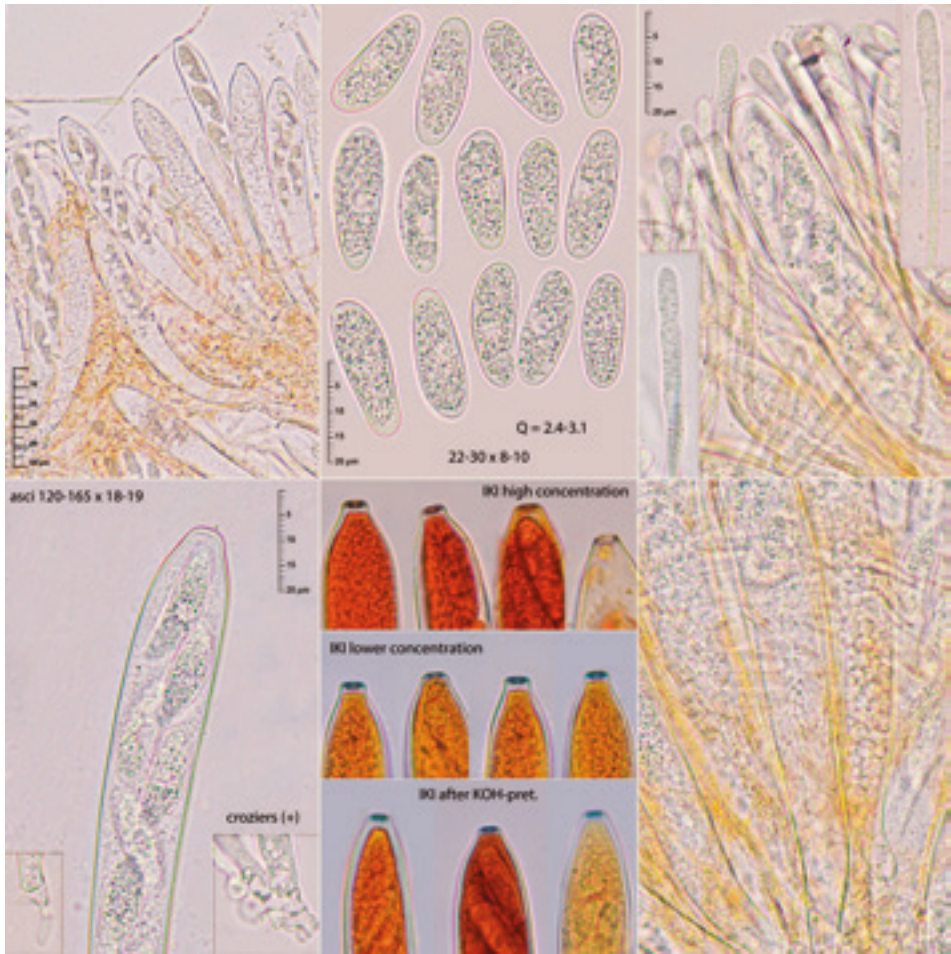
F18 *Pyrenopeziza tami* ERD-7541.
Micrografía.



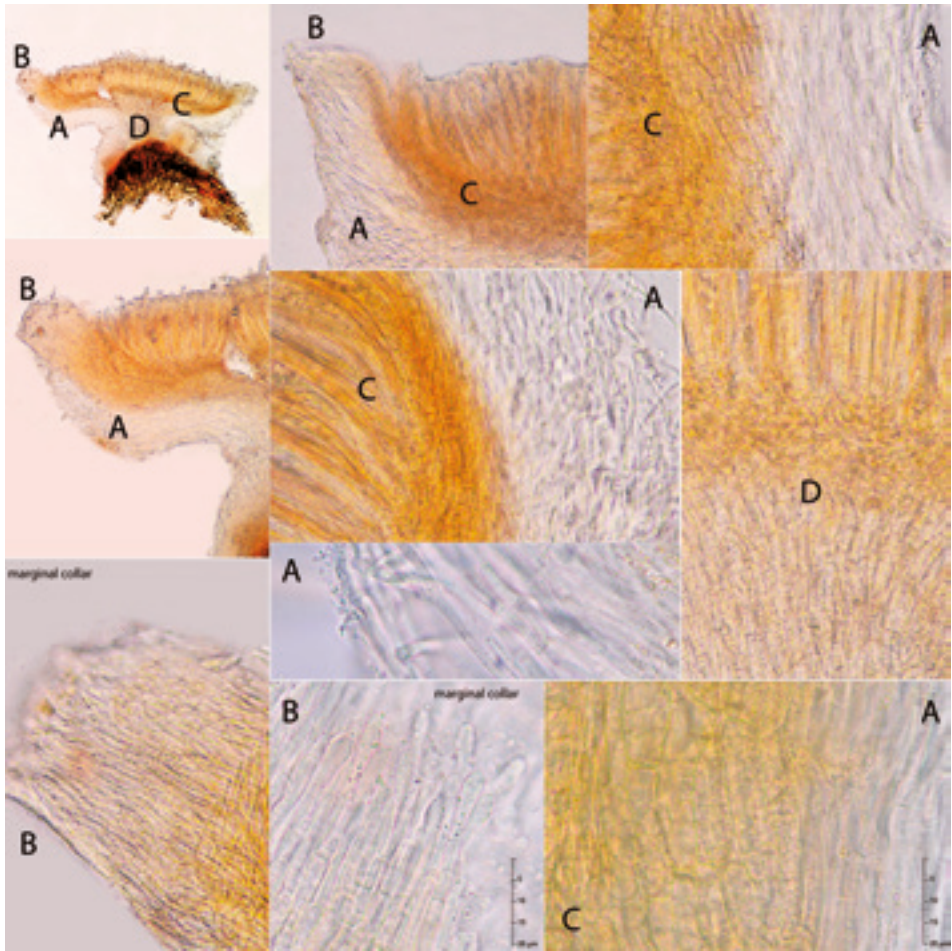
F19 *Pyrenopeziza tami* ERD-7541.
Excipulo.



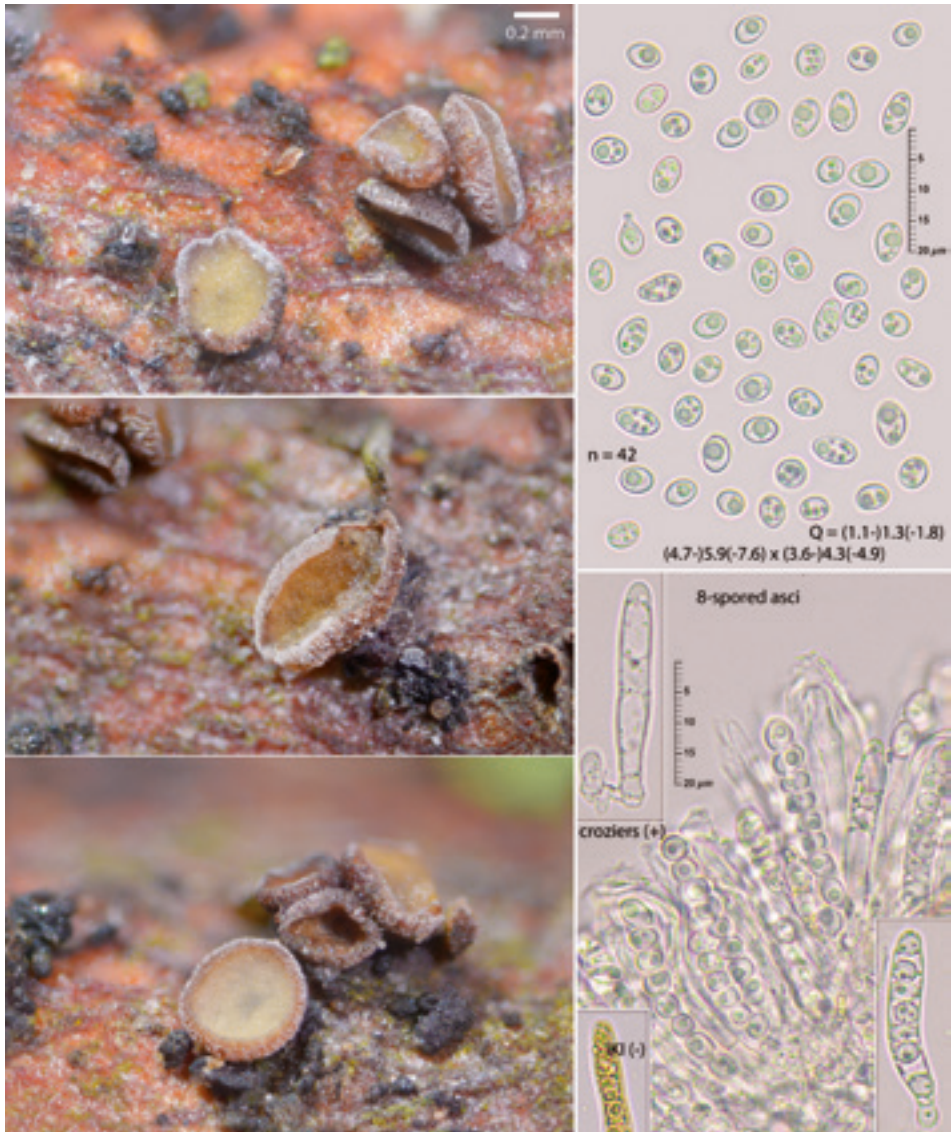
F20 *Stannaria laetissima* ERD-6927.



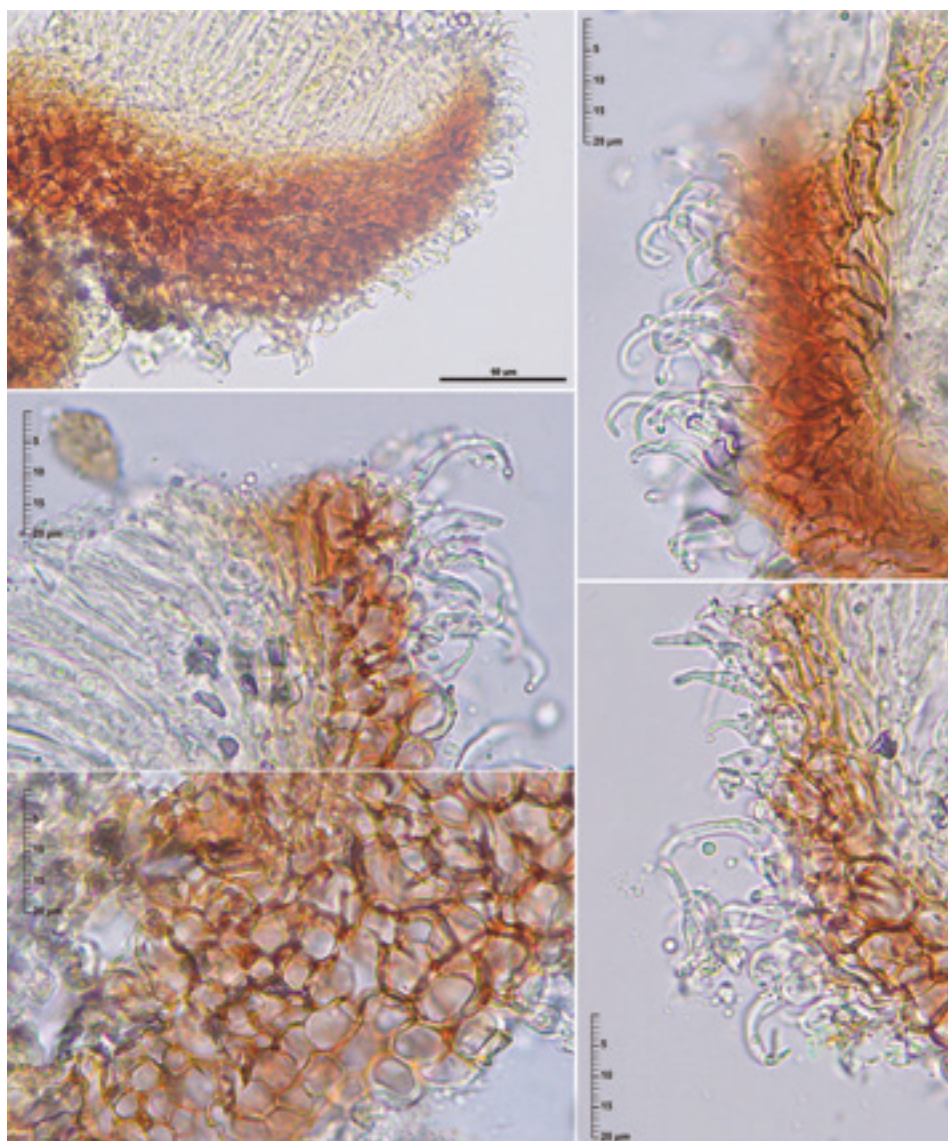
F21 *Stamnaria laetissima* ERD-6927.
Micrografía.



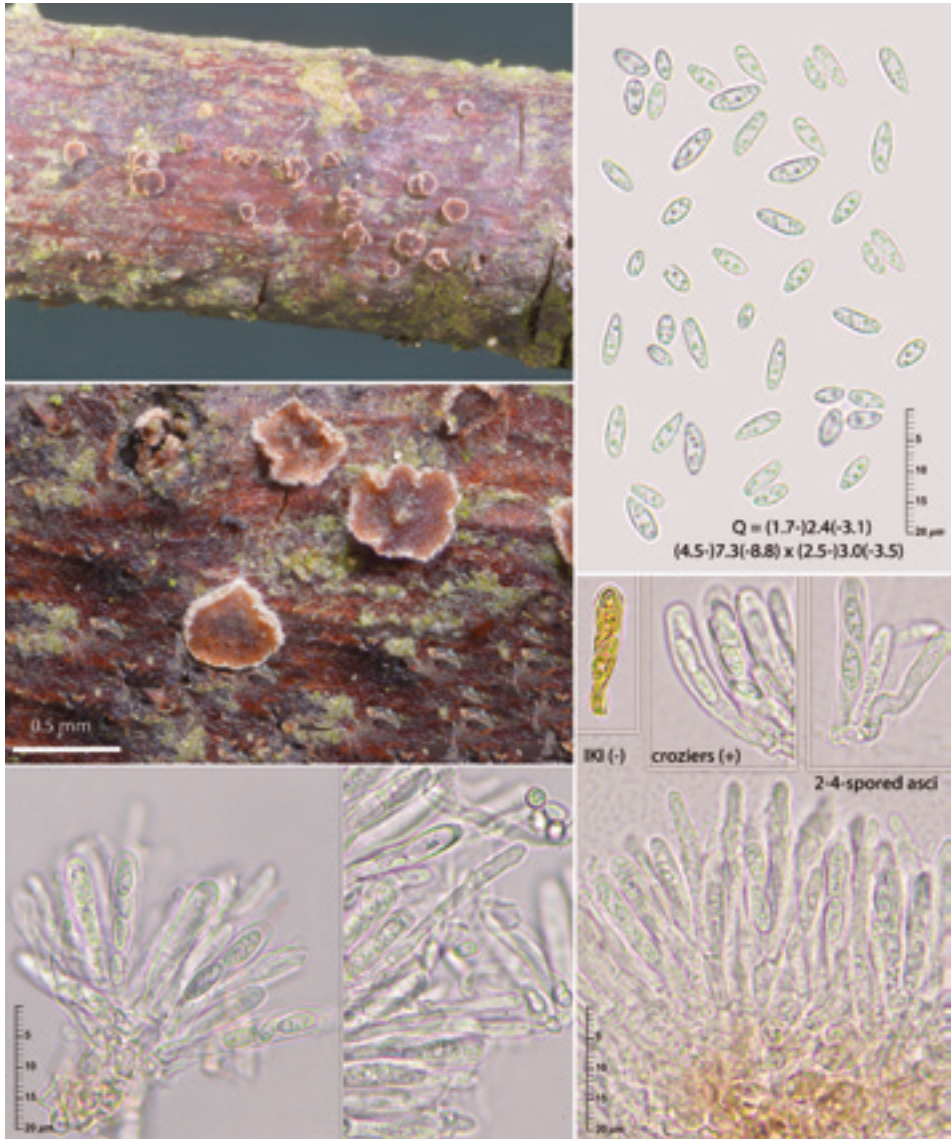
F22 *Stamnaria laetissima* ERD-6927.
Excípulo.



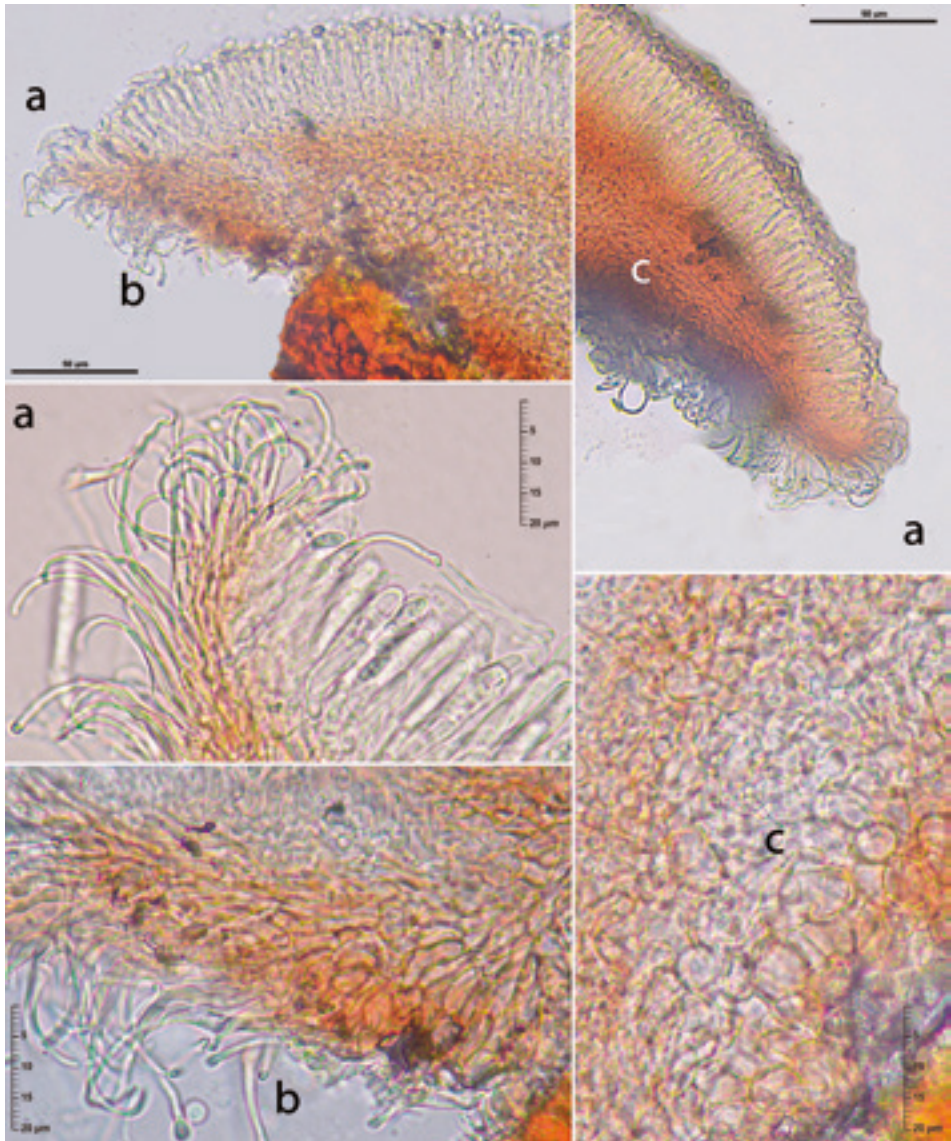
F23 *Unguiculariopsis diversispora* ERD-7530.



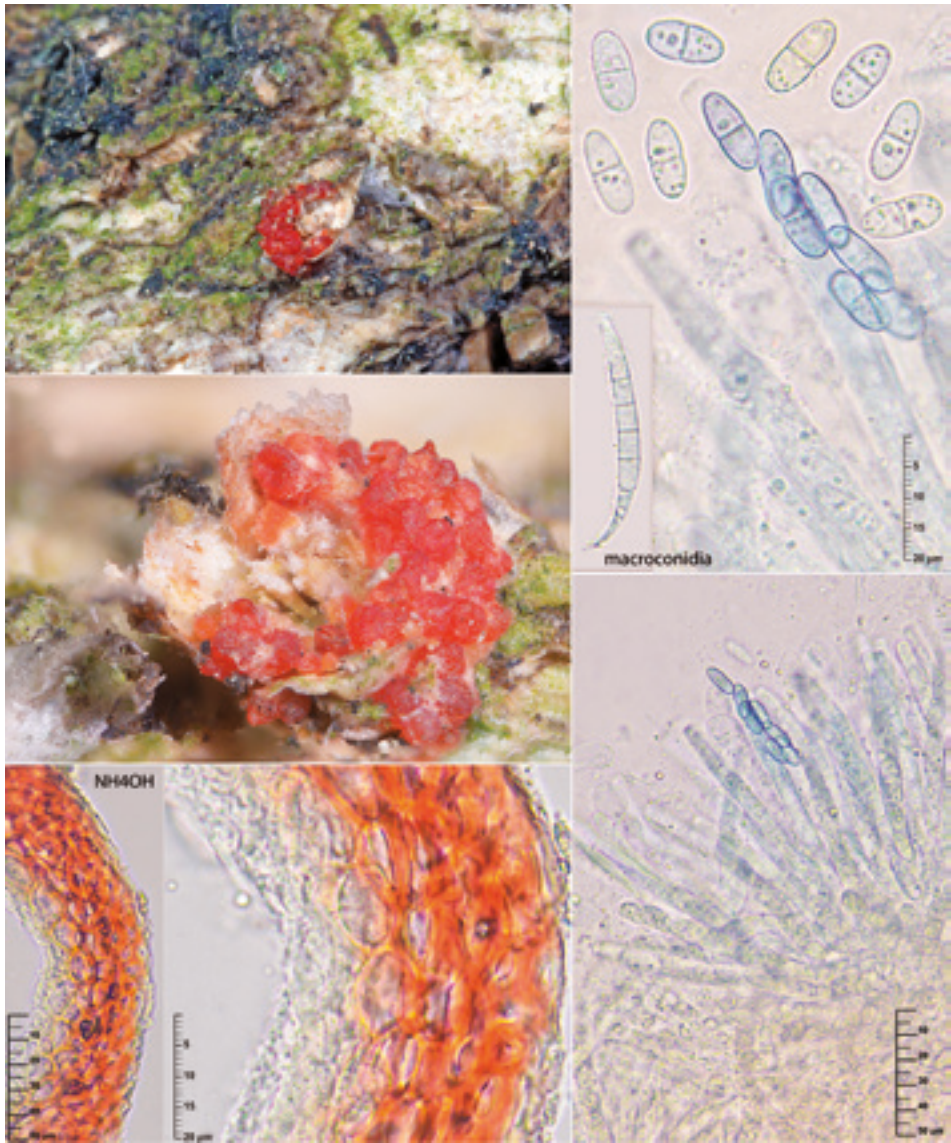
F24 *Unguiculariopsis diversispora* ERD-7530.
Excípulo.



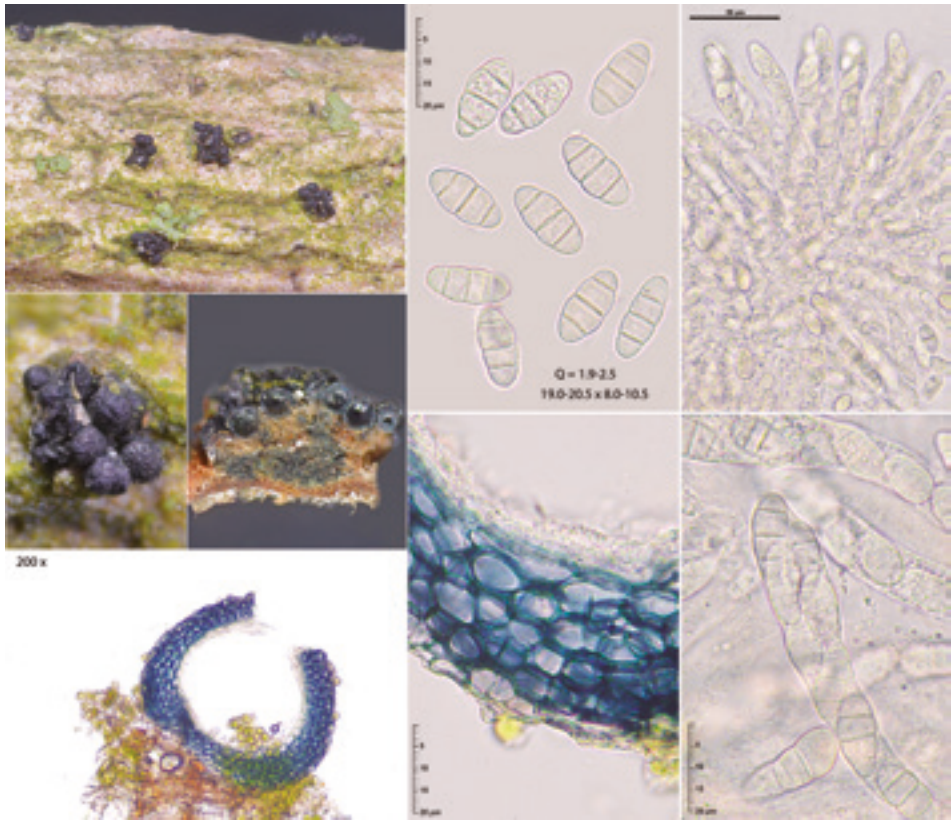
F25 *Unguiculariopsis hamatopilosa* ERD-7512.



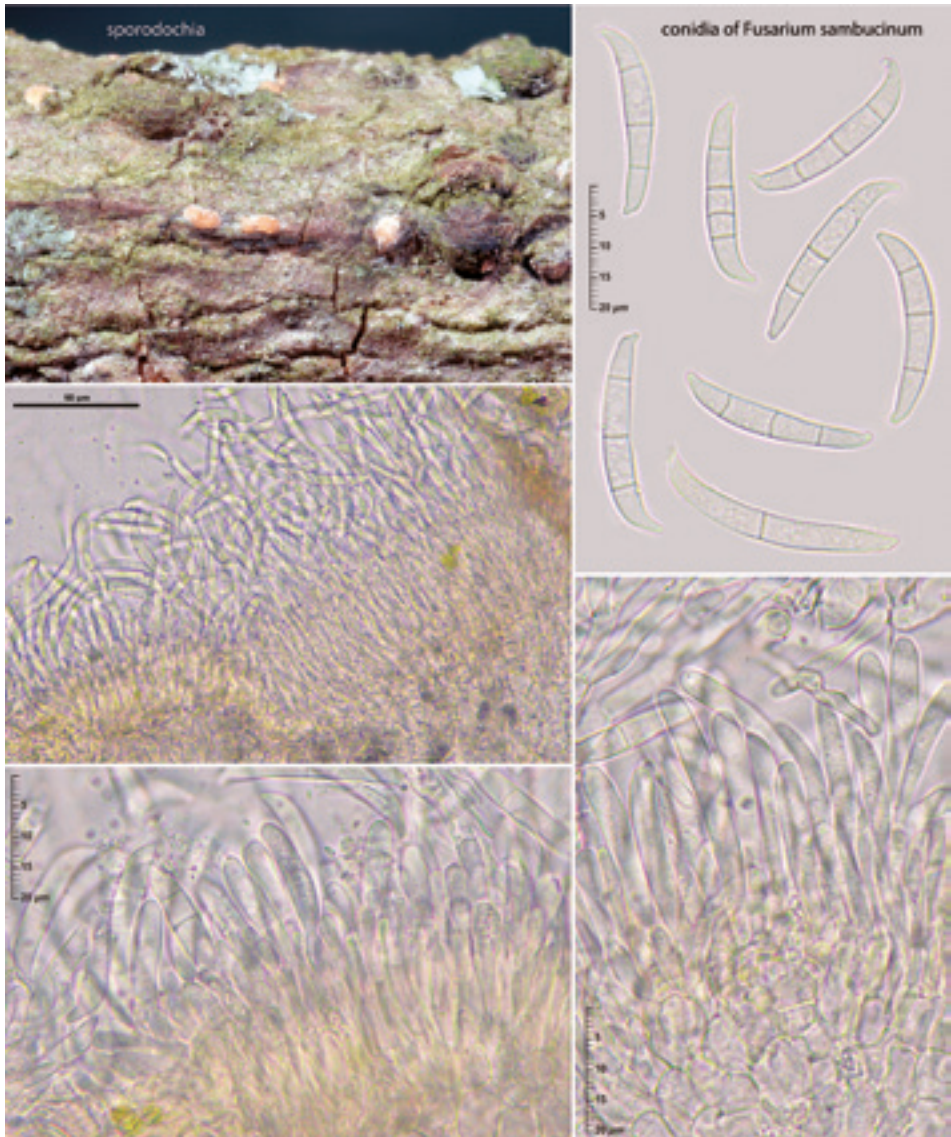
F26 *Unguiculariopsis hamatopilosa* ERD-7512.
Excípulo.



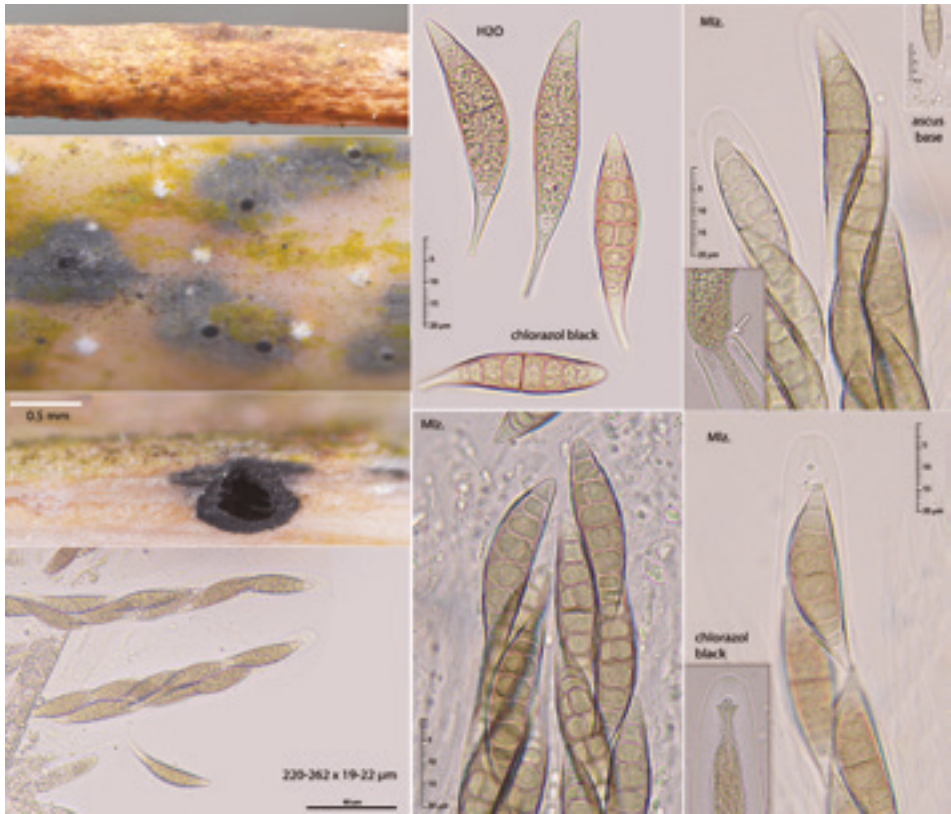
F27 *Geejayessia cicatricum* ERD-7457.



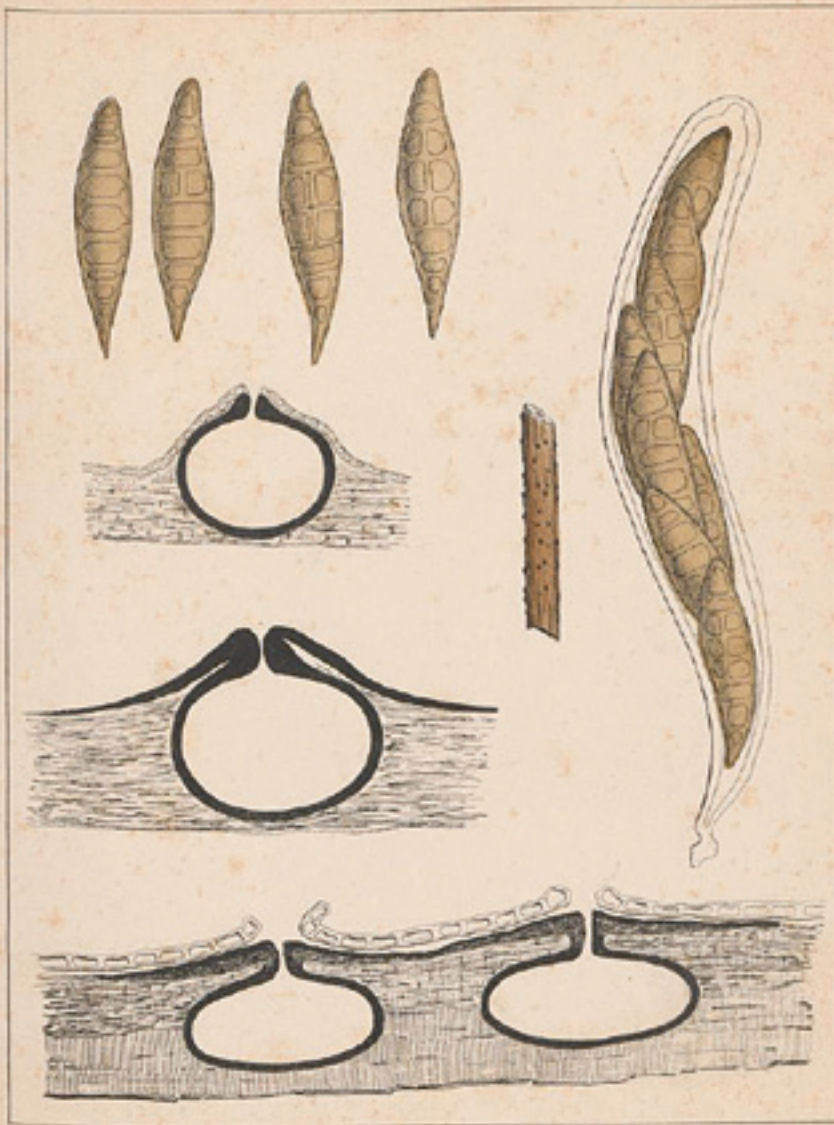
F28 *Gibberella pulicaris* cf. ERD-7534.
Micrografía.



F29 *Gibberella pulicaris* ERD-7534.
Anamorfo: *Fusarium sambucinum*.



F30 *Phaeopeltosphaeria caudata* ERD-7508.

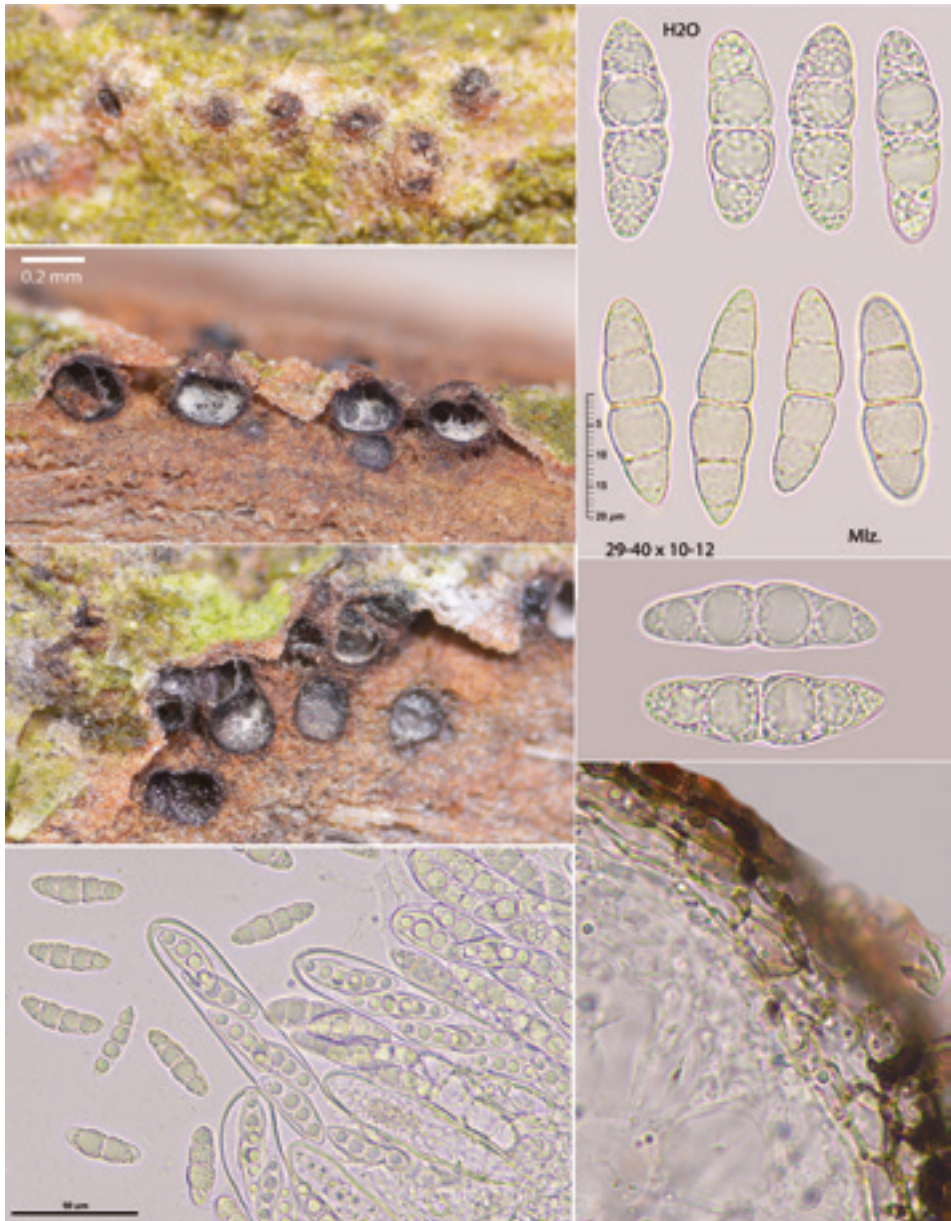


Invenit et del. E. Sacc & A. Sacc.

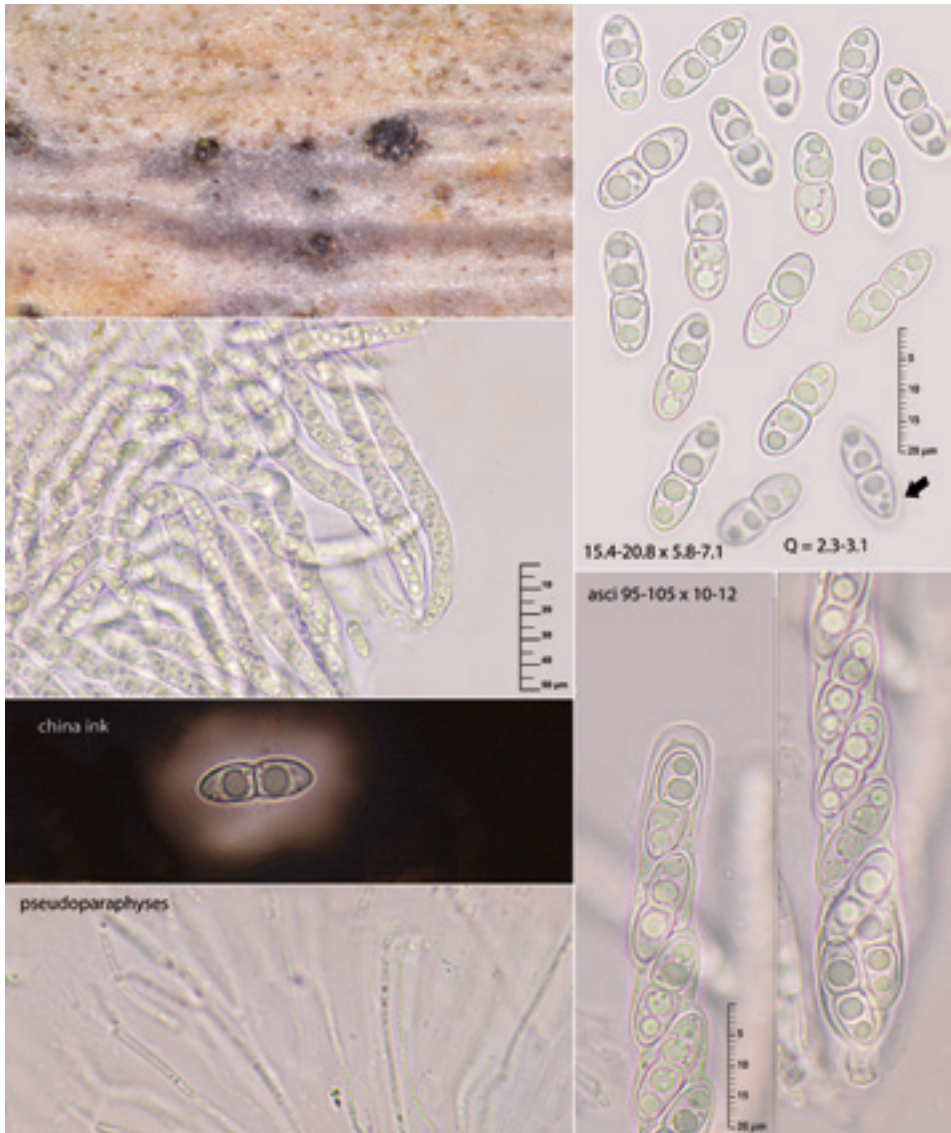
A. N. Berkeley del.

PHAEOPELTSOPHAERIA CAUDATA

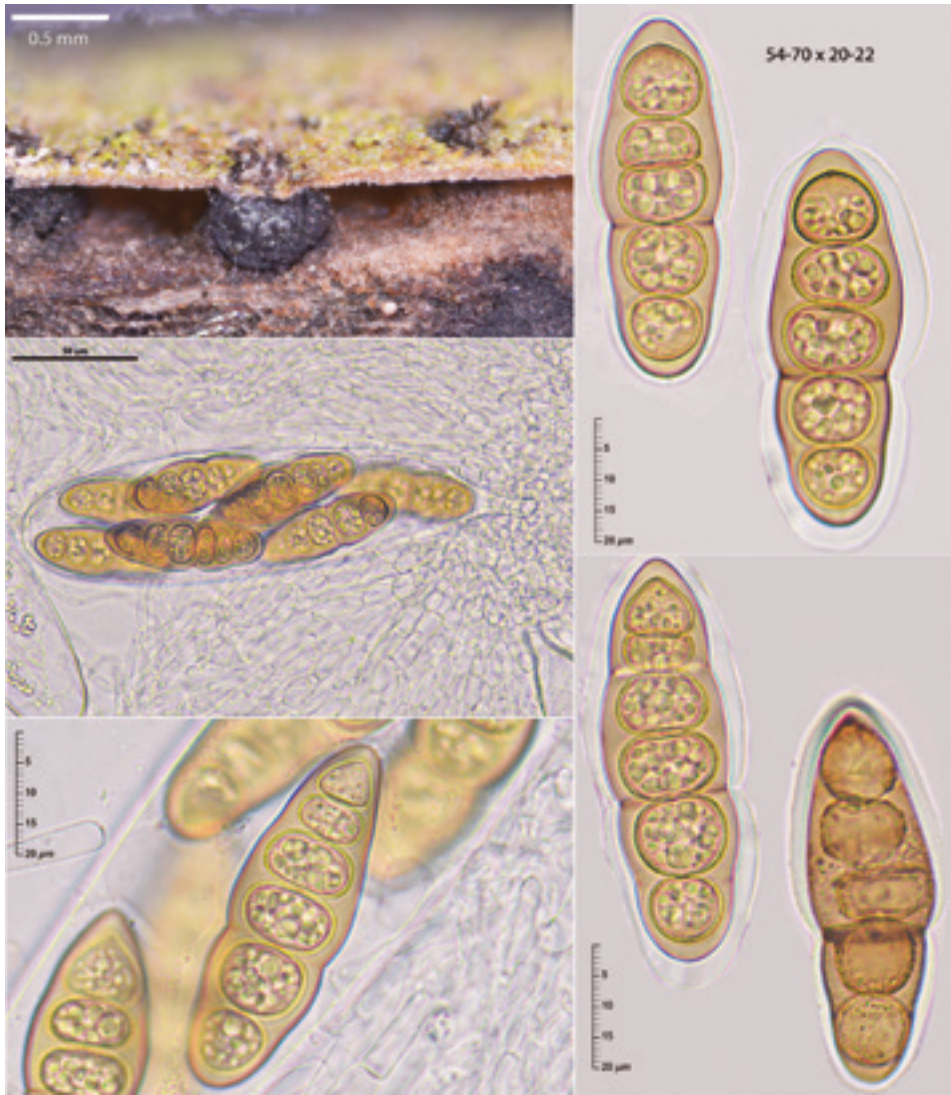
F31 *Phaeopeltosphaeria caudata*. *Icones Fungorum*.
Berlese.



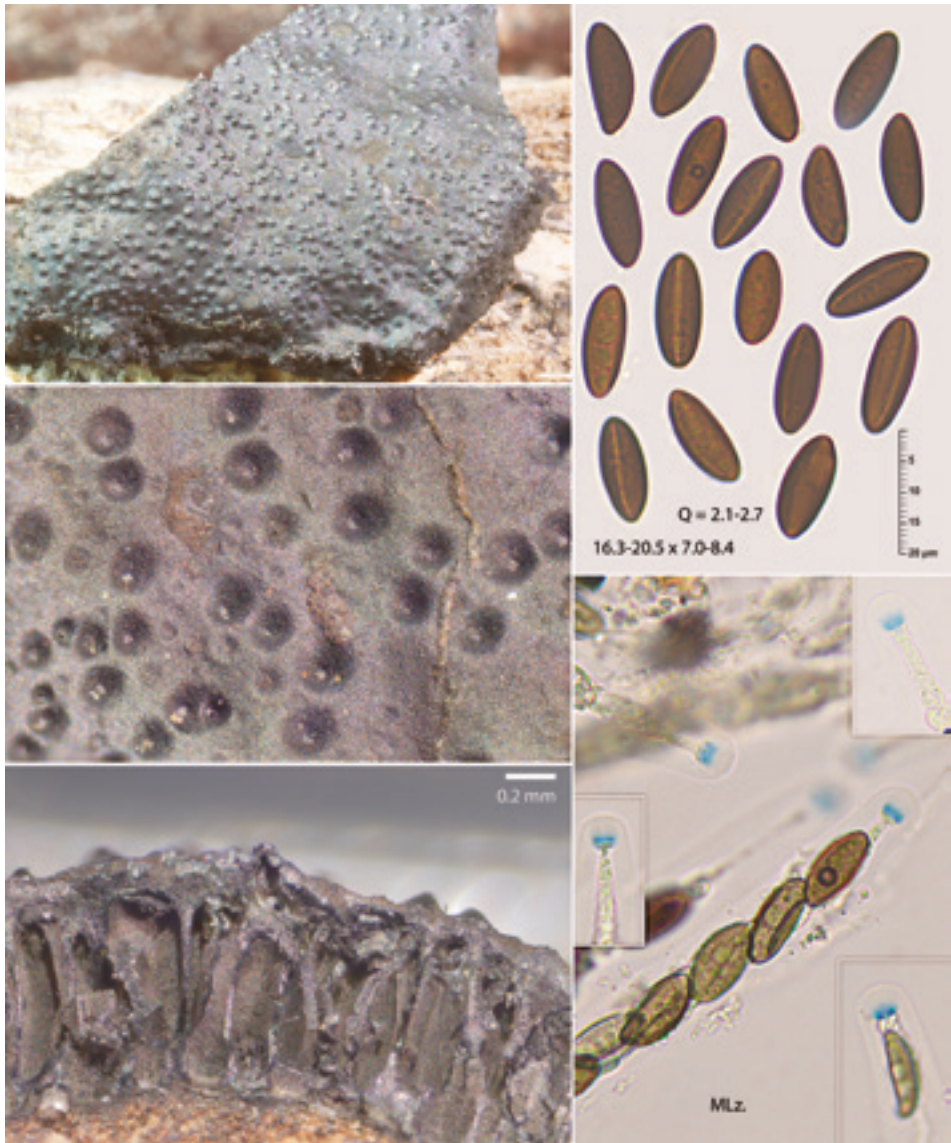
F32 *Wettsteinina corni* ERD-7521.
Micrografía.



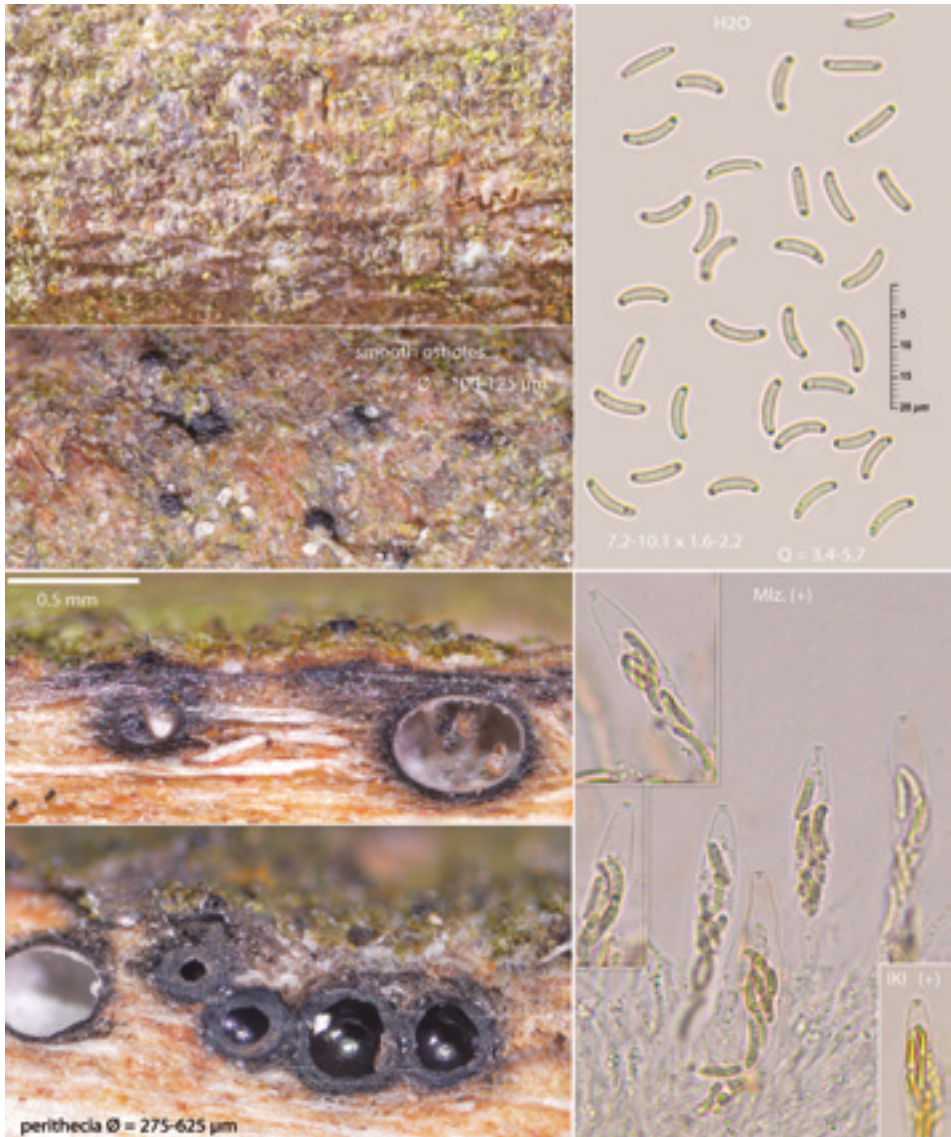
F33 *Massarina maritima* ERD-7418.
Micrografía.



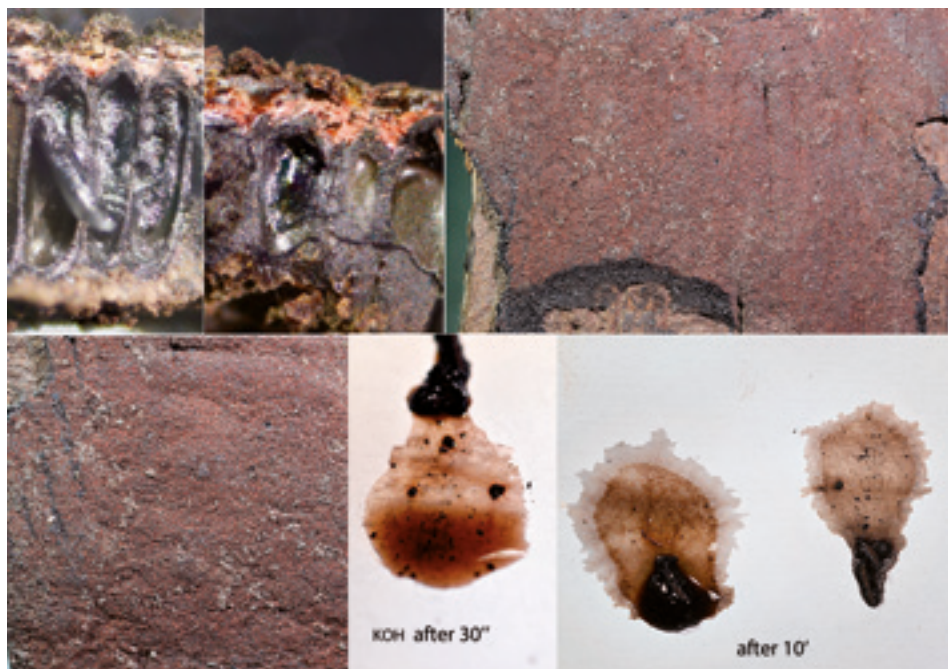
F34 *Pseudosplachnonema phorcioides* ERD-7490.



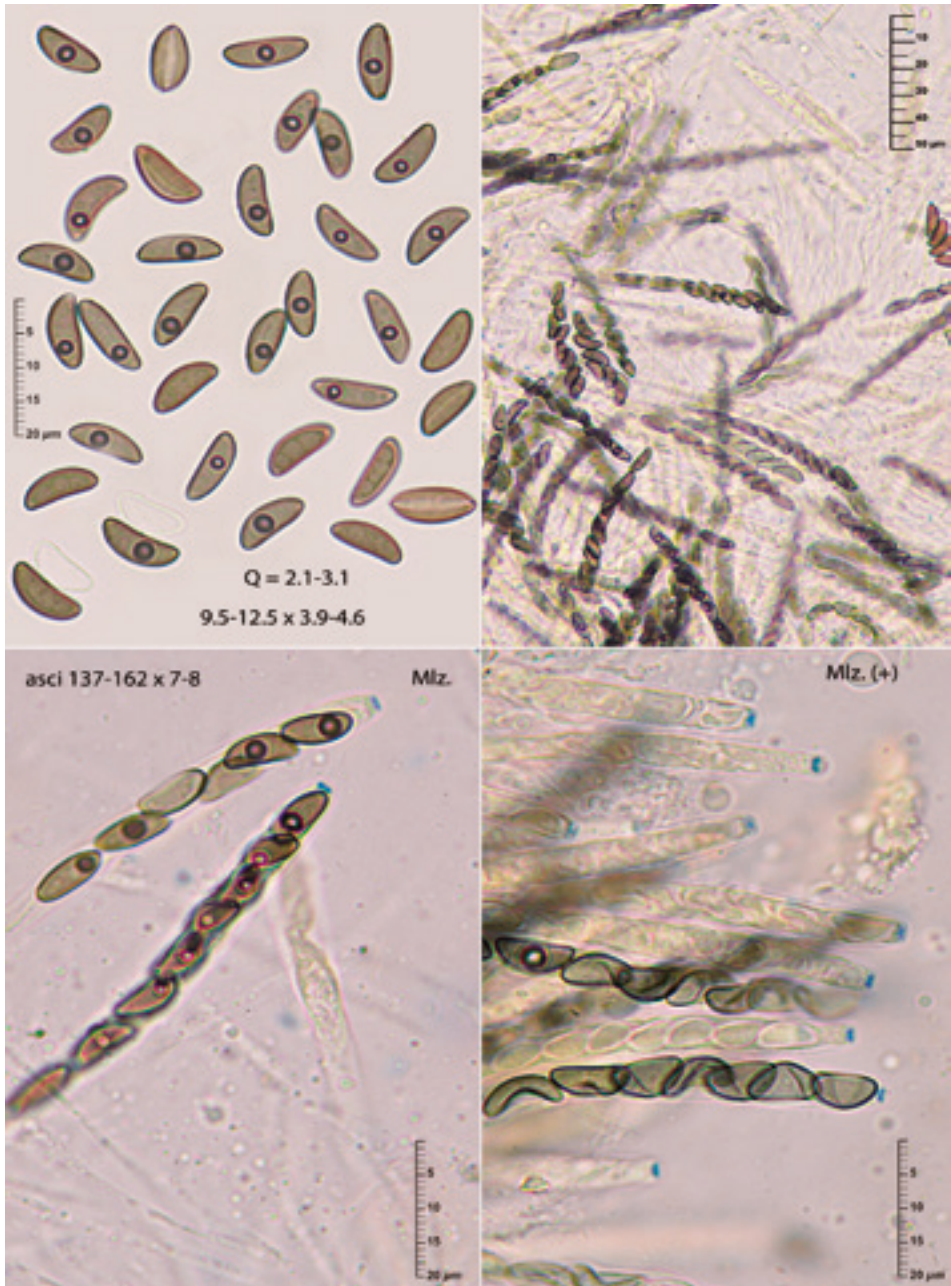
F35 *Biscogniauxia mediterranea* ERD-7533.
Micrografía.



F36 *Eutypa laevata* ERD-7517.
Micrografía.



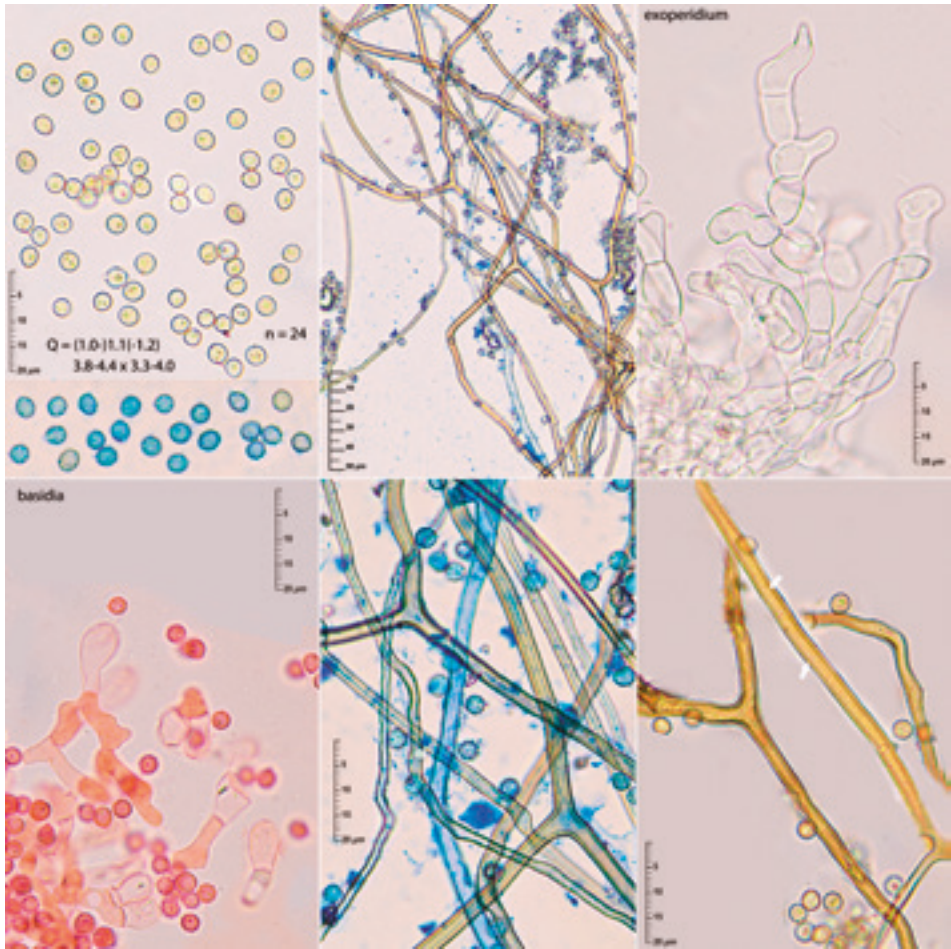
F37 *Hypoxylon macrocarpum* ERD-7088.



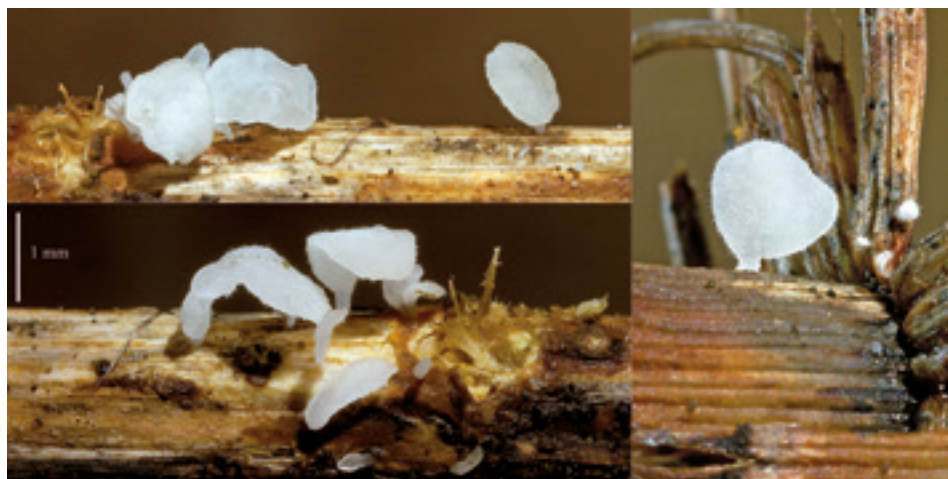
F38 *Hypoxylon macrocarpum* ERD-7088.
Micrografía.



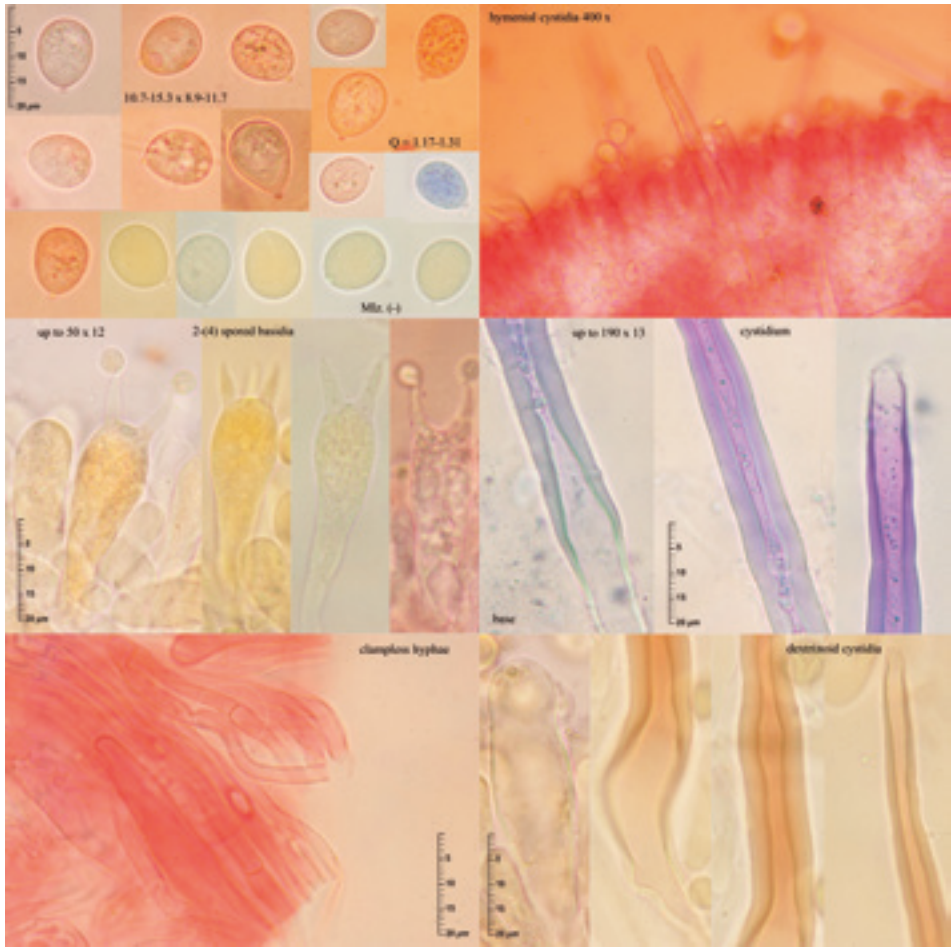
F39 *Bovista capensis* ERD-7102.



F40 *Bovista capensis* ERD-7102.
Micrografía.



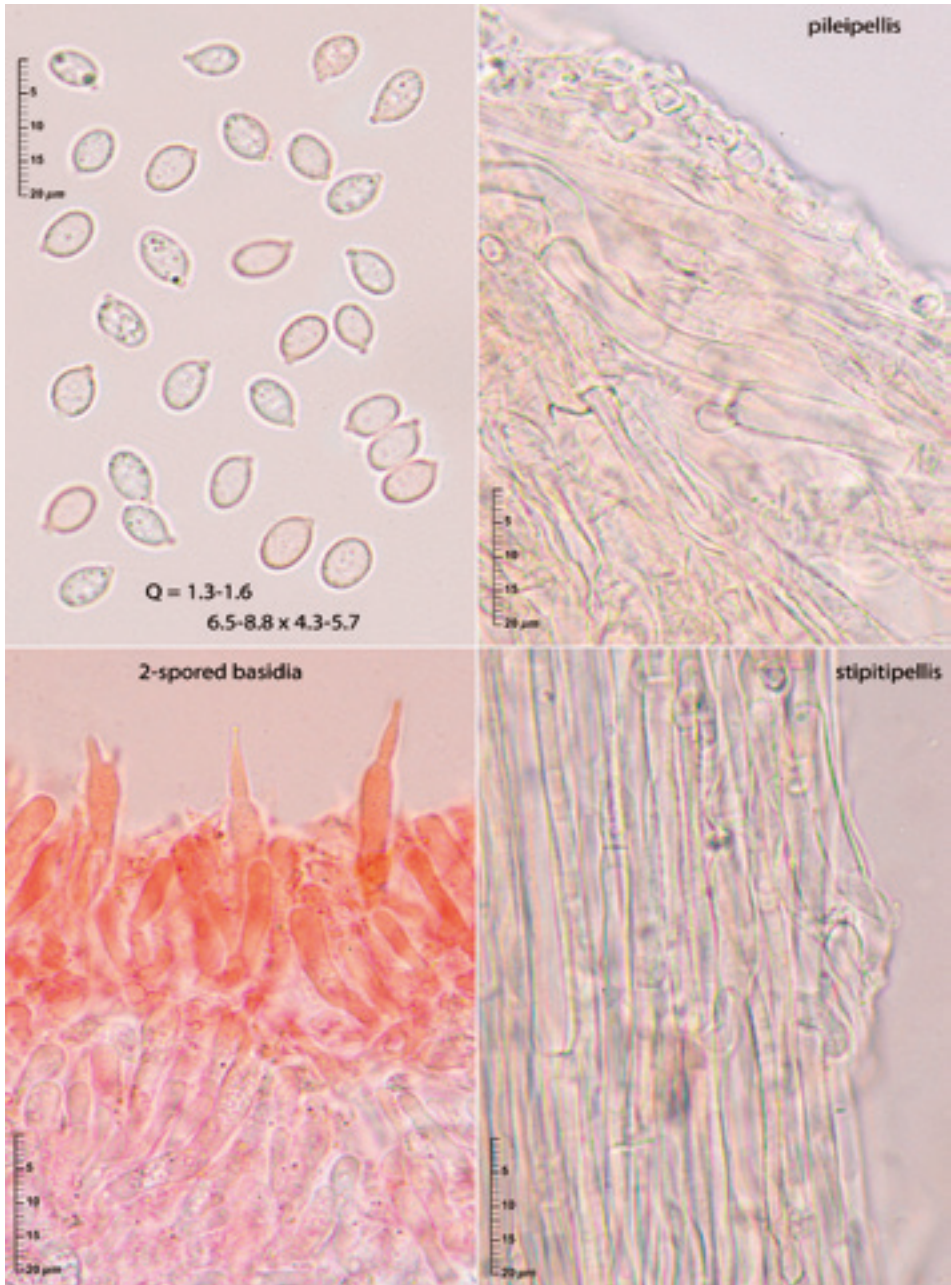
F41 *Chaetothyphula actiniceps* ERD-5871.



F42 *Chaetothyphala actiniceps* ERD-5871.
Micrografía.



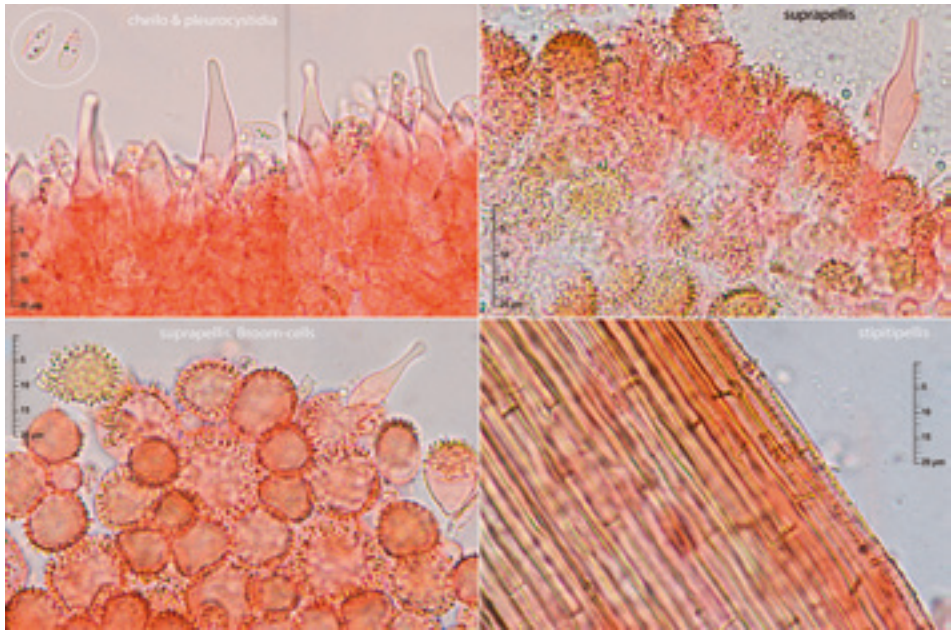
F43 *Clitocybe lituus* ERD-7196.



F44 *Clitocybe lituus* ERD-7196.
Micrografía.



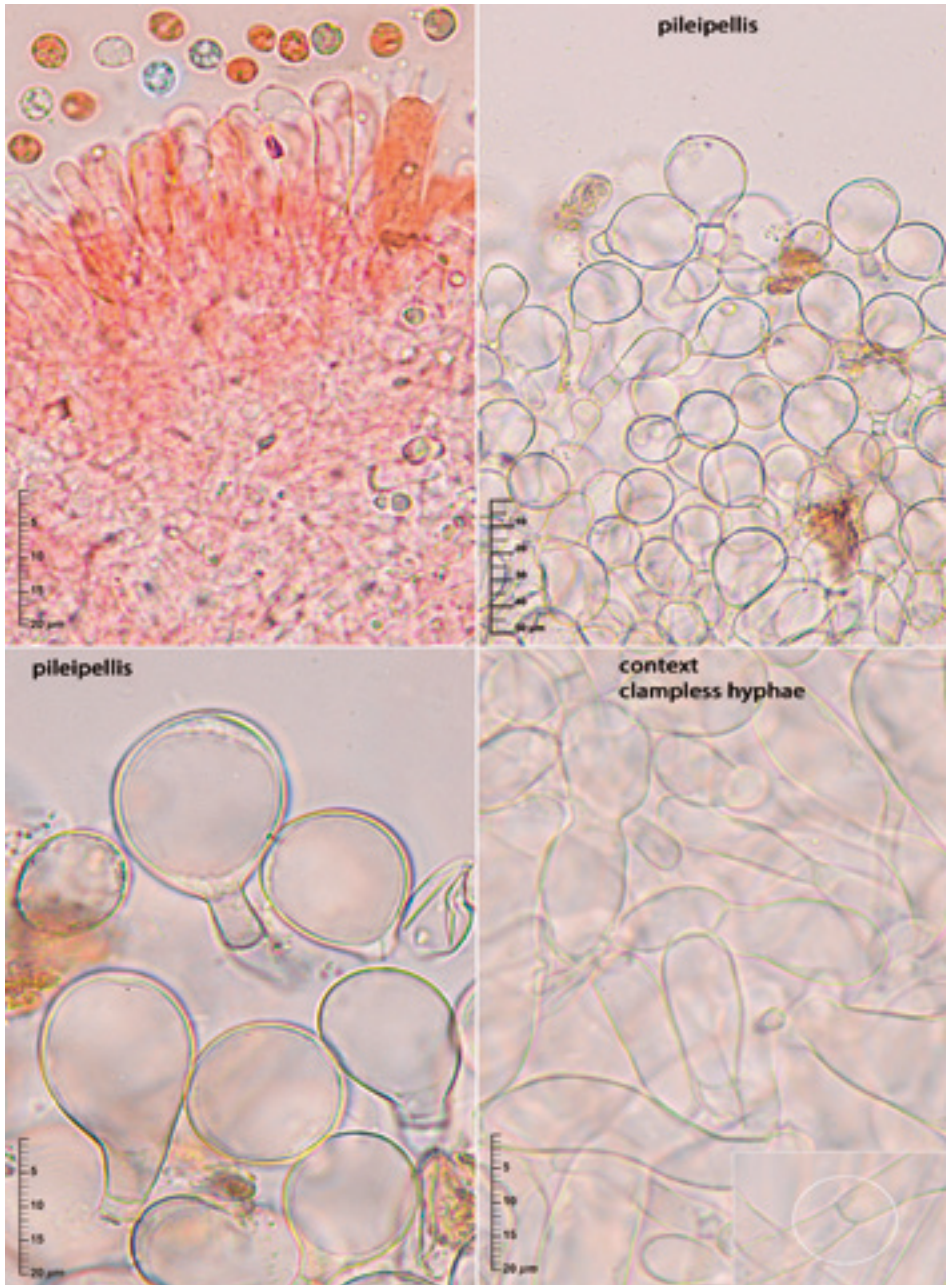
F45 *Cryptomarasmius minutus* ERD-6797.



F46 *Cryptomarasmium minutus* ERD-6797.
Micrografía.



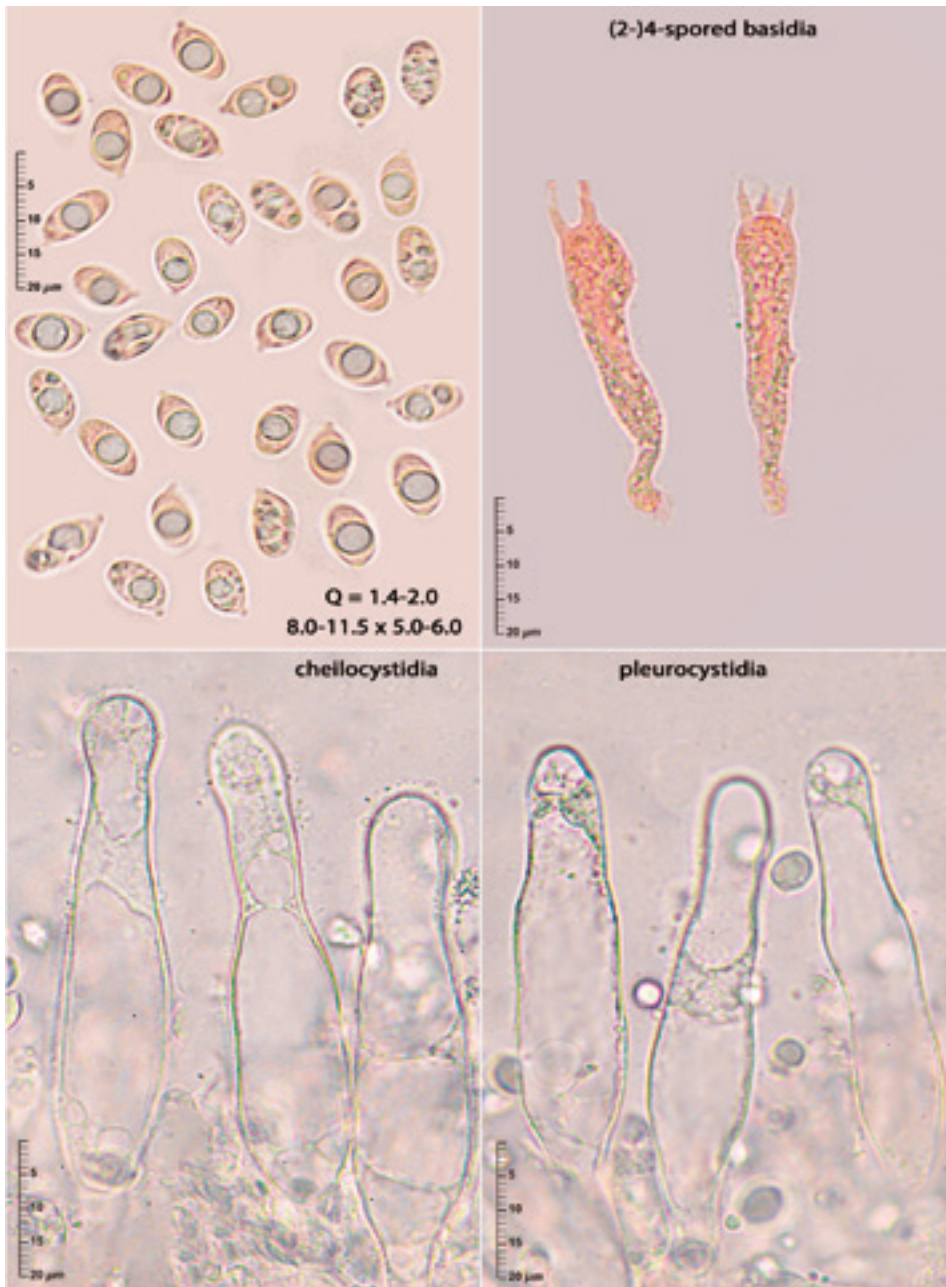
F47 *Hodophilus hymenocephalus*. ERD-6909.
Foto J. Díaz.



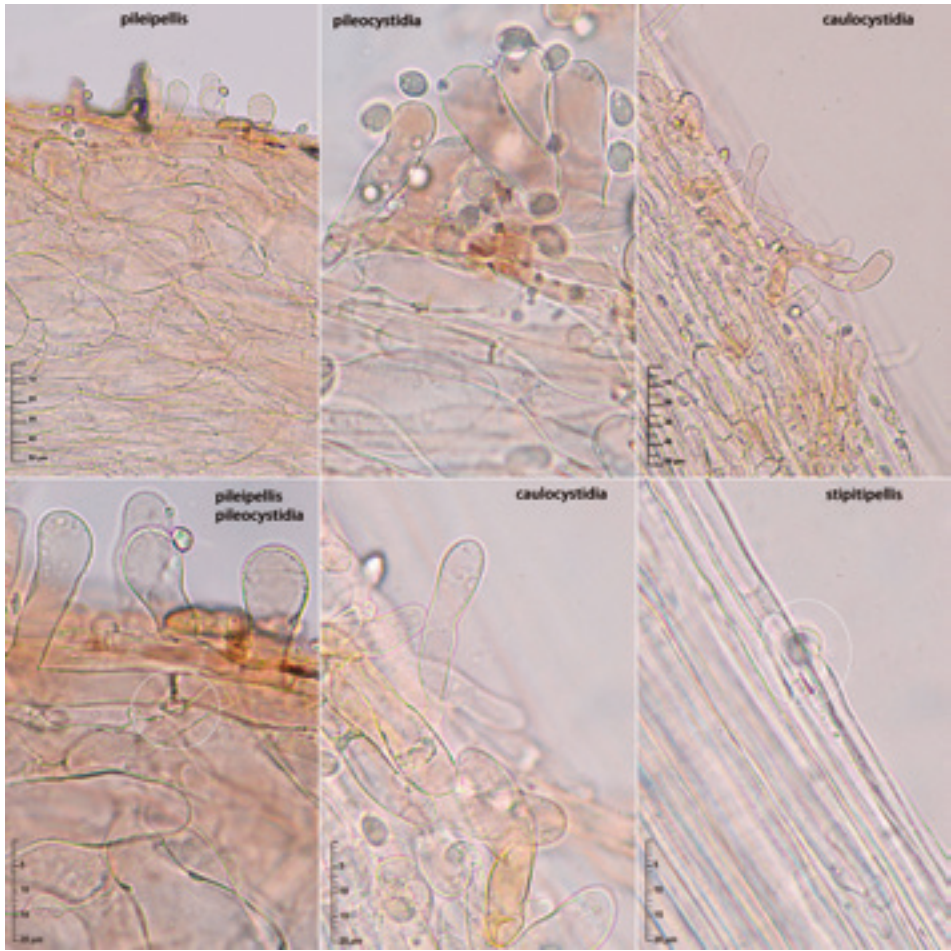
F48 *Hodophilus hymenocephalus* ERD-6909.
Micrografía.



F49 *Hydropus trichoderma* ERD-6910.



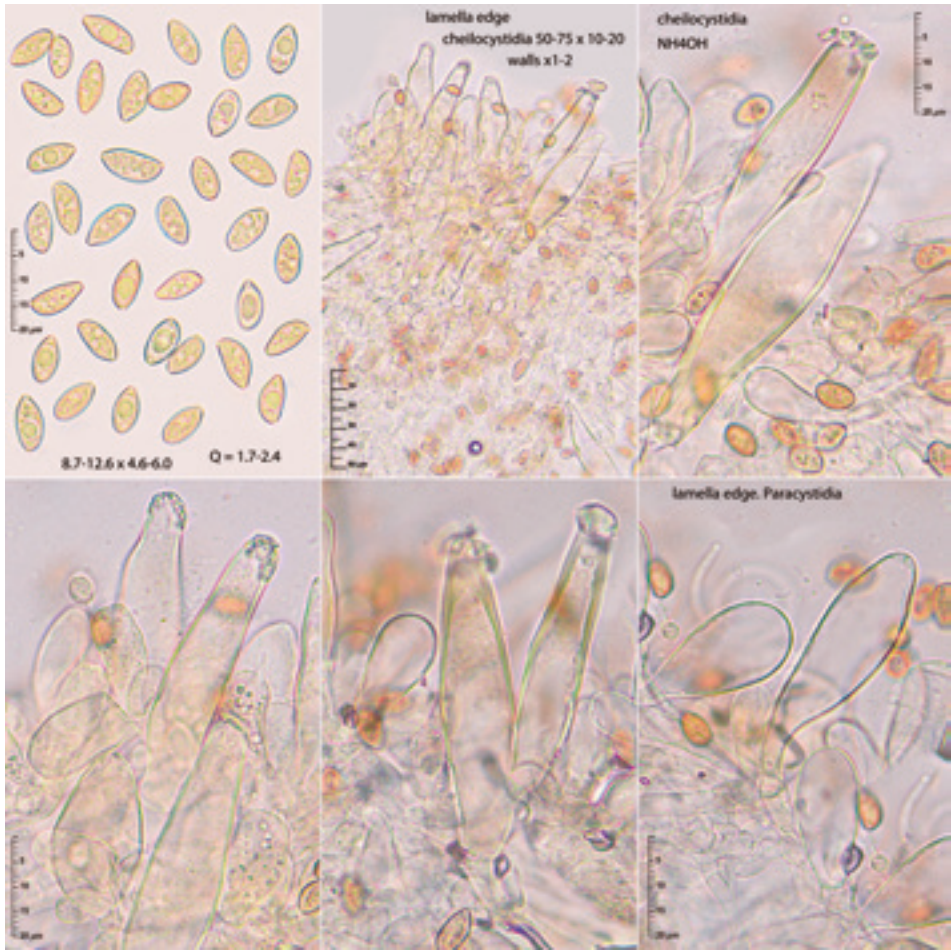
F50 *Hydropus trichoderma* ERD-6910.
Micrografía.



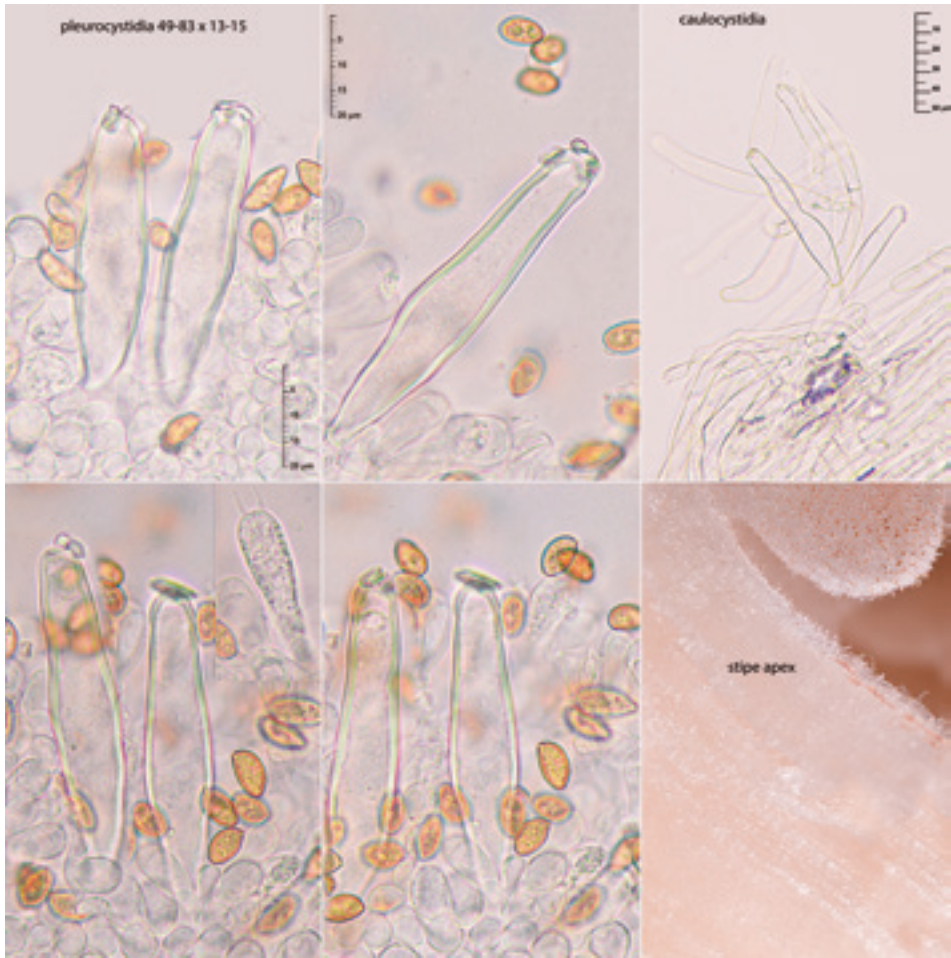
F51 *Hydropus trichoderma* ERD-6910.
Revestimientos.



F52 *Inocybe subnudipes* ERD-7150.



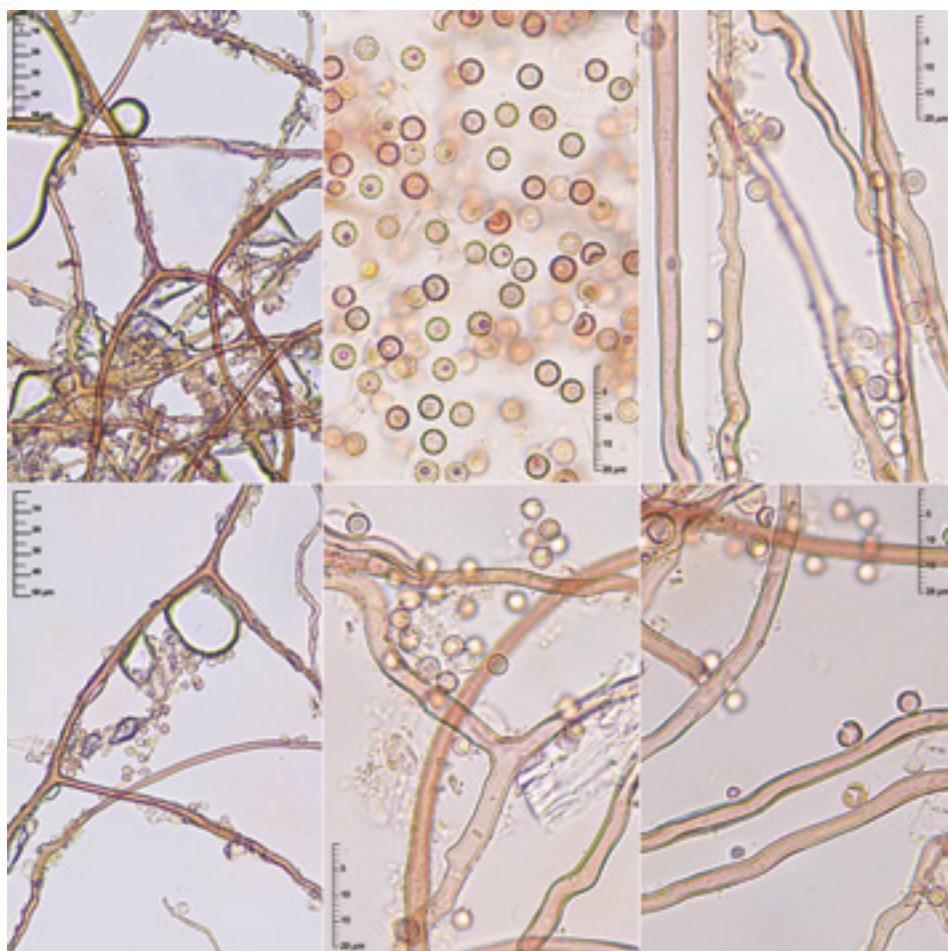
F53 *Inocybe subnudipes* ERD-7150.
Esporas y queilocistidios.



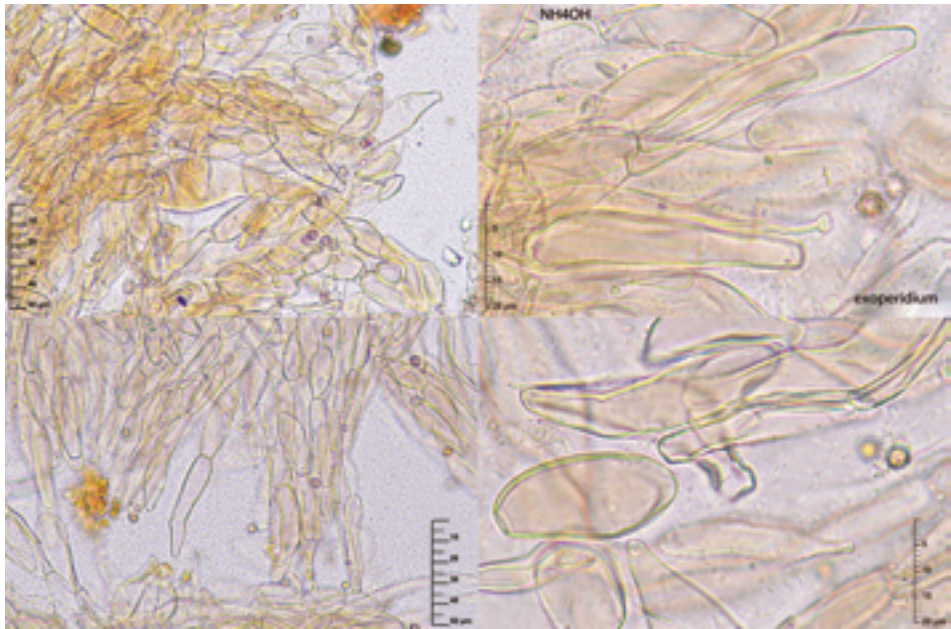
F54 *Inocybe subnudipes* ERD-7150.
Pleuro y caulocistidios.



F55 *Lycoperdon umbrinoides* ERD-7431.
Foto M. González.



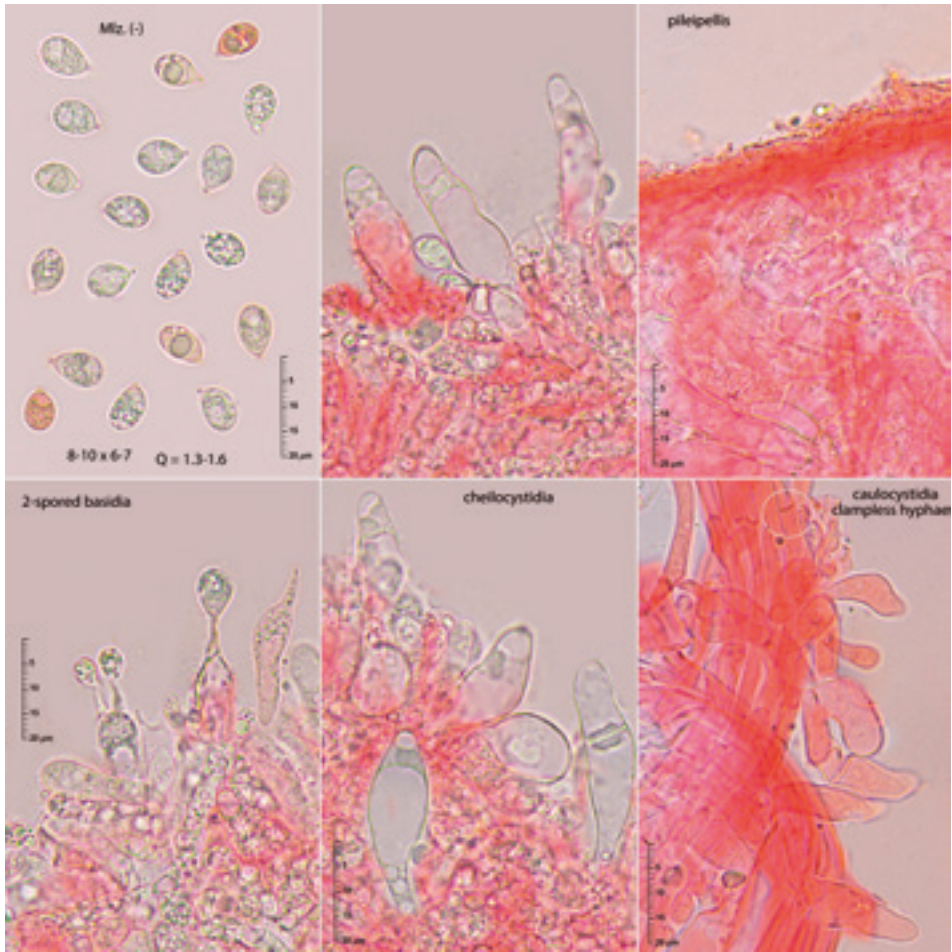
F56 *Lycopodium umbrinoides* ERD-7431.
Micrografía.



F57 *Lycoperdon umbrinoides* ERD-7431.
Espinas del exoperidio.



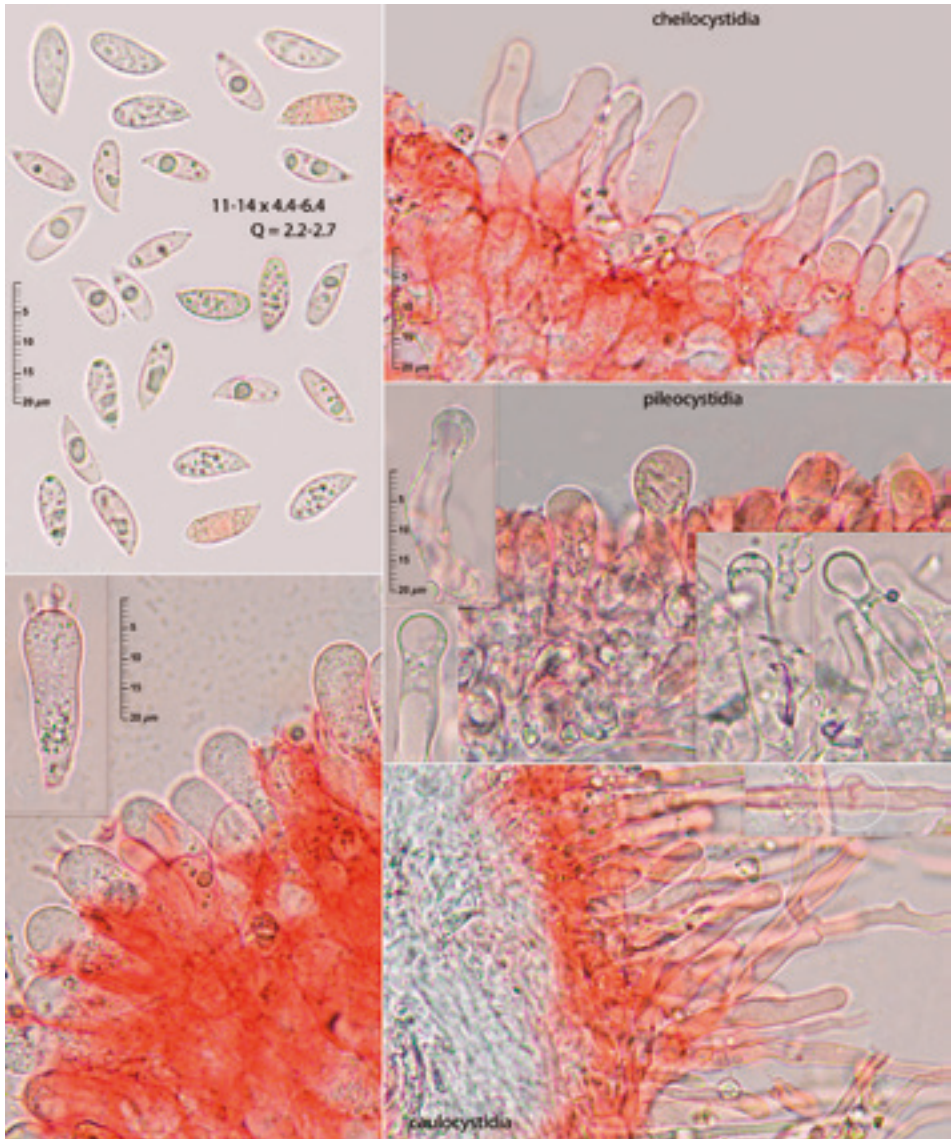
F58 *Phloeomana hiemalis* ERD-7372.



F59 *Phloeomana hiemalis* ERD-7372.
Micrografía.



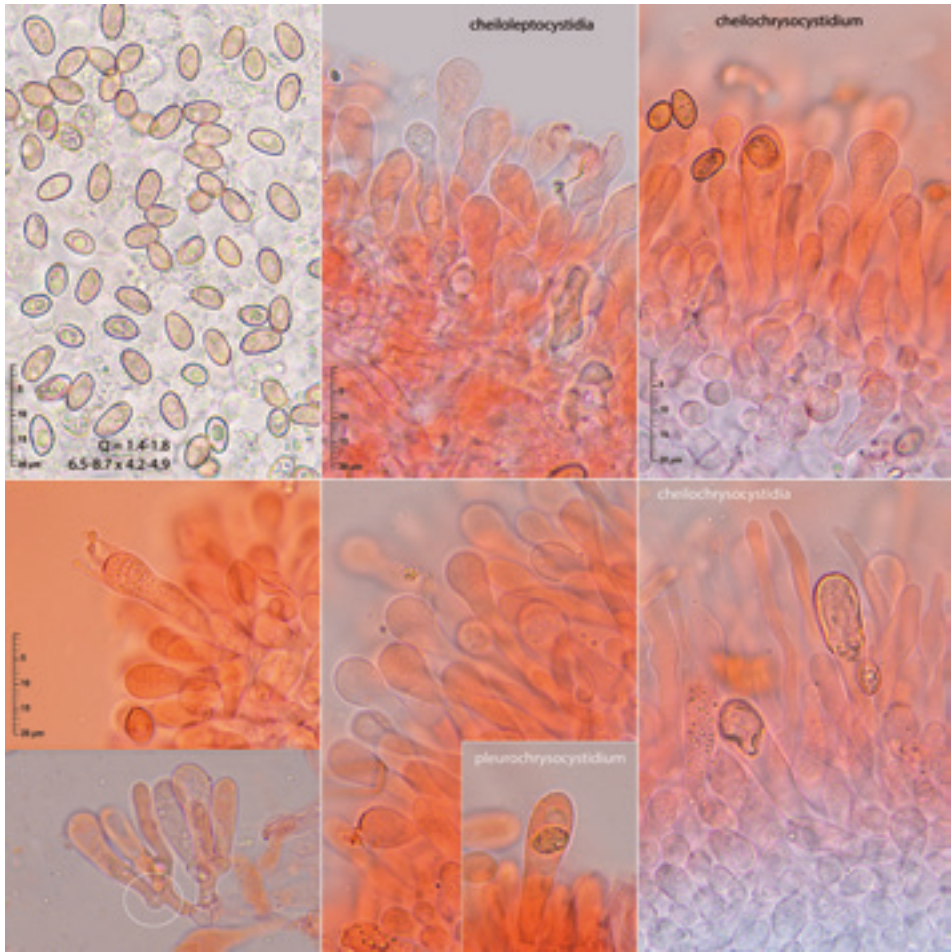
F60 *Resinomycena saccharifera* ERD-6785.



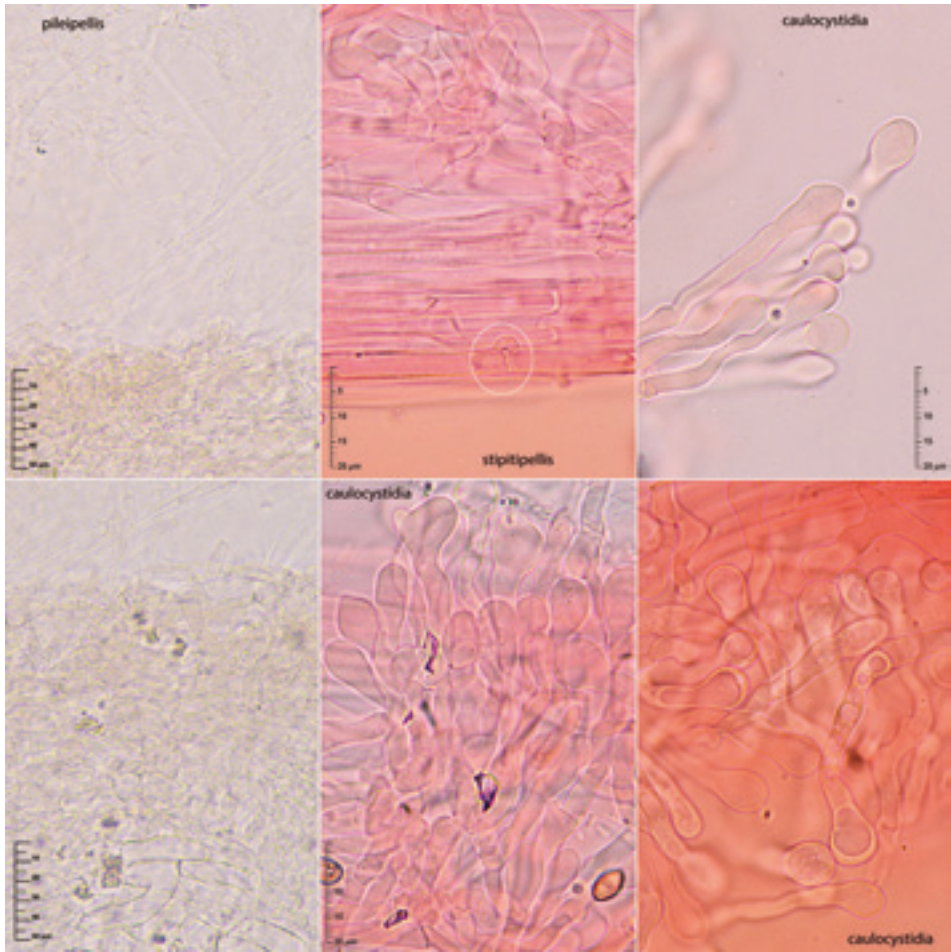
F61 *Resinomycena saccharifera* ERD-6785.
Micrografía.



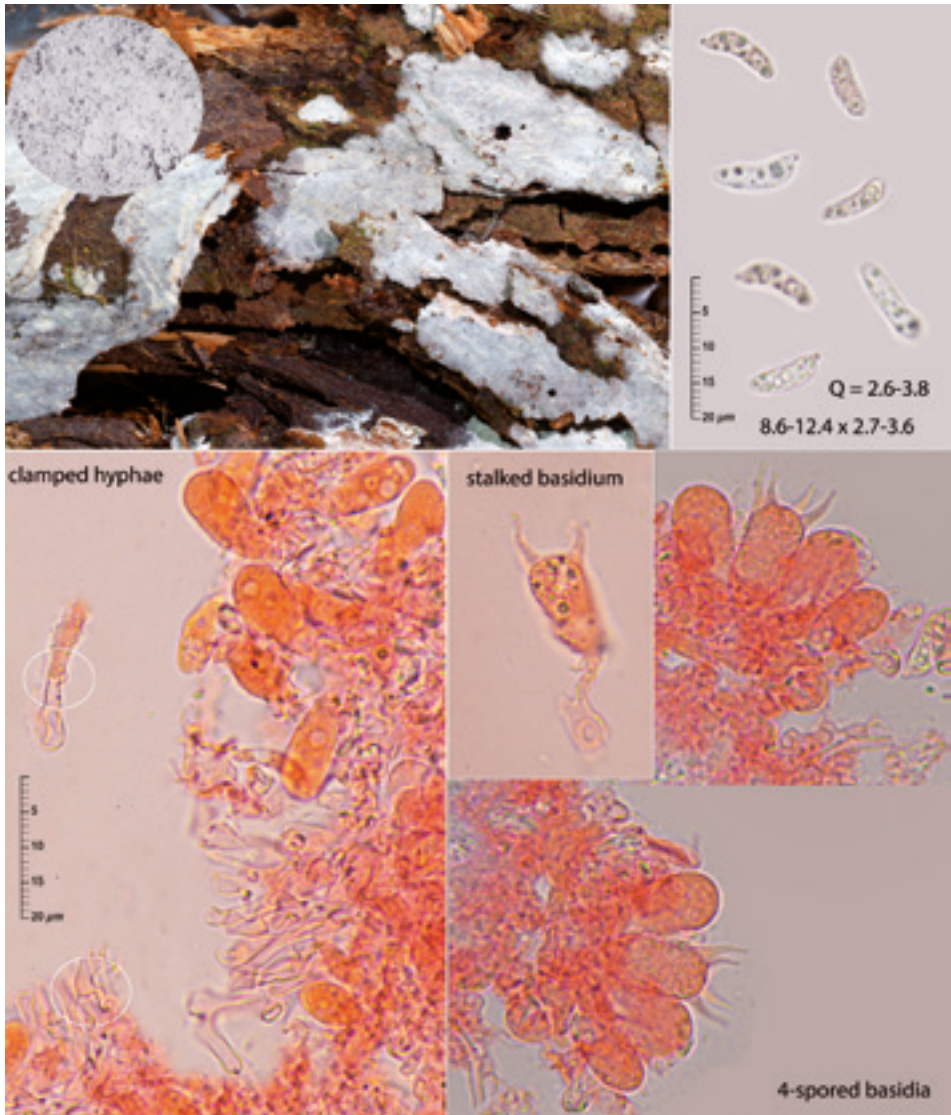
F62 *Stropharia inuncta* ERD-7404.
Foto S. Serrano.



F63 *Stropharia inuncta* ERD-7404.
Micrografía.



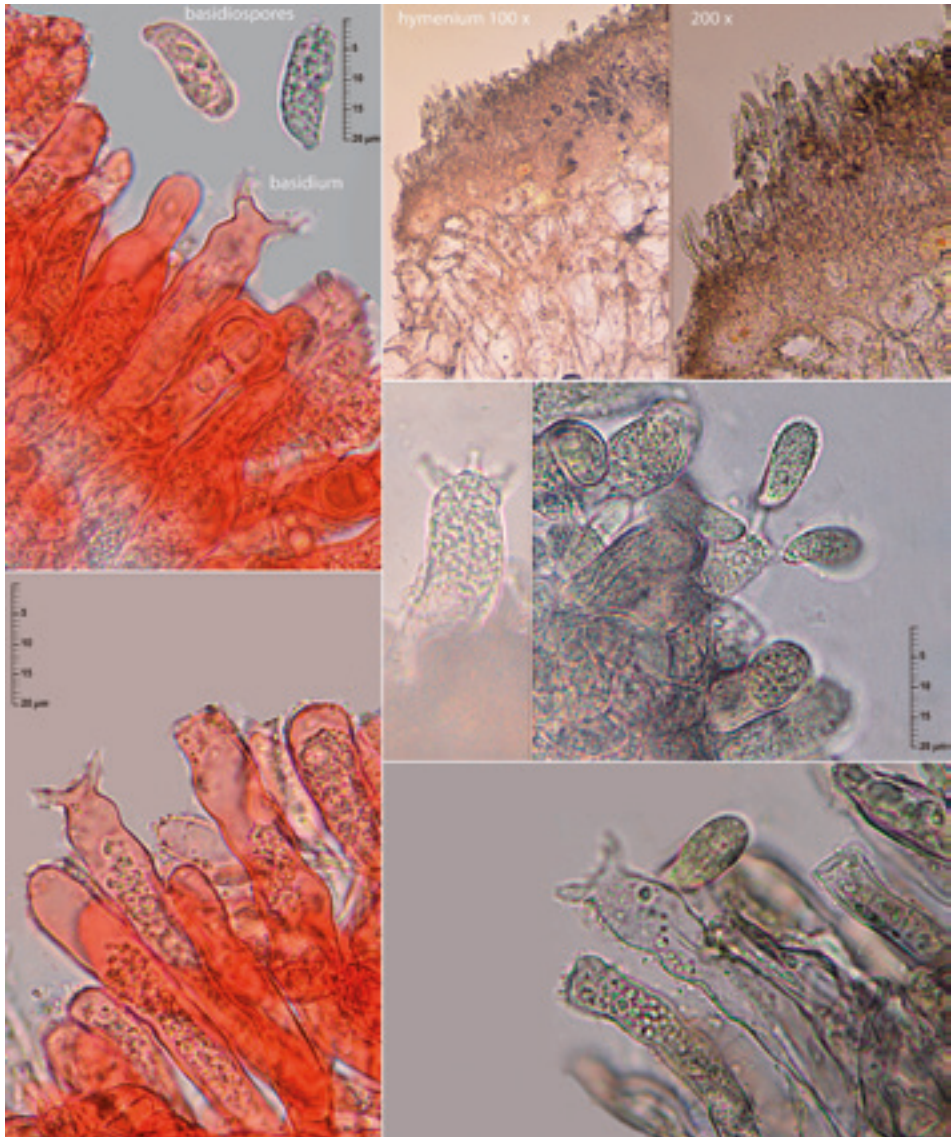
F64 *Stropharia inuncta* ERD-7404.
Micrografía.



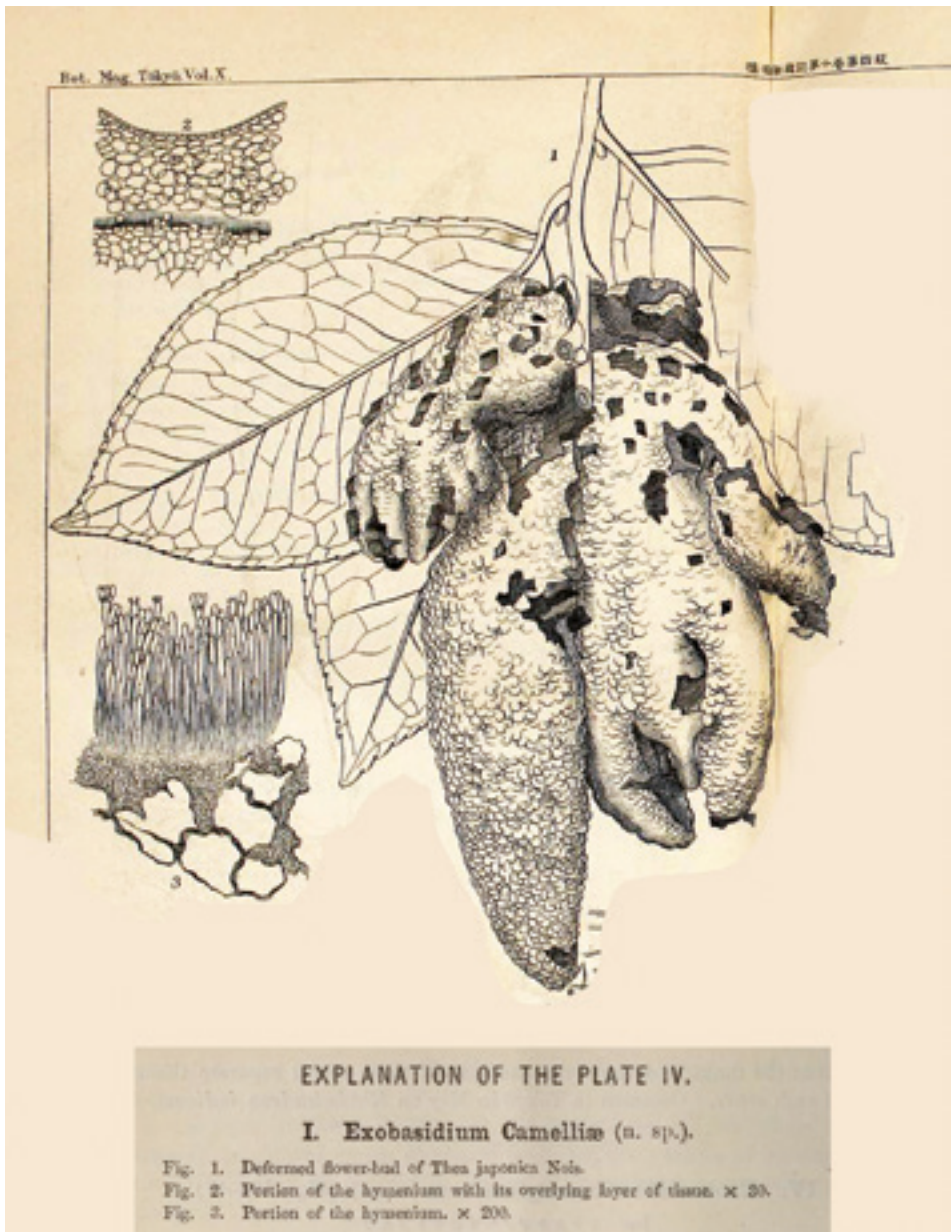
F65 *Athelopsis glaucina* ERD-7394.



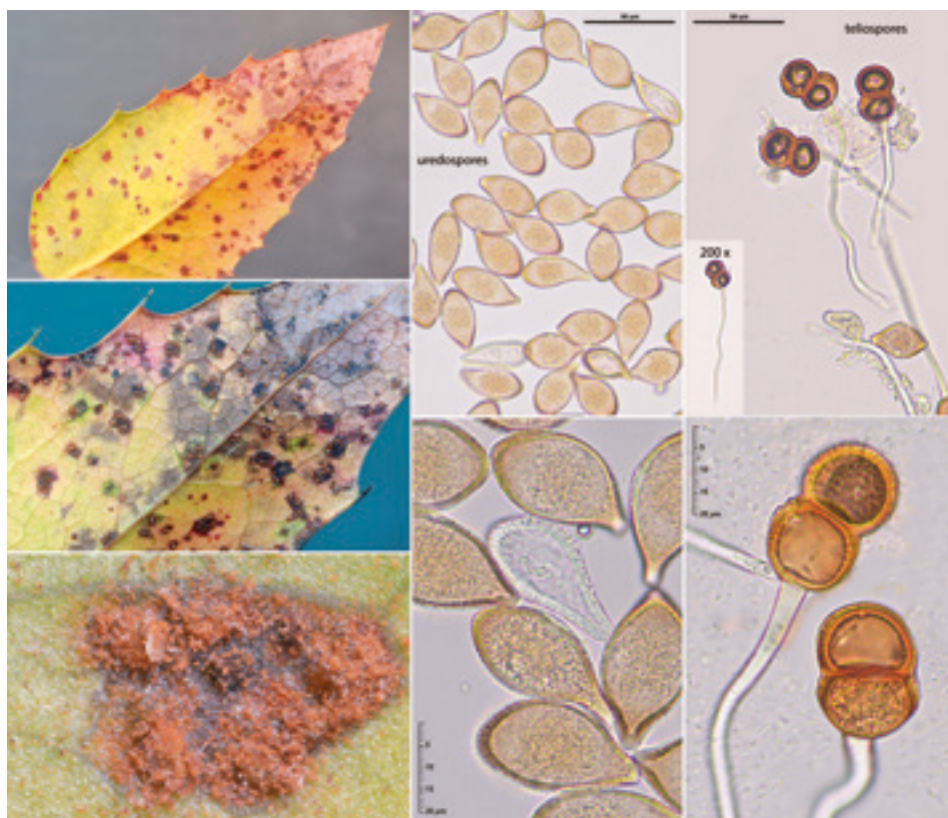
F66 *Exobasidium camelliae* ERD-7539.



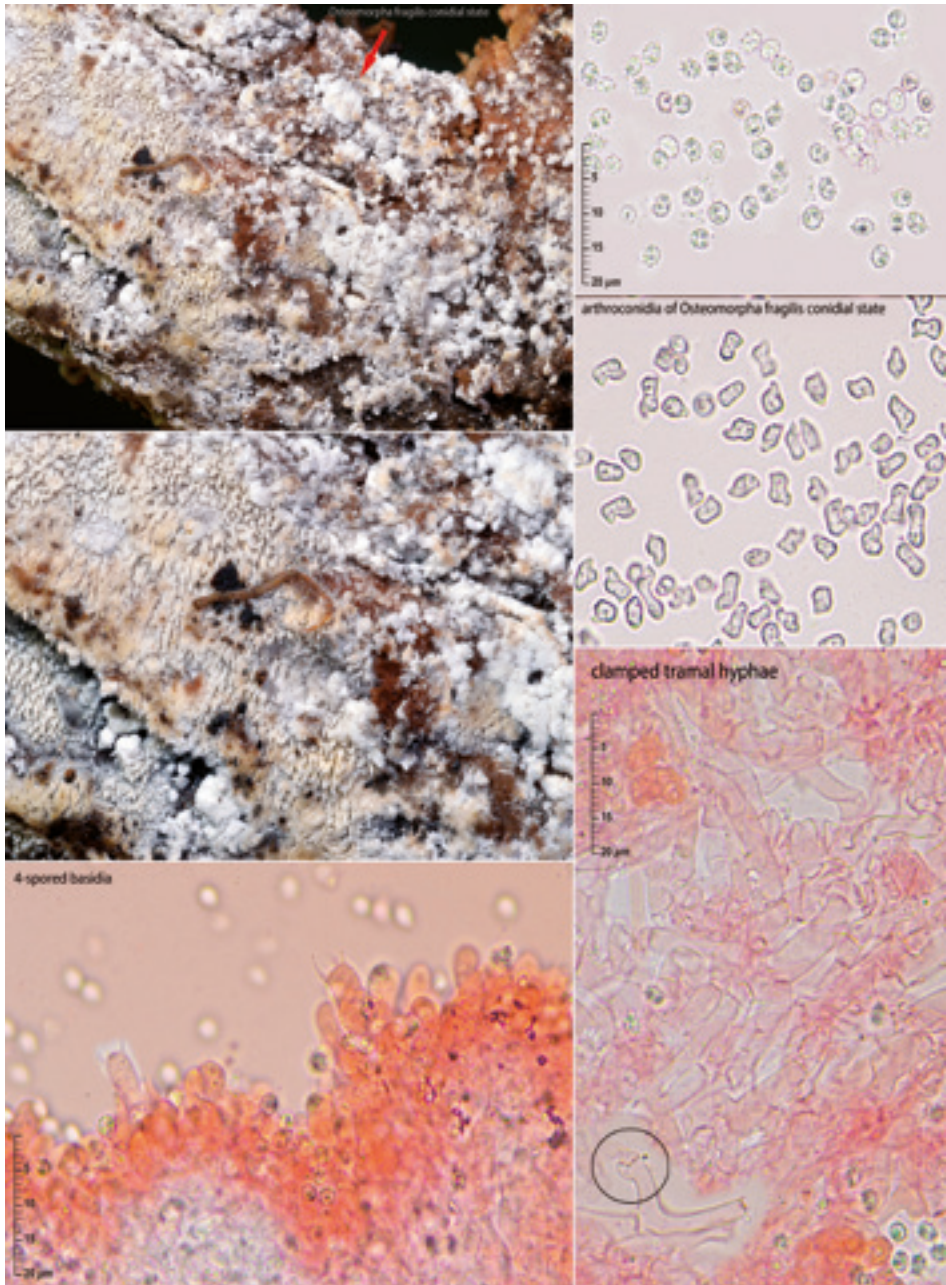
F67 *Exobasidium camelliae* ERD-7539.
Micrografía.



F68 *Exobasidium camelliae*.
The Botanical Magazine, Tokyo Vol. 10 (1896).



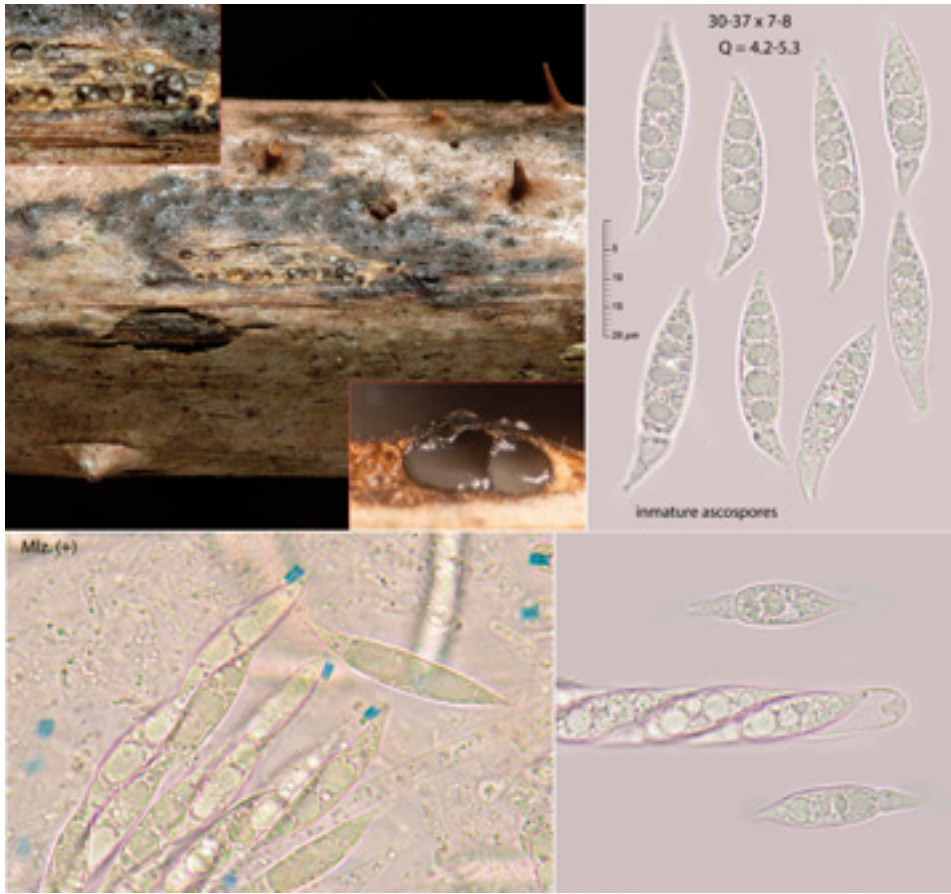
F69 *Cumminsella mirabilissima* ERD-7523.
Micrografía.



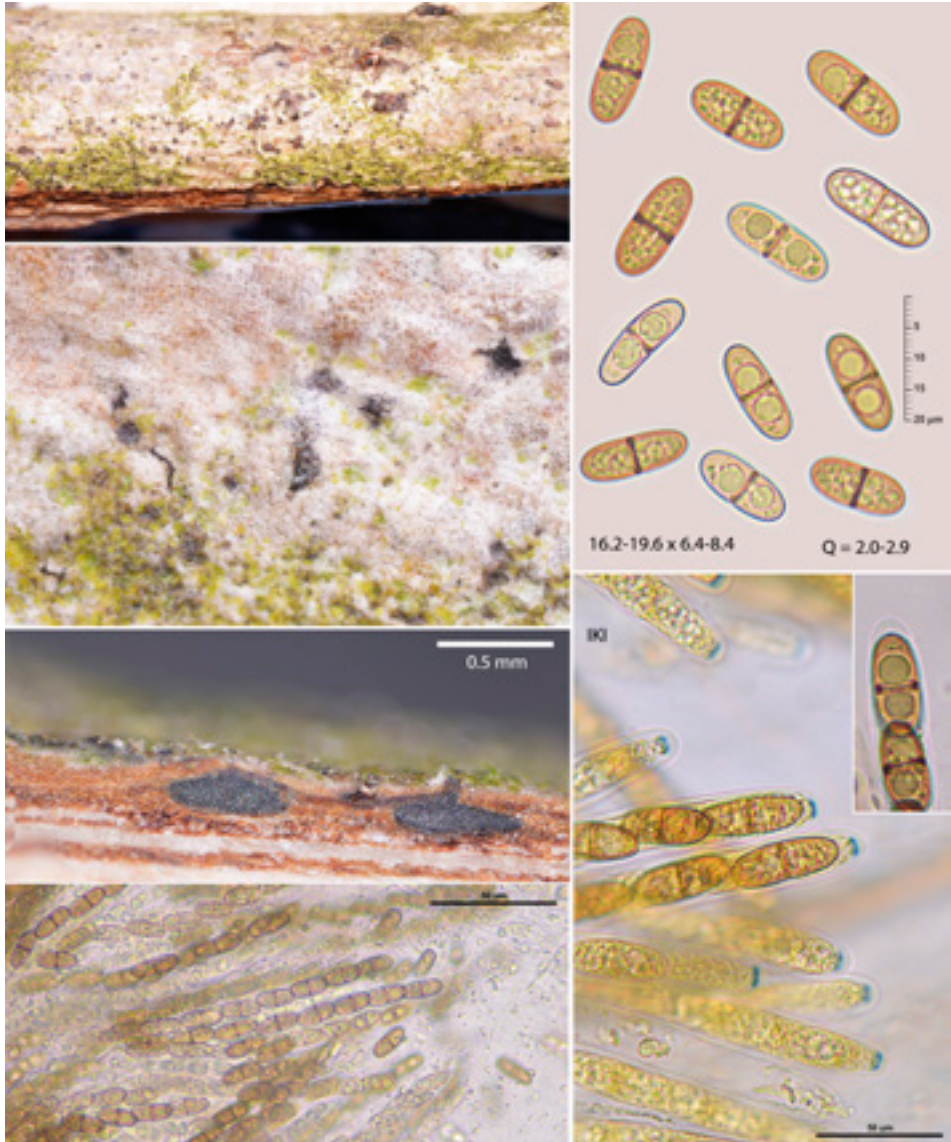
F70 *Trechispora stevensonii* ERD-7408.
Conidiomas (flecha roja)

Anexo fotográfico al catálogo II

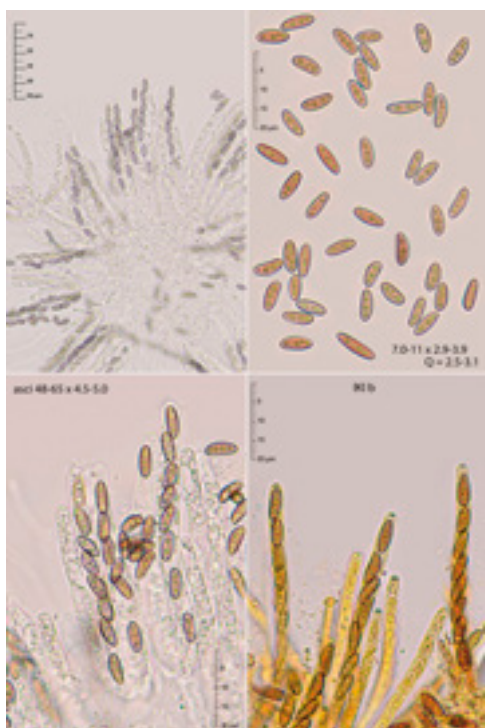
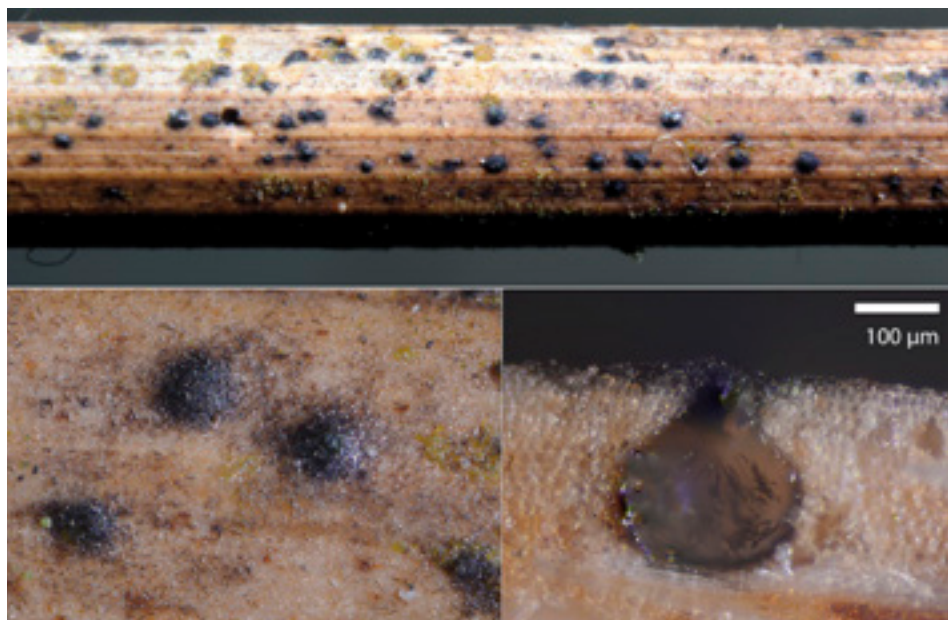
Edición digital



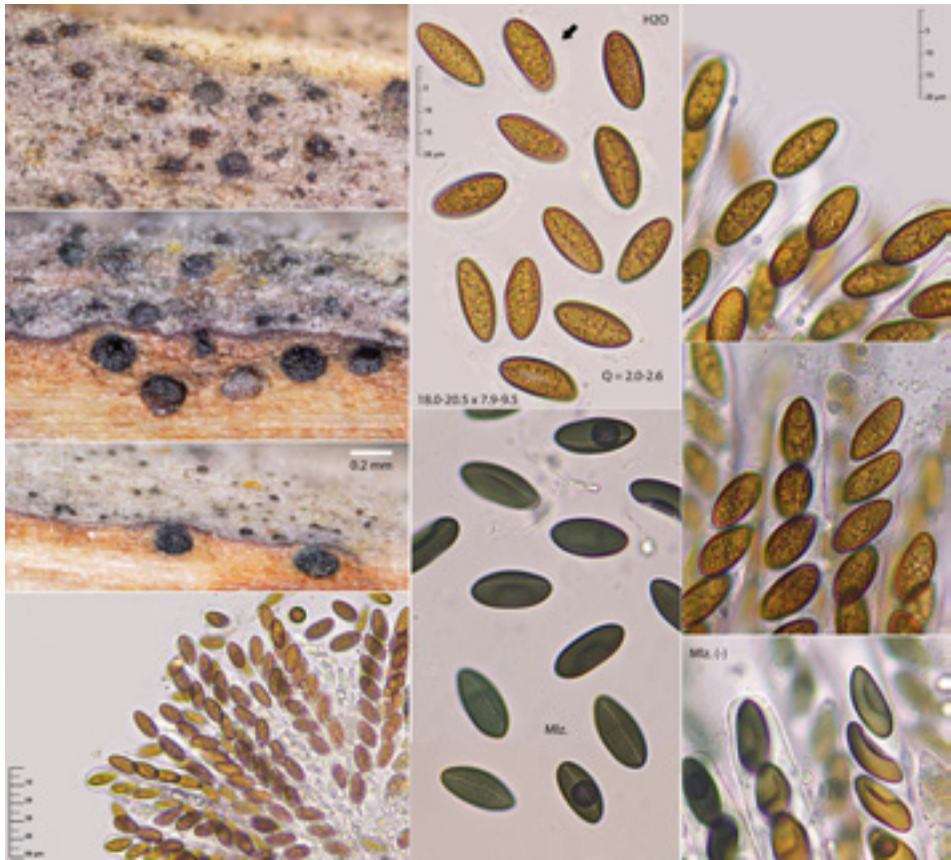
F71 *Alloanthostomella rubicola*
 (Speg. ex Sacc. & Trotter) Daranag, Camporesi & K.D. Hyde



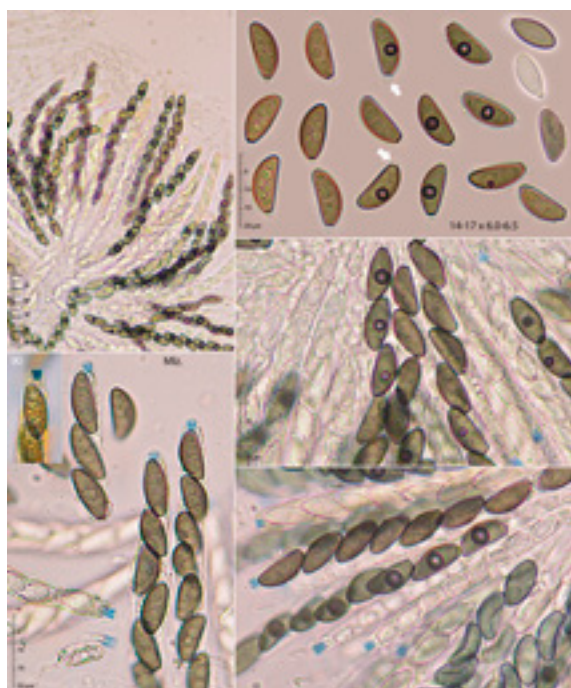
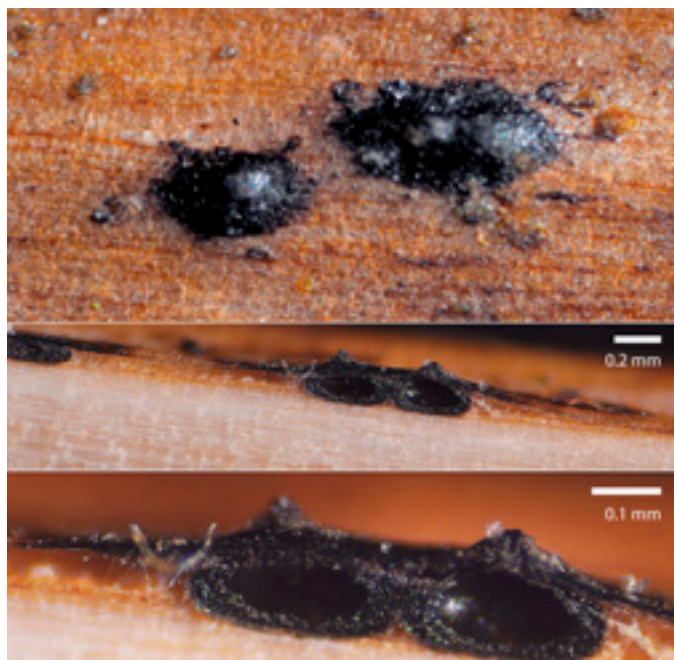
F72 *Amphisphaeria multipunctata*
(Fuckel) Petrak



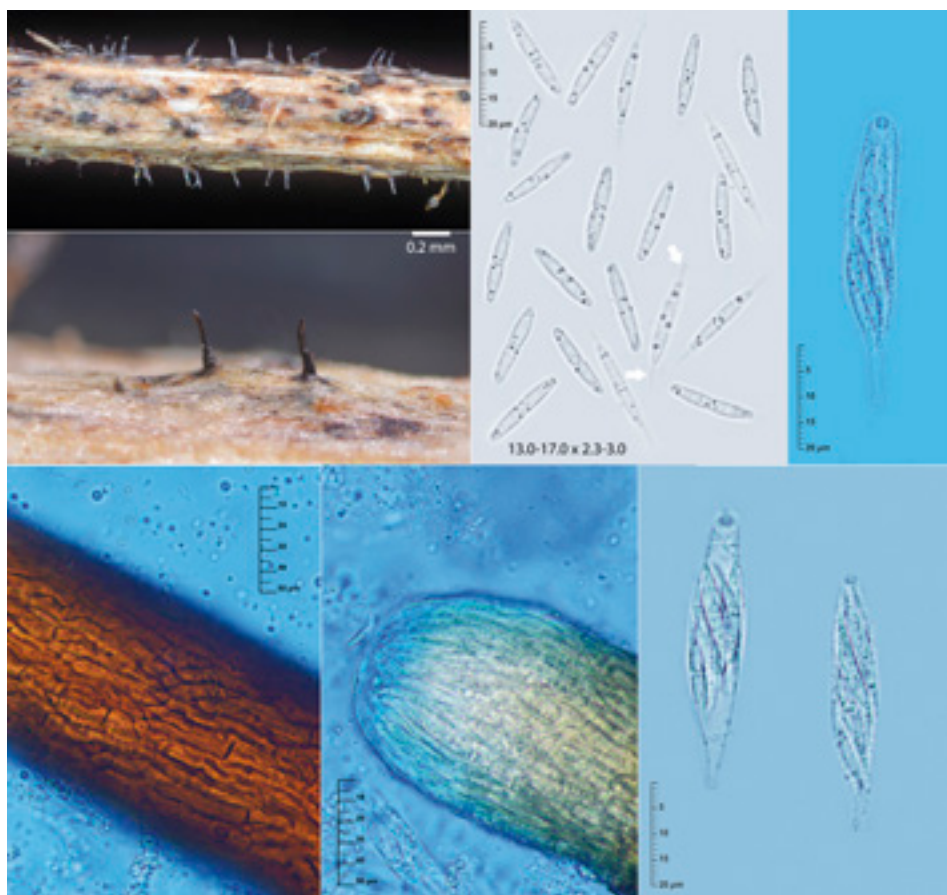
F73 *Anthostomella punctulata*
(Roberge ex Desm.) Sacc.



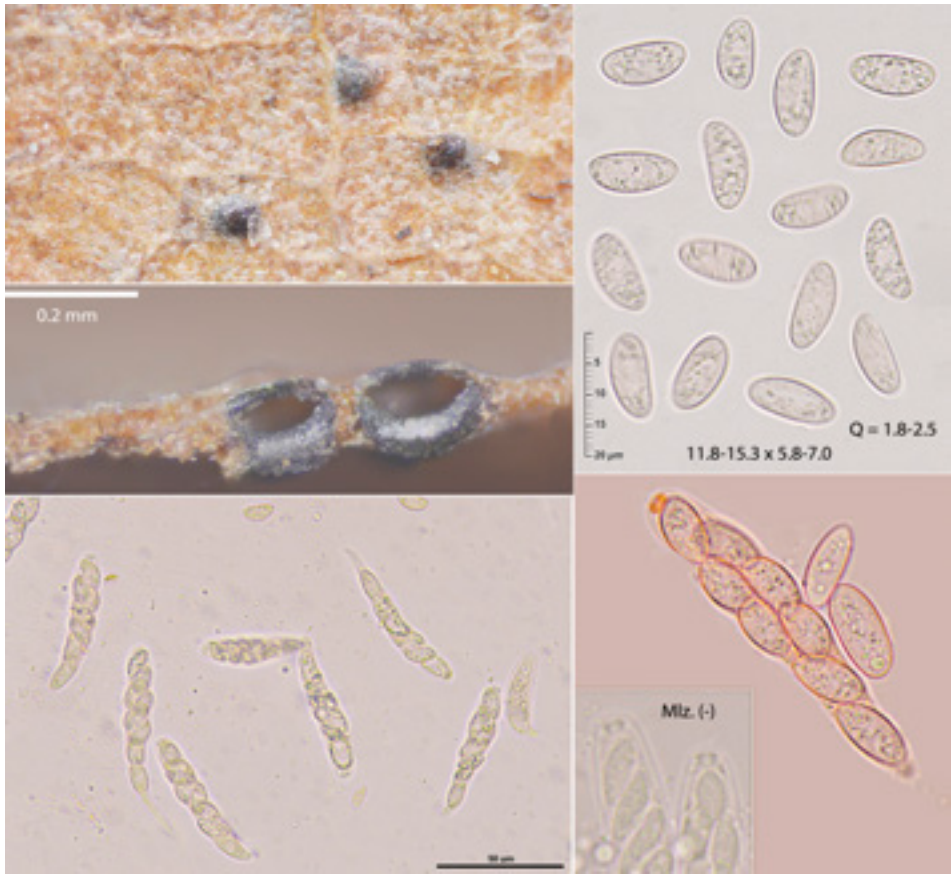
F74 *Anthostomella smilacis*
Fabre



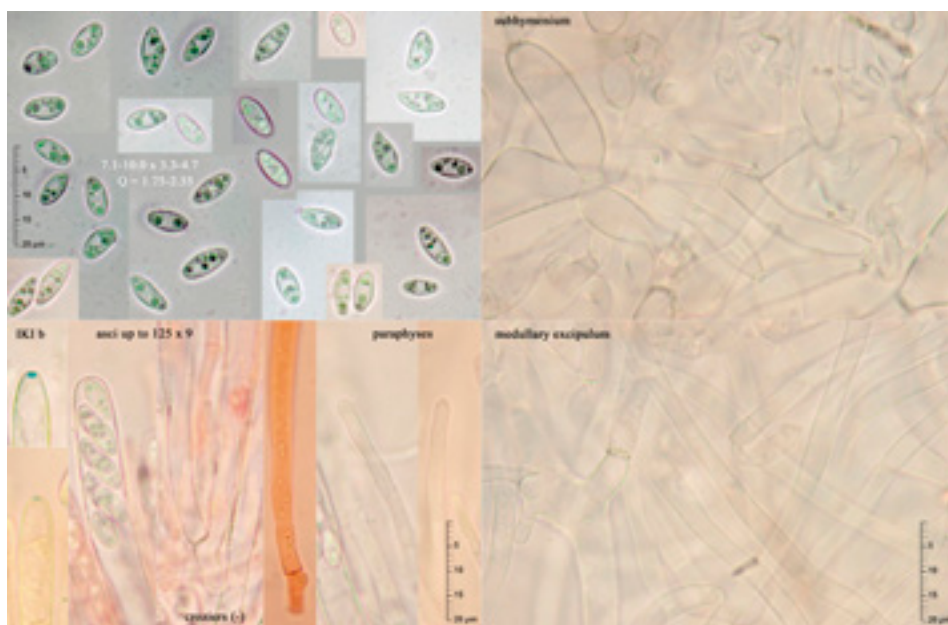
F75 *Anthostomella tomicoides*
Sacc.



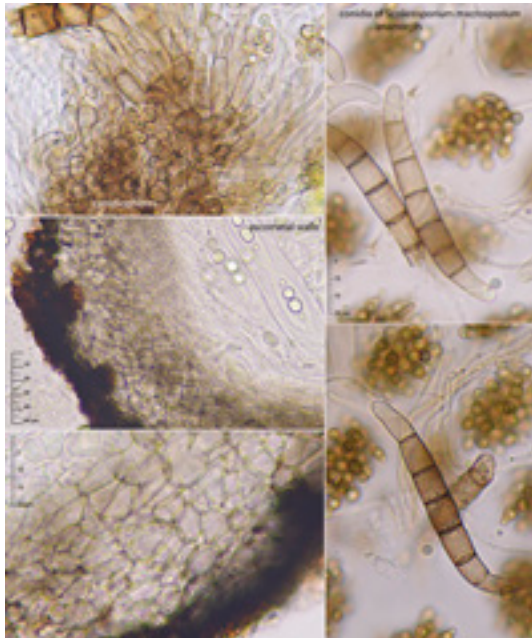
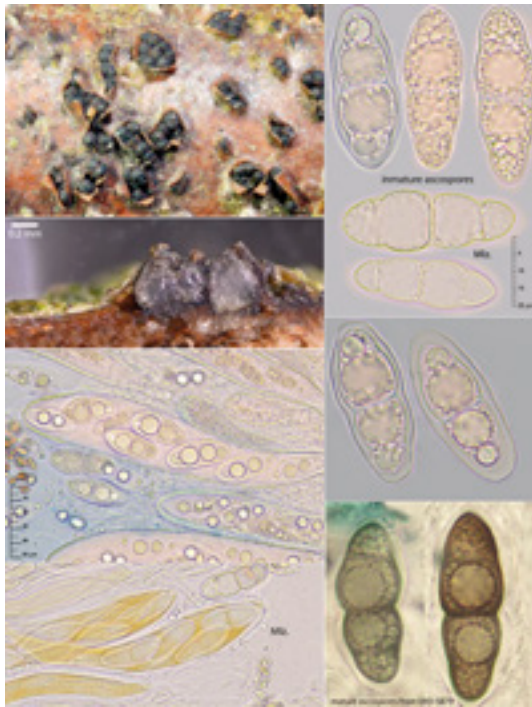
F76 *Apiognomonium hystrix*
(Tode) Sogonov



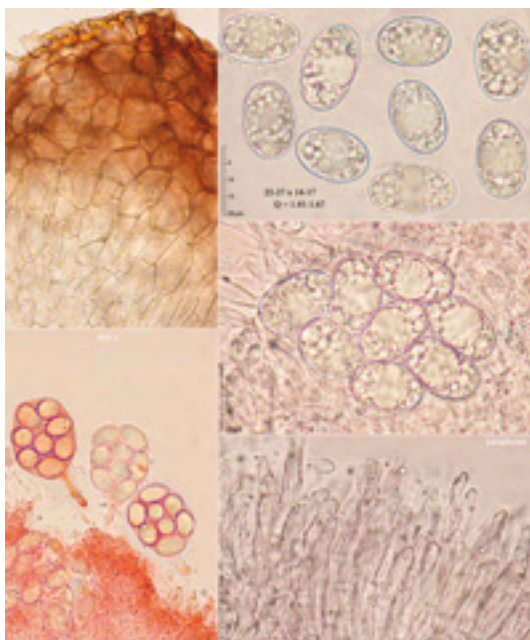
F77 *Apiosporopsis carpinea*
(Fr.) Mariani



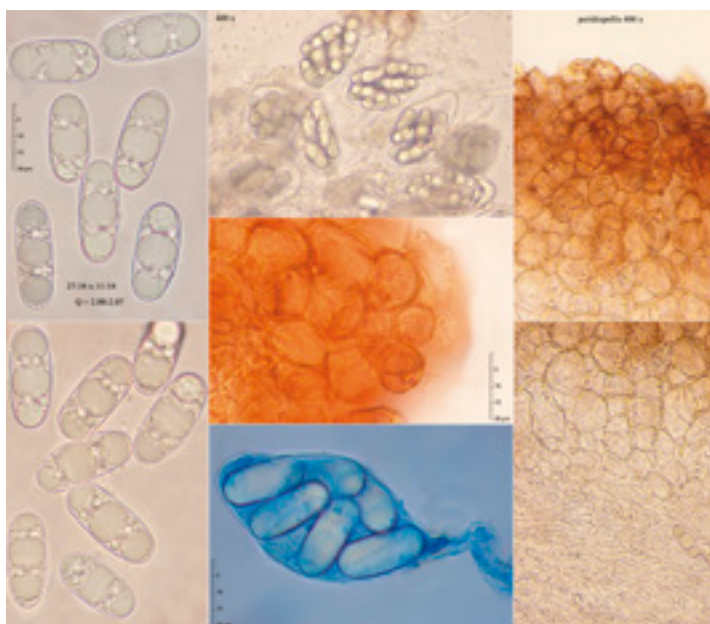
F78 *Ascotremella faginea*
(Peck) Seaver



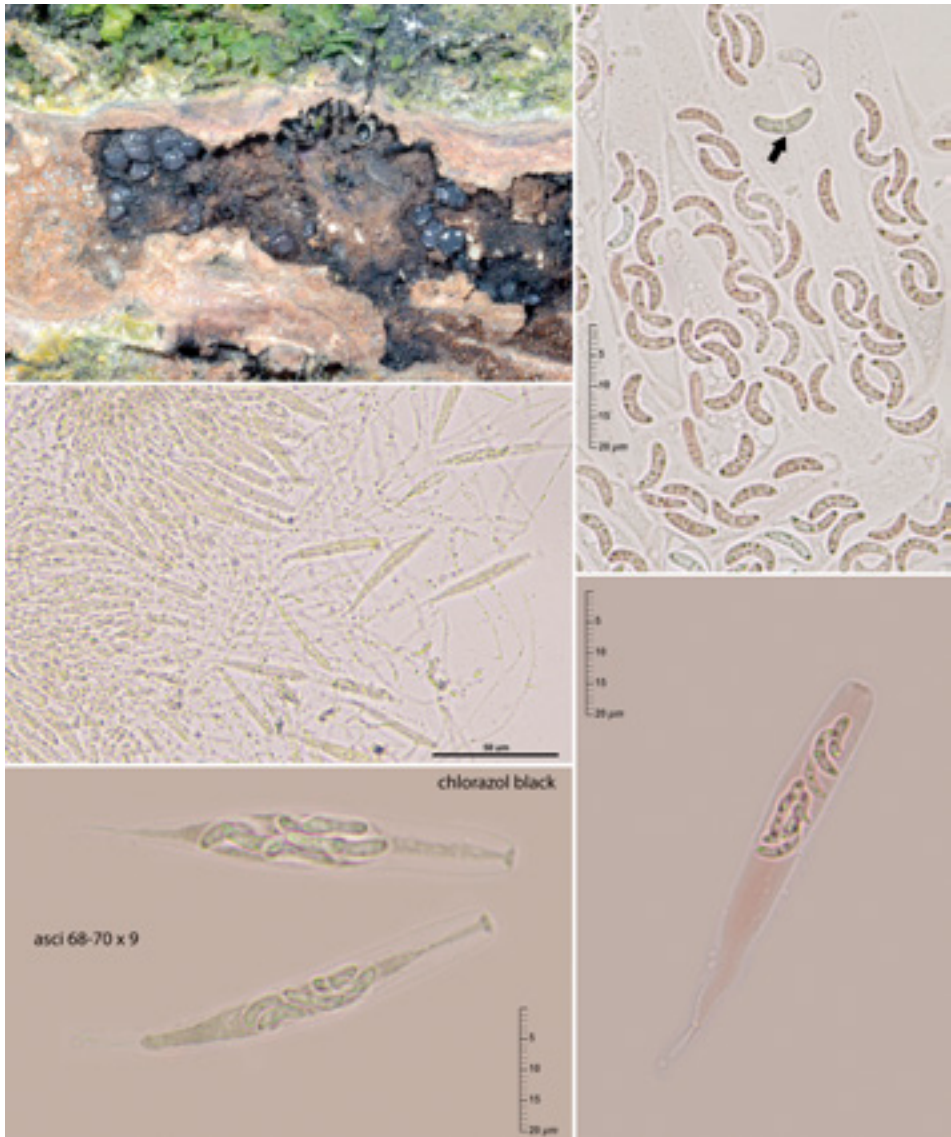
F79 *Asteromassaria macrospora*
(Desm.) Höhn.



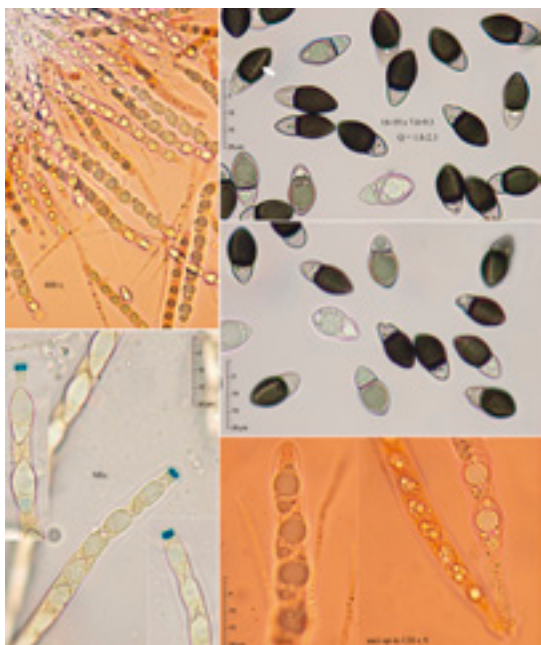
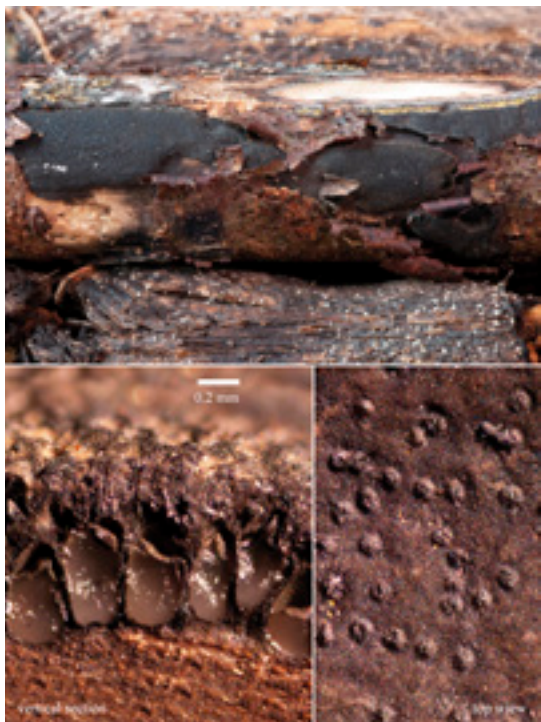
F80 *Balsamia polysperma*
Vittad.



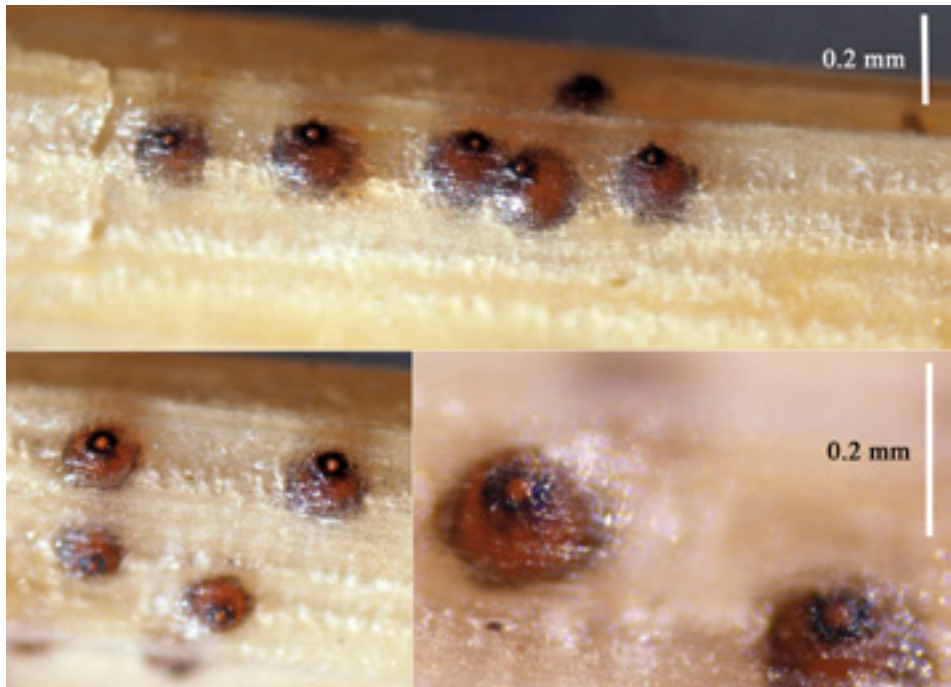
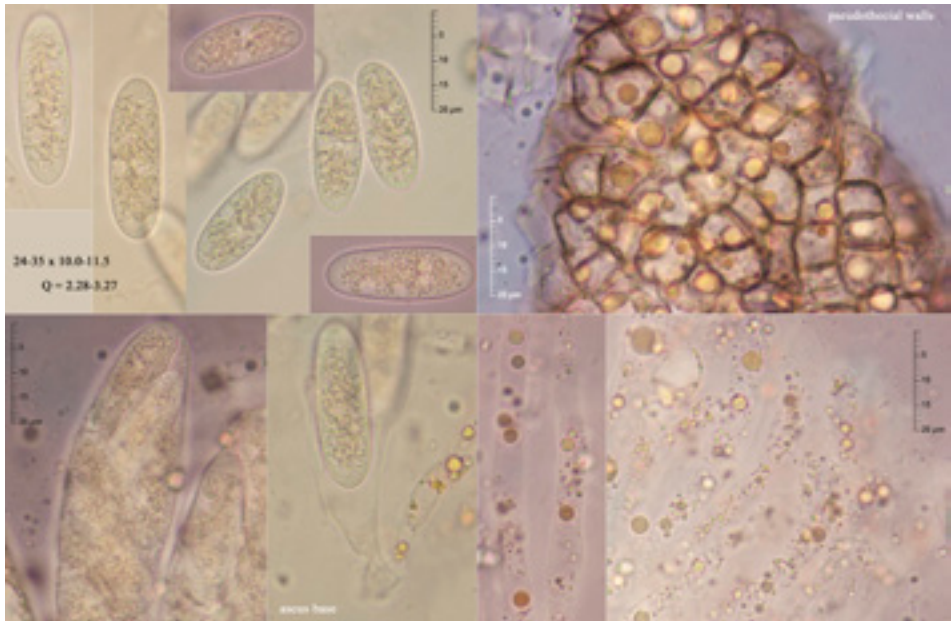
F81 *Balsamia vulgaris*
Vittad.



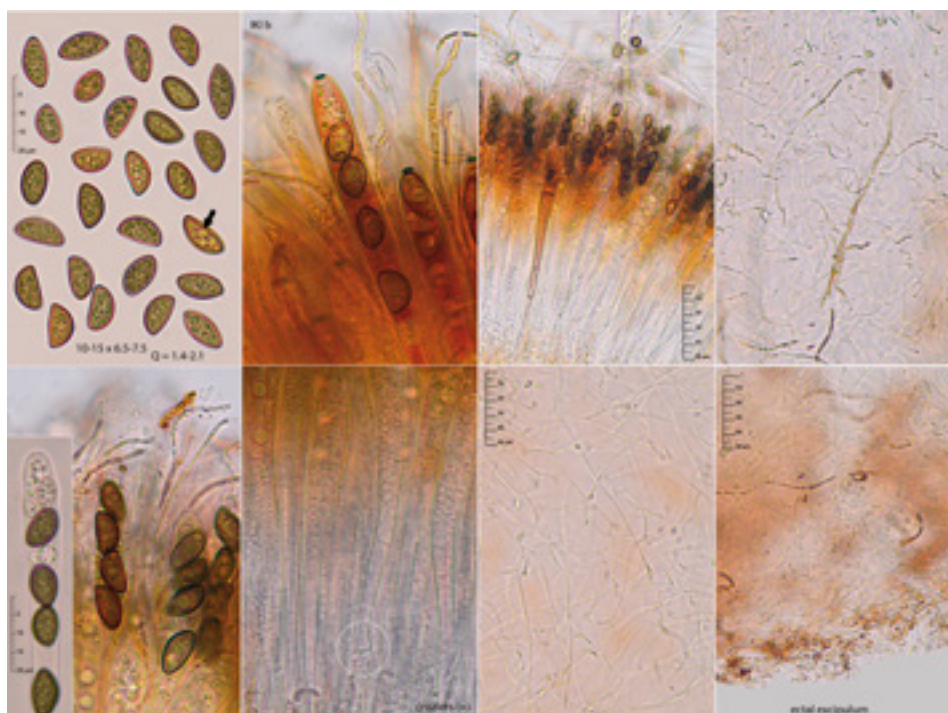
F82 *Barbatosphaeria dryina*
(Curr.) Réblová



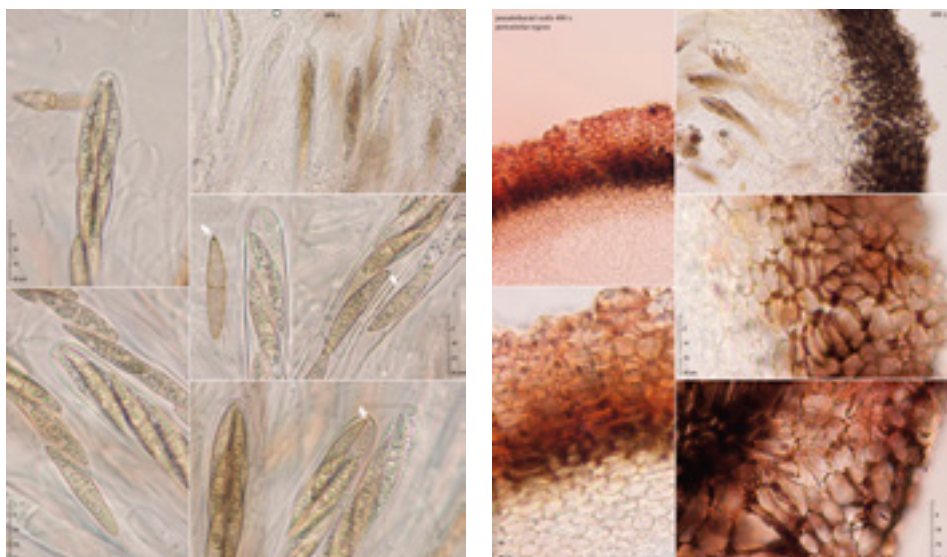
F83 *Biscogniauxia anceps*
(Sacc.) J. D. Rogers, Y.-M. Ju, & Cand.



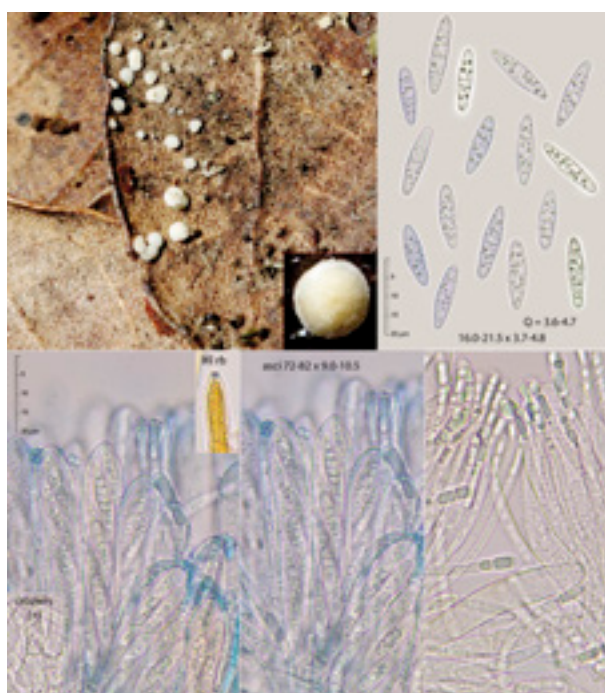
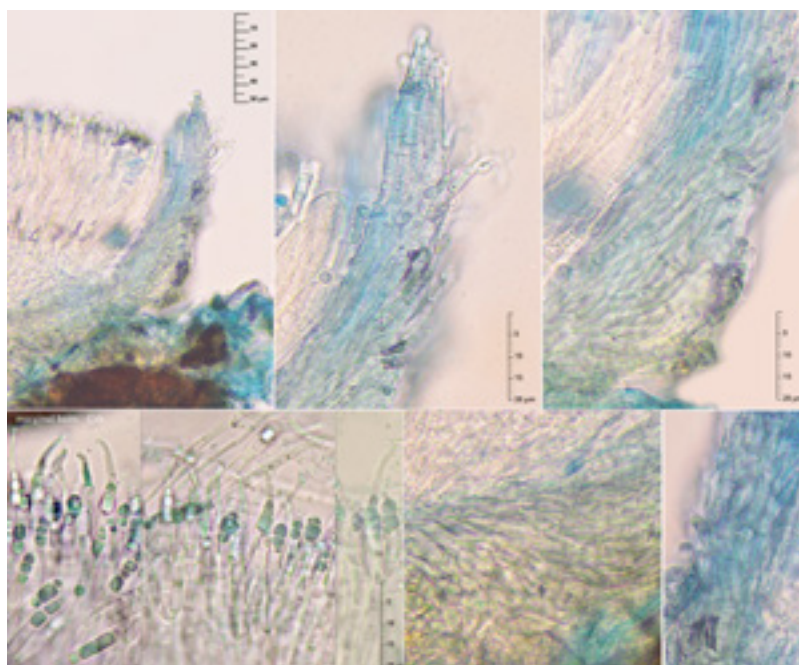
F84 *Botryosphaeria festucae*
(Lib.) Arx & E. Müll.



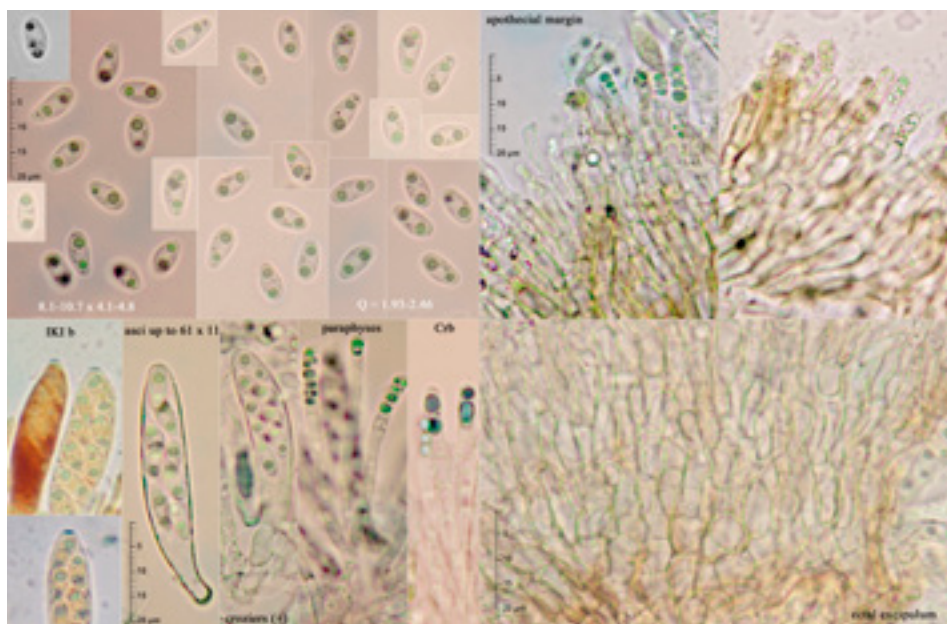
F85 *Bulgaria inquinans*
(Pers.) Fr.



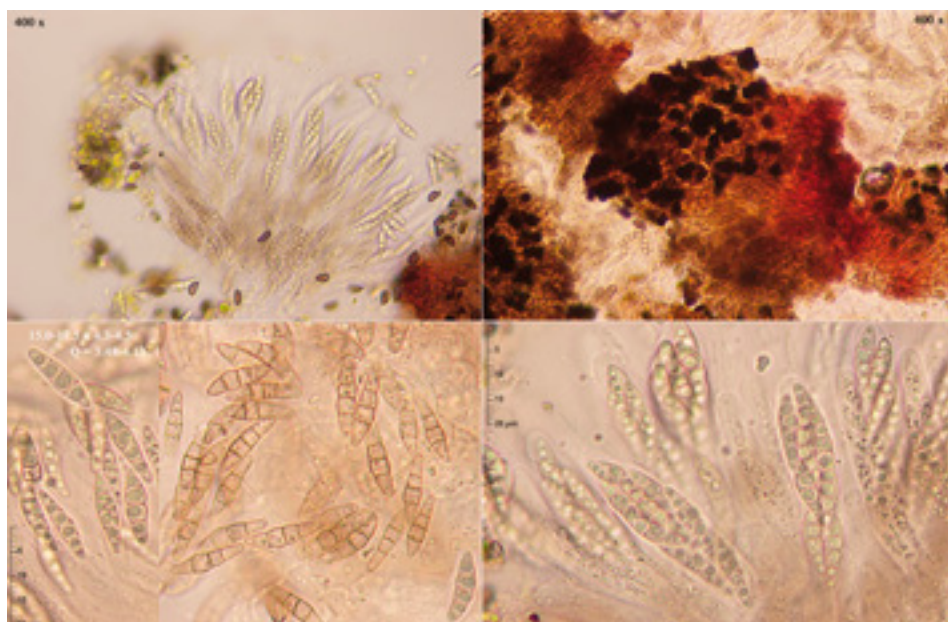
F86 *Byssosphaeria schiedermayeriana*
(Fuckel) M.E. Barr



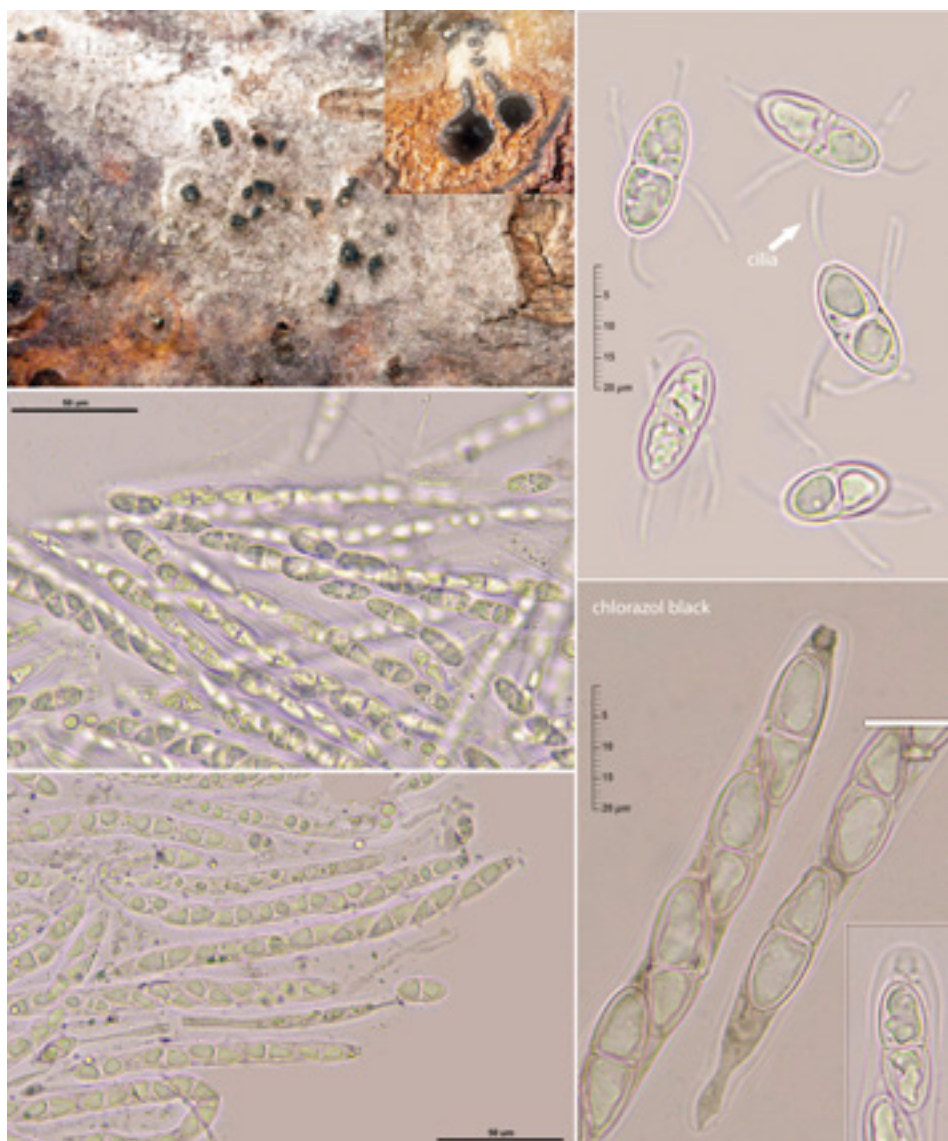
F87 *Calycellina albida*
(Gretl & Cruz.)
R. Galán & G. Moreno



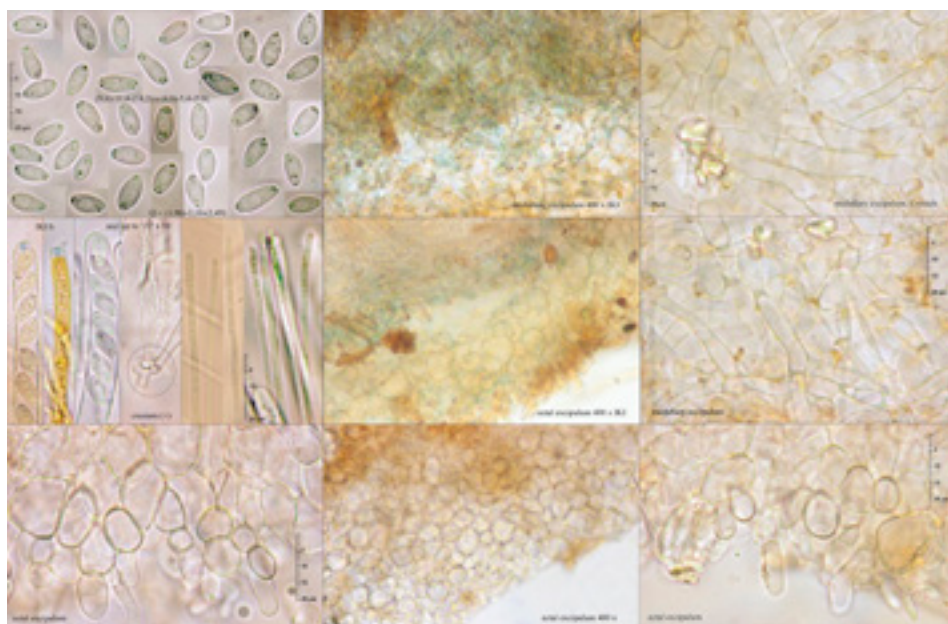
F88 *Calycellina spiraeae*
(Roberge ex Desm.) Dennis



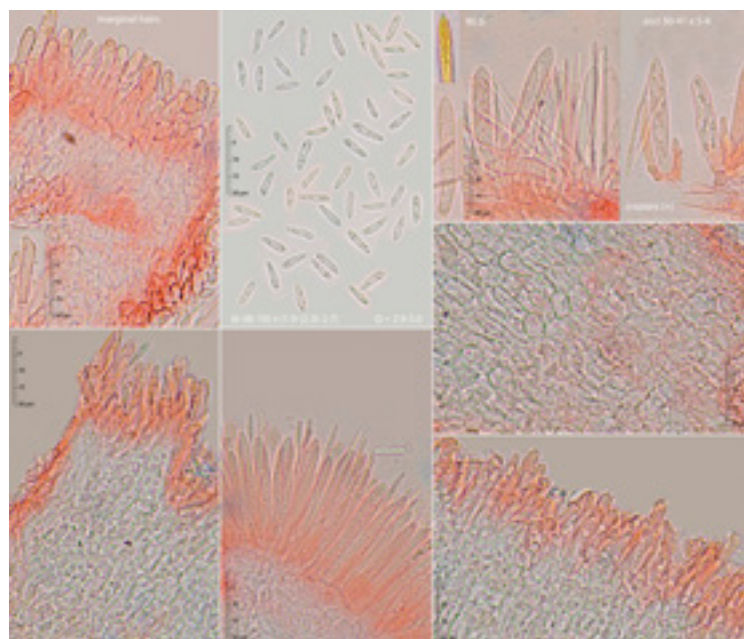
F89 *Capronia parasitica*
(Ellis & Everh.)
E. Müll., Petrini



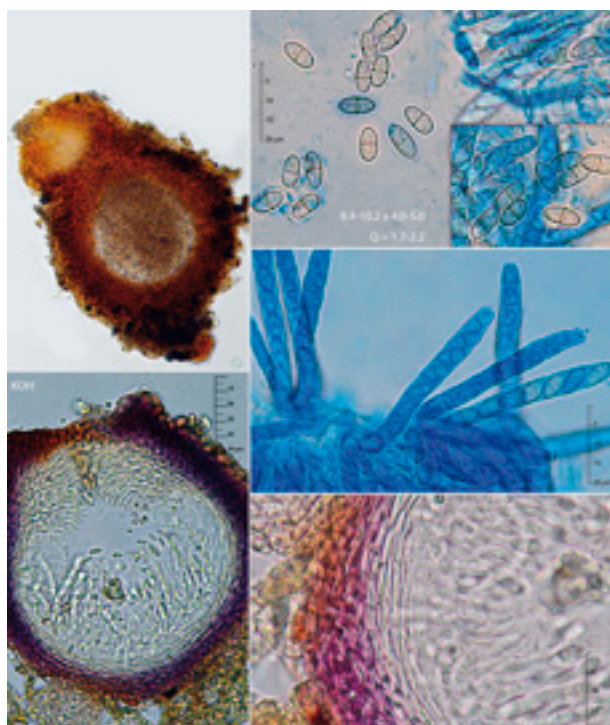
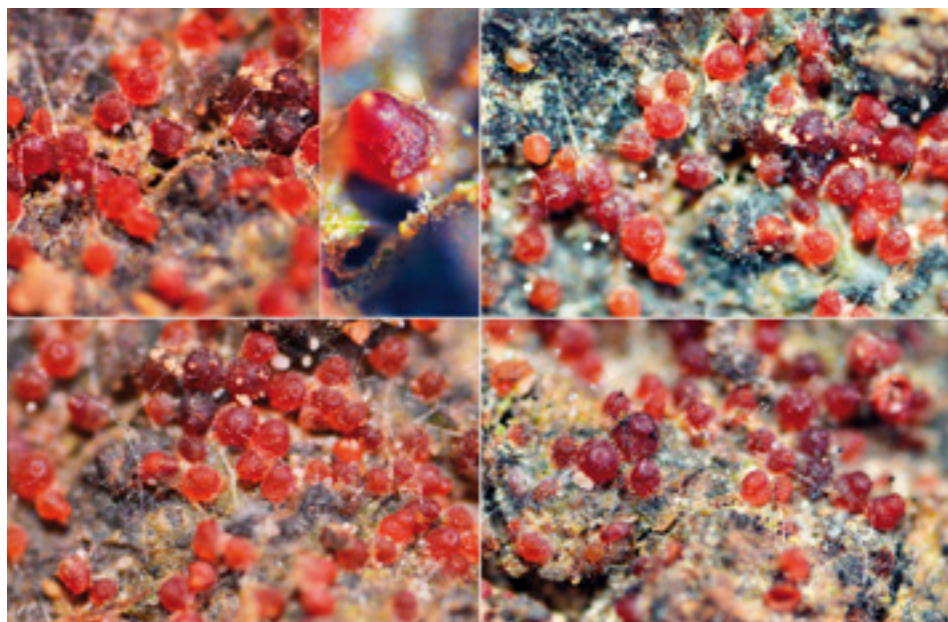
F90 *Caudospora taleola*
(Fr.) Starbäck



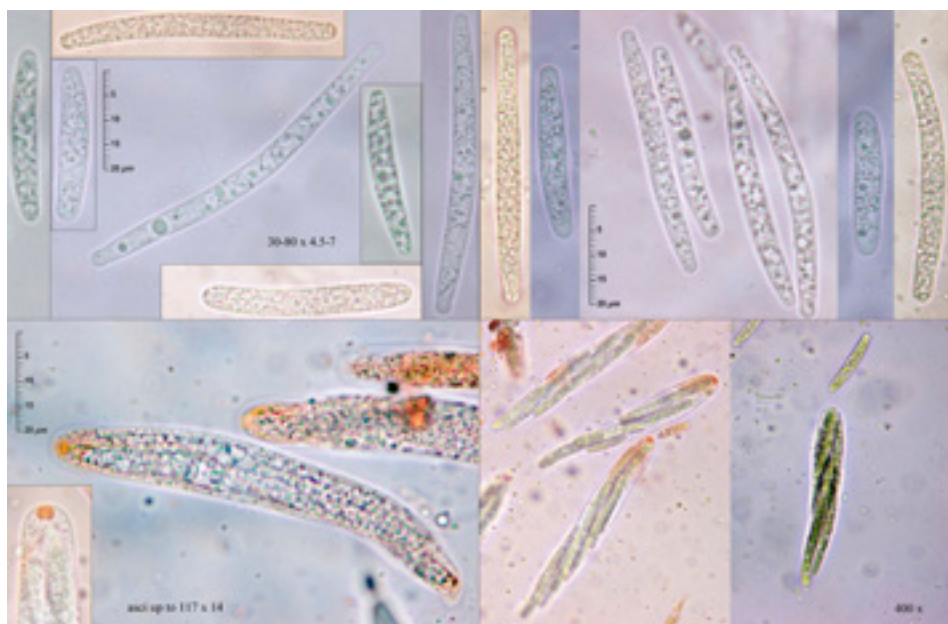
F91 *Ciborinia camelliae*
L.M. Kohn



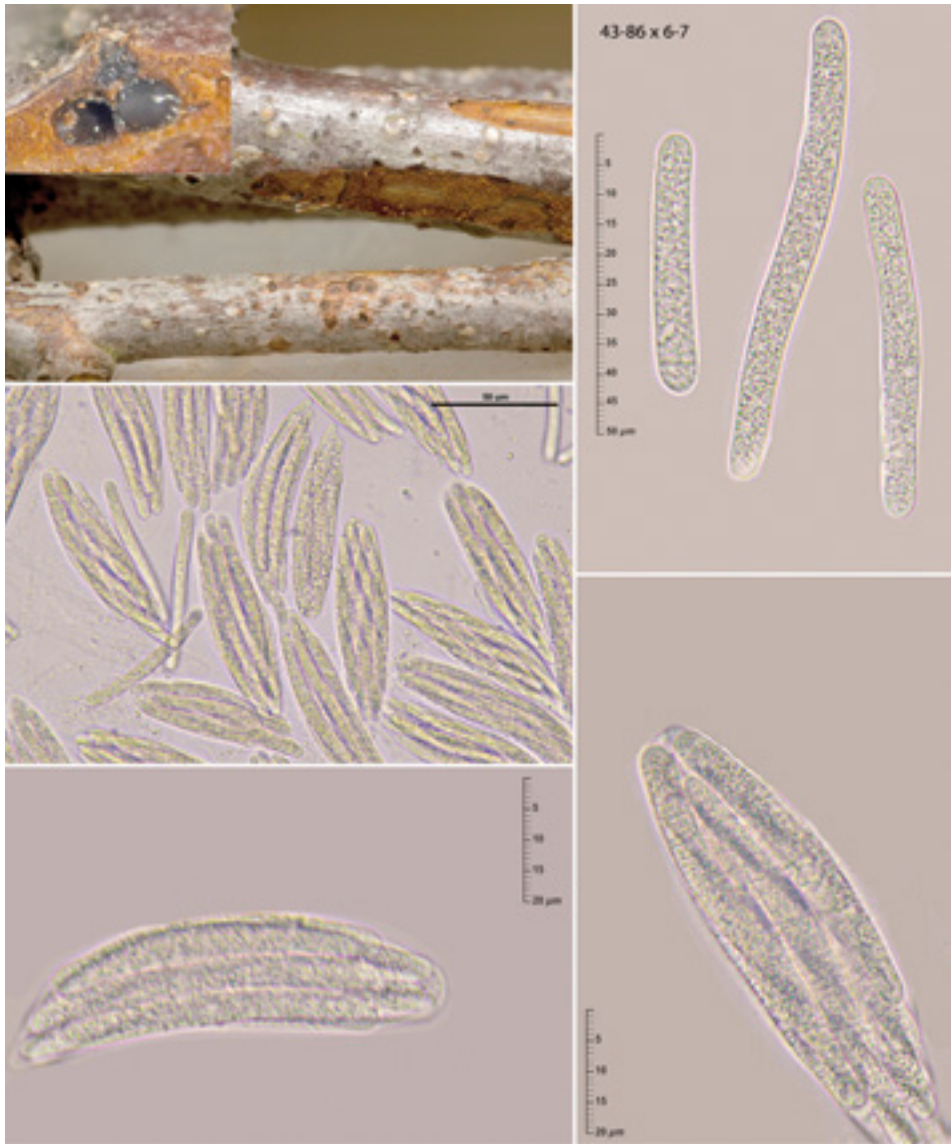
F92 *Cistella grevillei*
(Berk.) Raschle



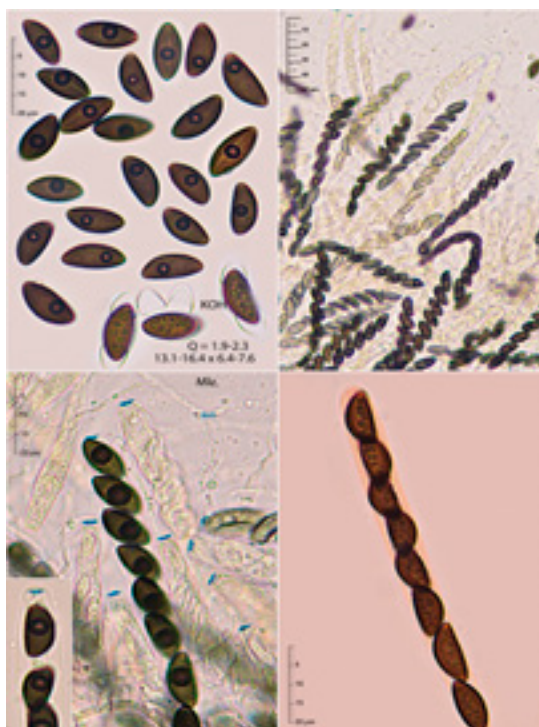
F93 *Cosmospora episphaeria*
(Tode) Rossman & Samuels



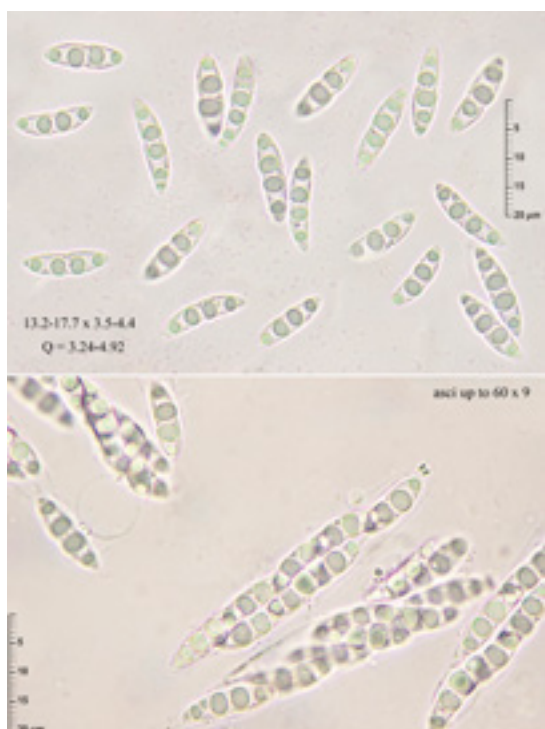
F94 *Cryptosporrella betulae*
(Tul. & C. Tul.) L.C. Mejía & Castl.



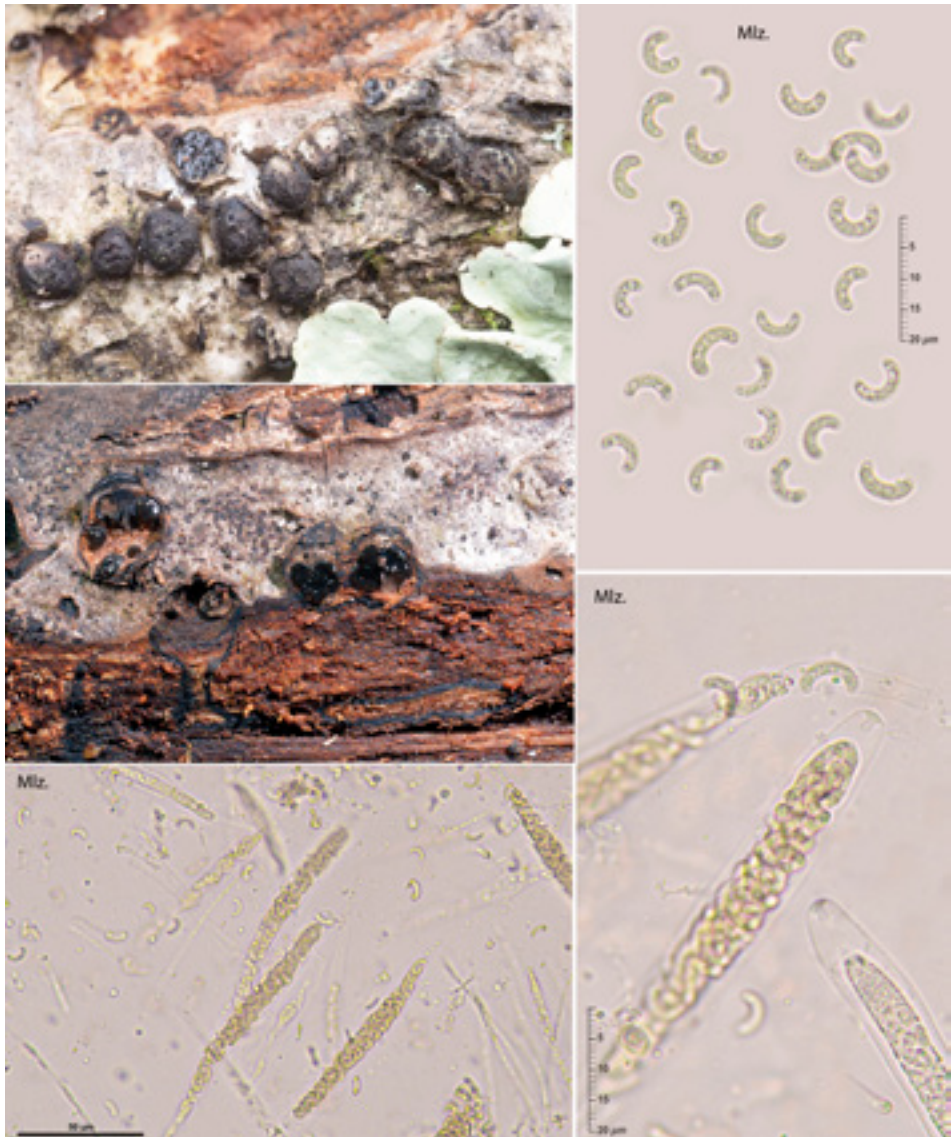
F95 *Cryptosporrella suffusa*
(Fr.) L.C. Mejía & Castl.



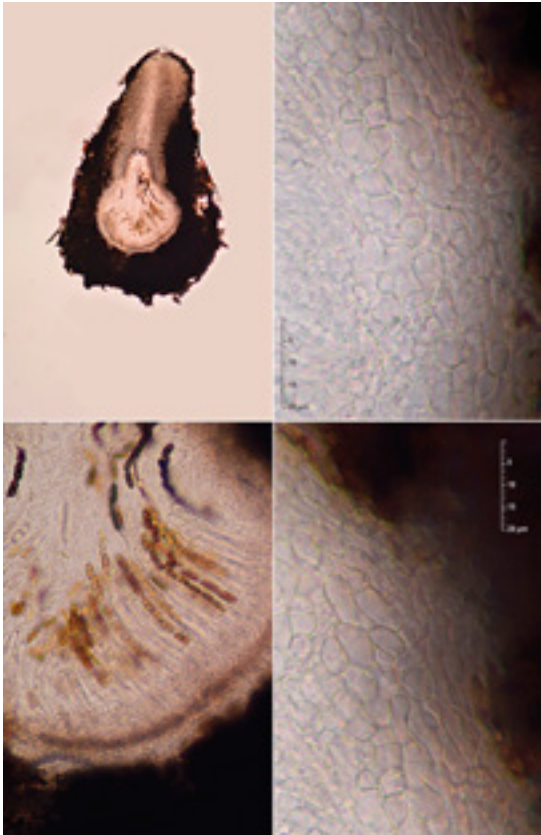
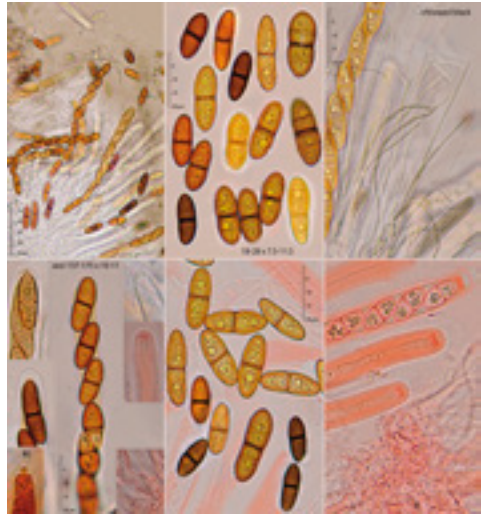
F96 *Daldinia childiae*
J.D. Rogers & Y.M. Ju



F97 *Diaporthe strumella*
(Fr.) Fucke



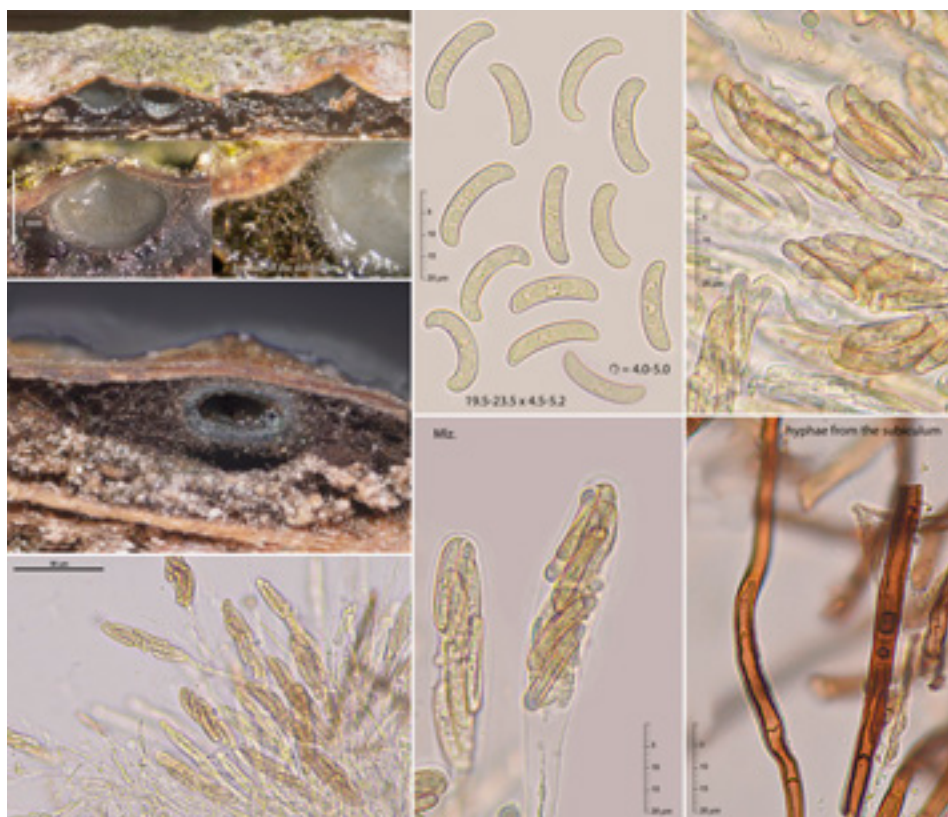
F98 *Diatrypeella quercina*
(Pers.) Cooke



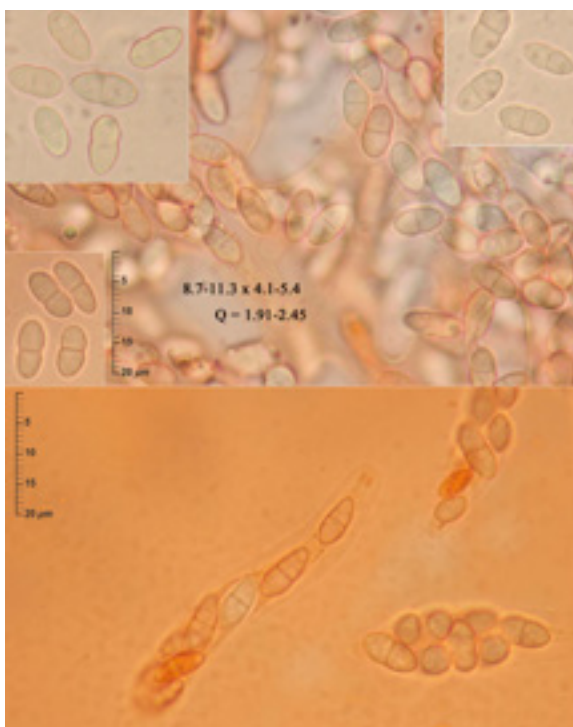
F99 *Didymosphaeria massarioides*
Sacc. & Brunaud



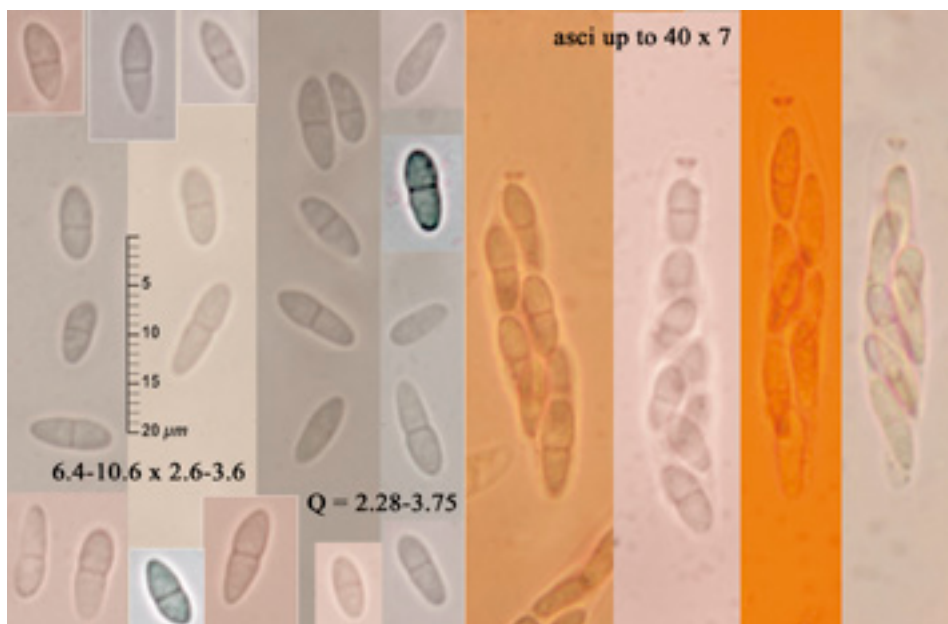
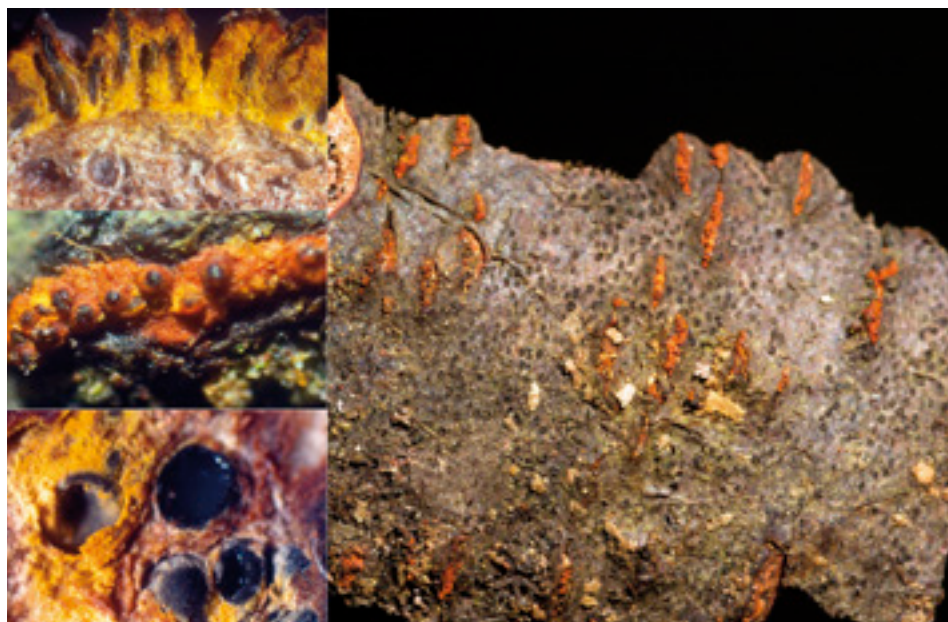
F100 *Didymosphaeria oblitescens*
(Berk. & Broome) Fückel



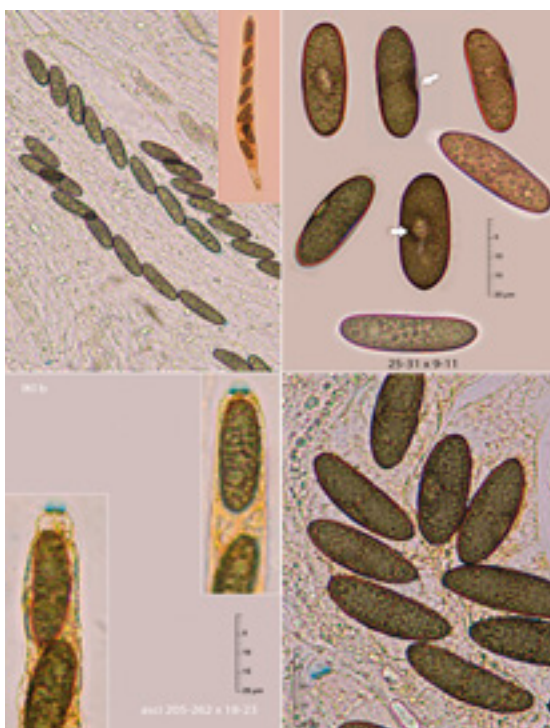
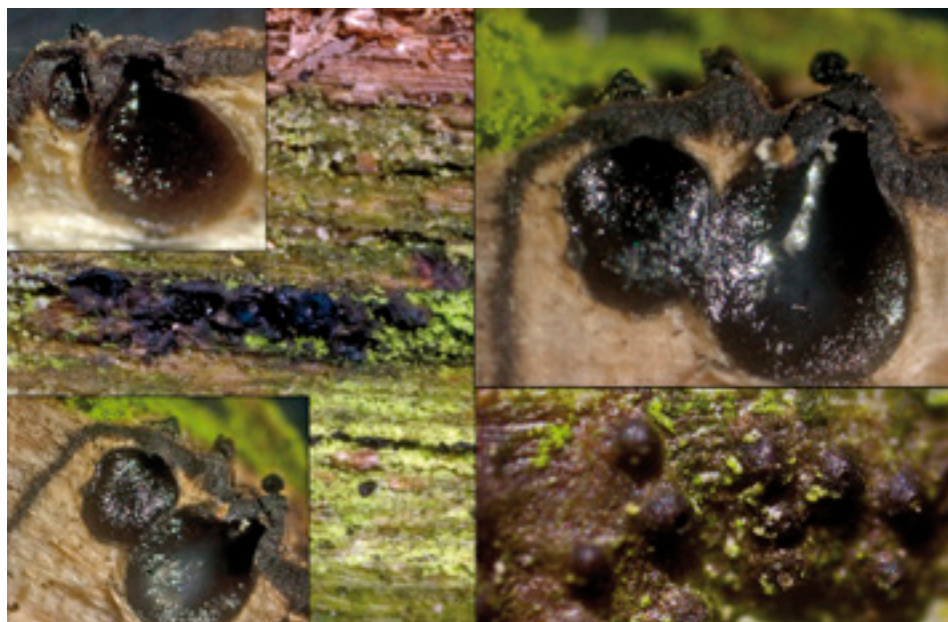
F101 *Enchnoa infernalis*
(Fr.) Fuckel



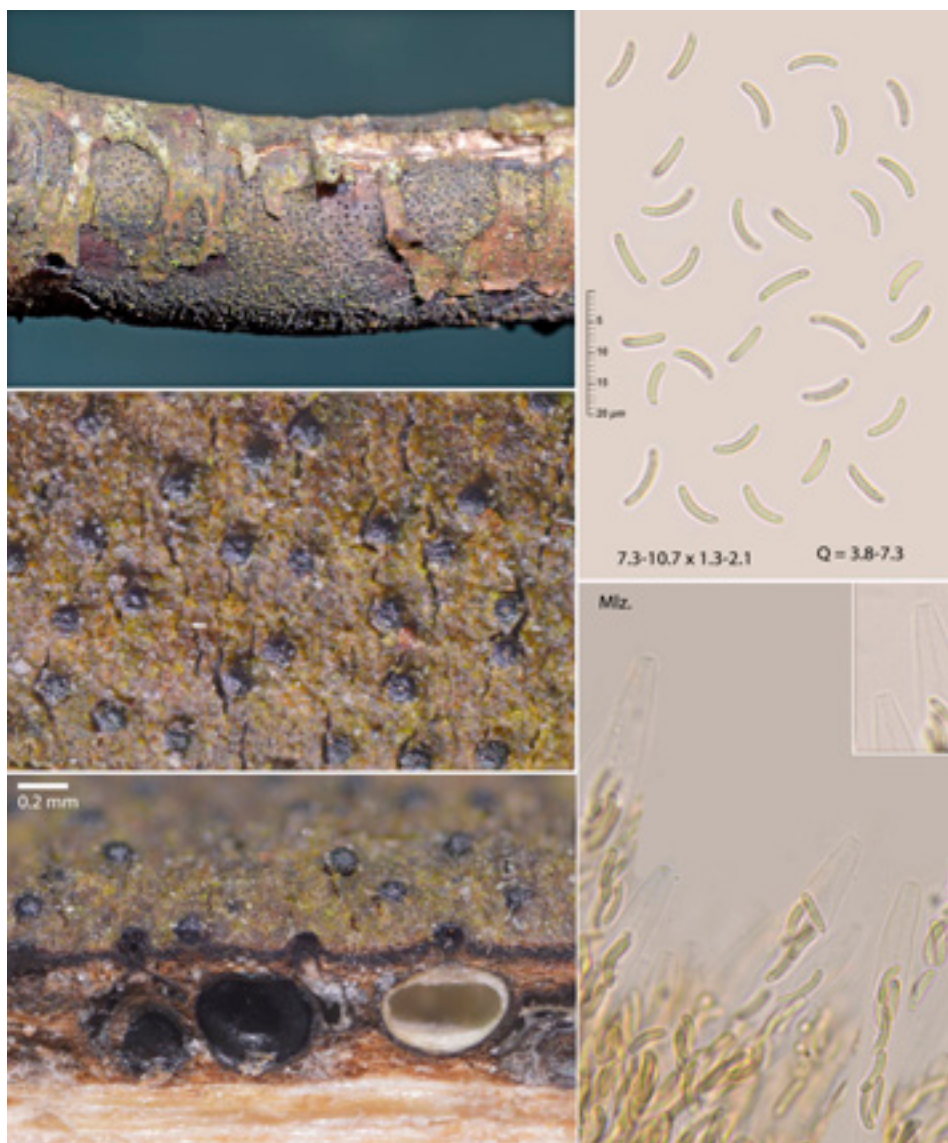
F102 *Endothia parasitica*
(Murrill) P. J. Anderson &
H.W. Anderson



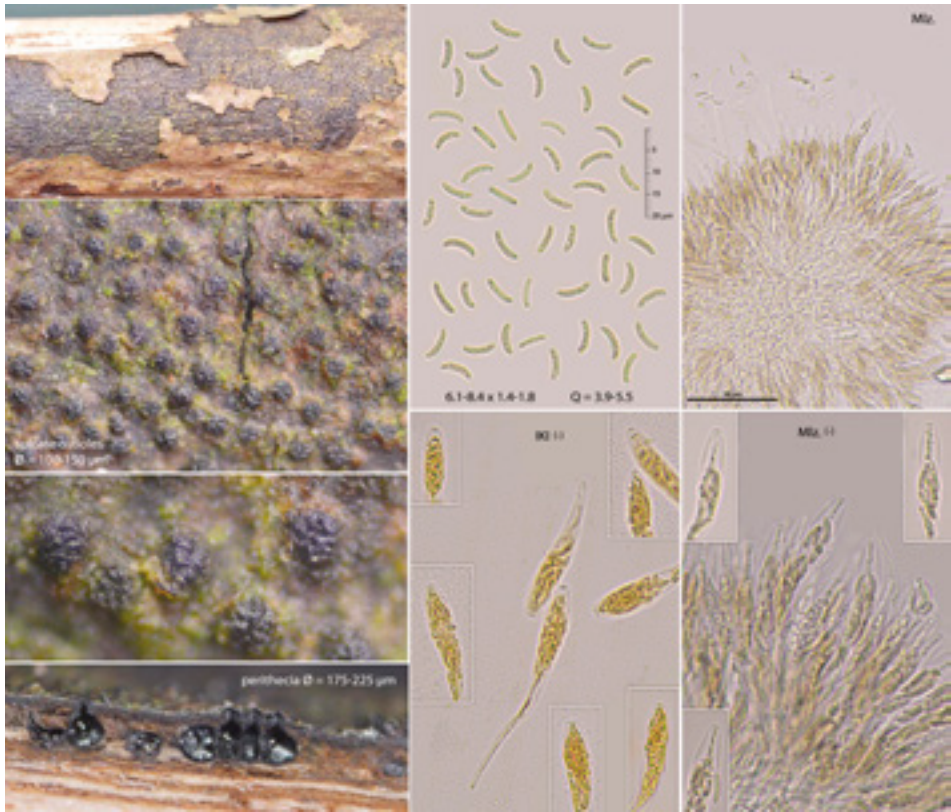
F103 *Endothia radicalis*
(Schwein.) De Not



F104 *Euepixylon udum*
(Pers.) Læssøe & Spooner



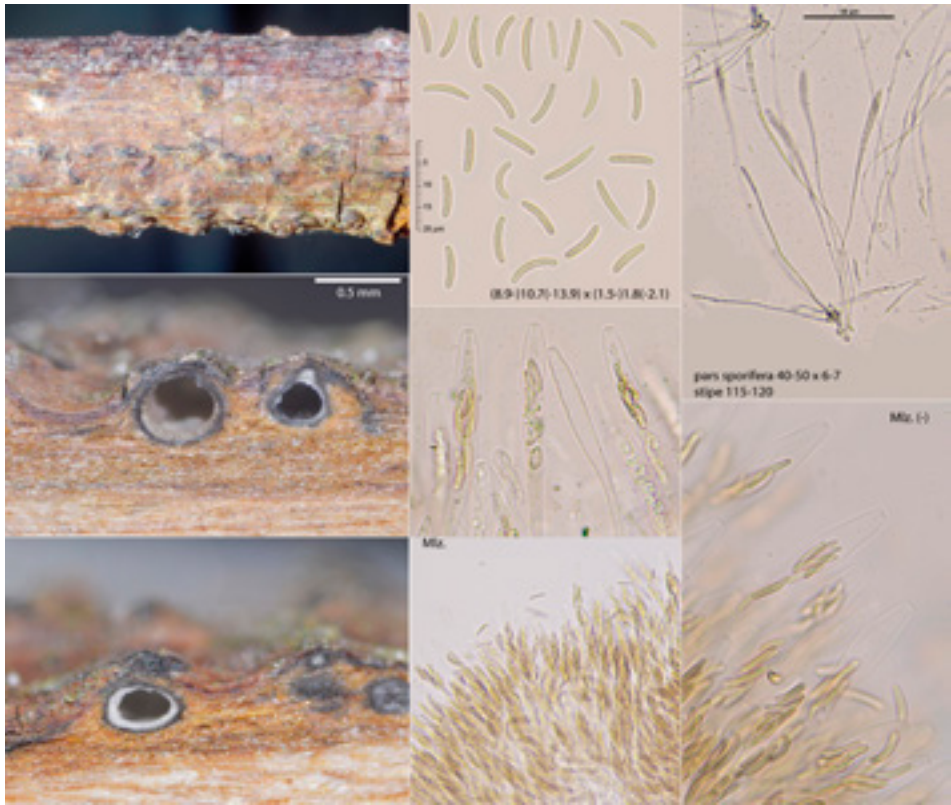
F105 *Eutypa lata*
(Pers.) Tul. & C. Tul.



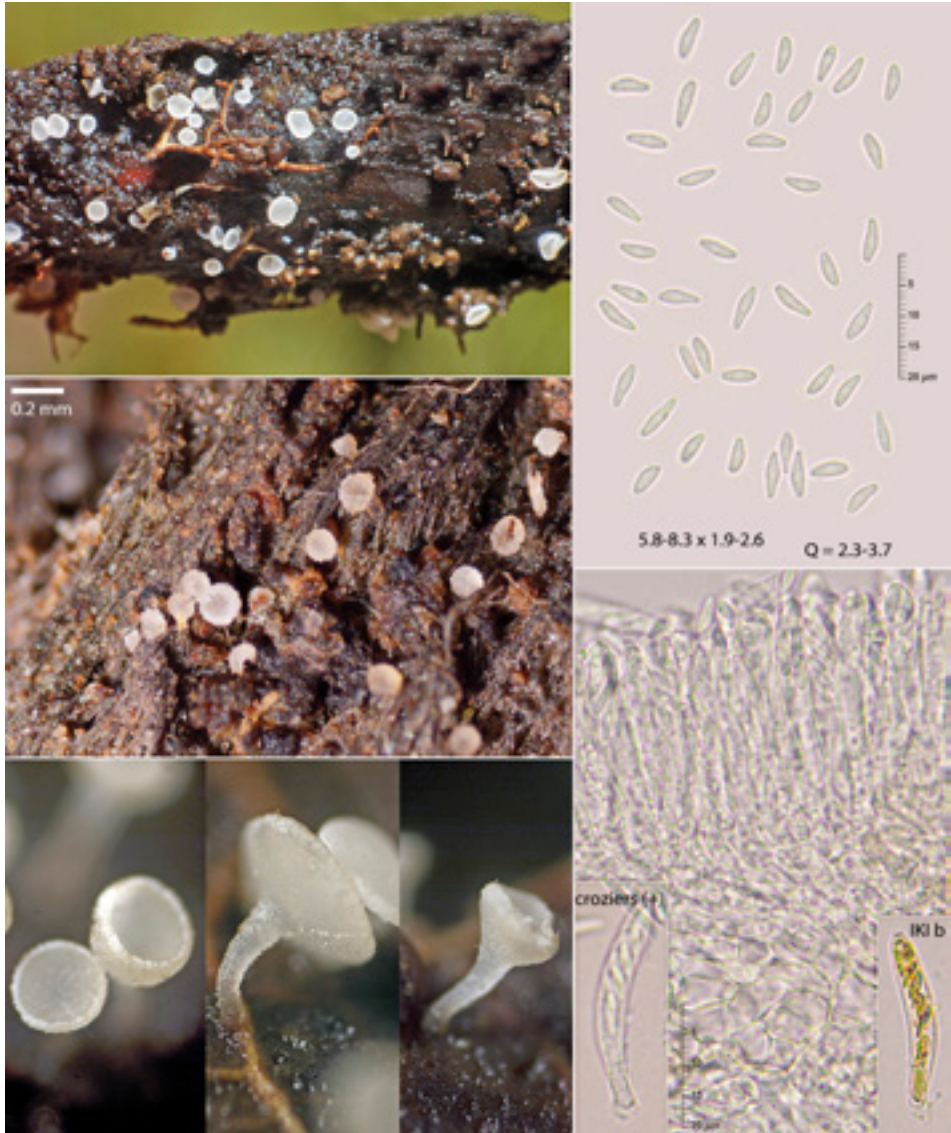
F106 *Eutypa lejoplaca*
(Fr.) Fuckel



F107 *Eutypa maura*
(Fr.) Fuckel



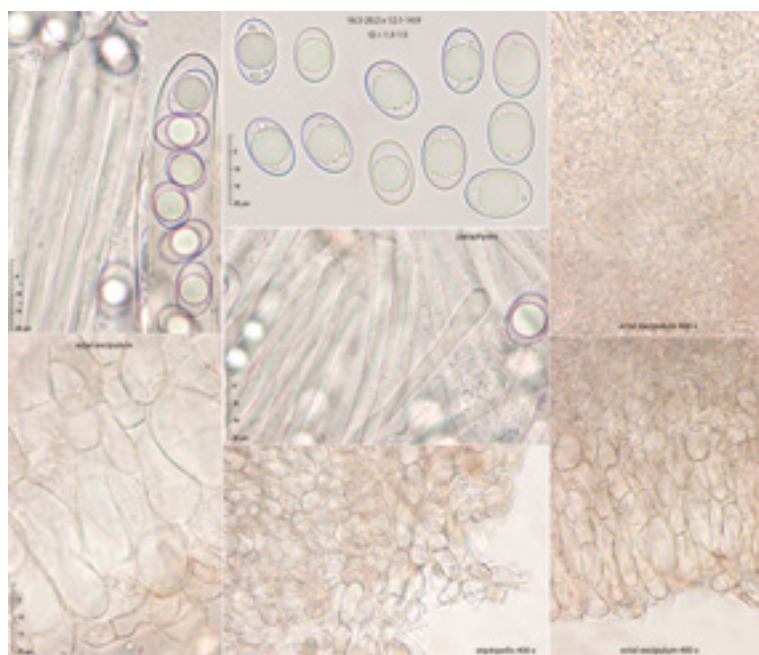
F108 *Eutypa petrakii* var. *petrakii*
Rappaz



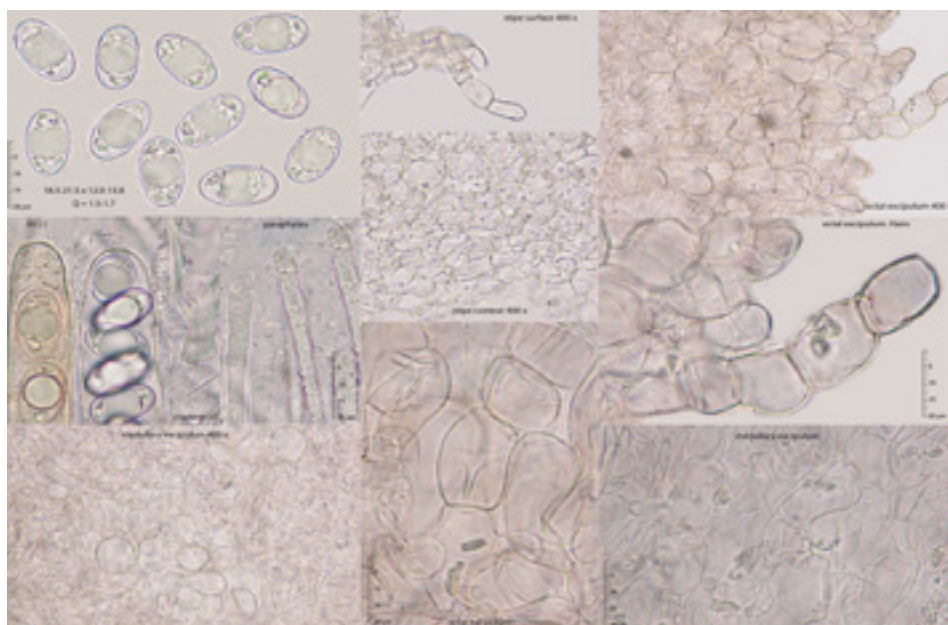
F109 *Gemmina gemmarum*
(Boud.) Raitv.



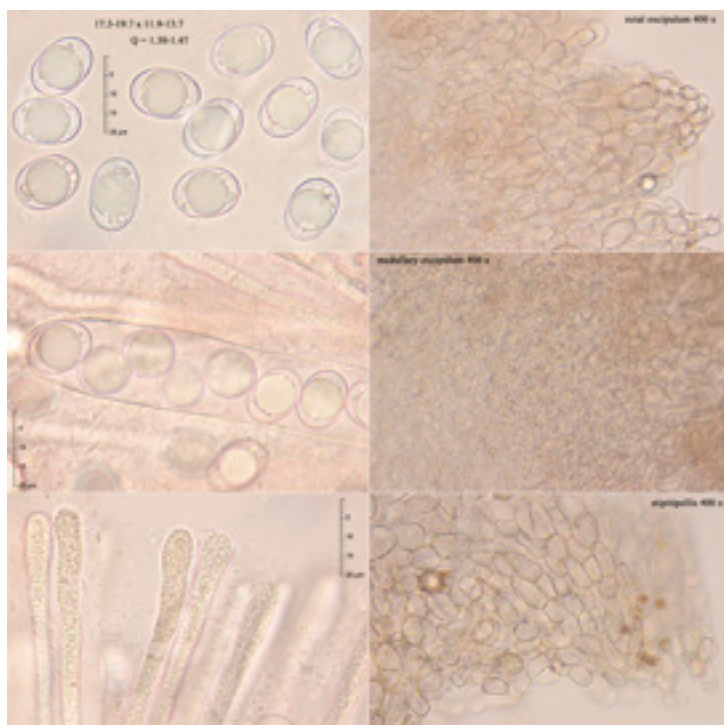
F111 *Glutinoglossum glutinosum*
(Pers.) Hustad, A.N. Mill., Dentinger & P.F. Cannon



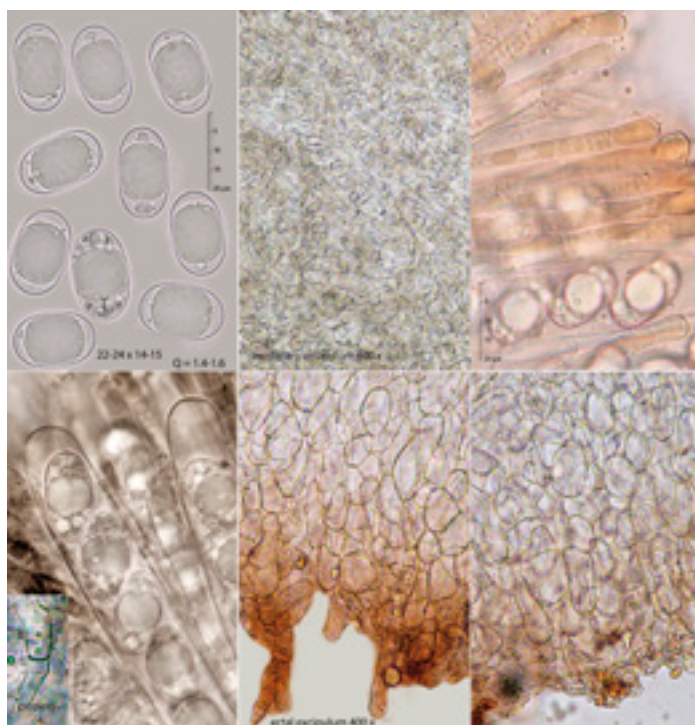
F112 *Helvella atra*
Holmsk.



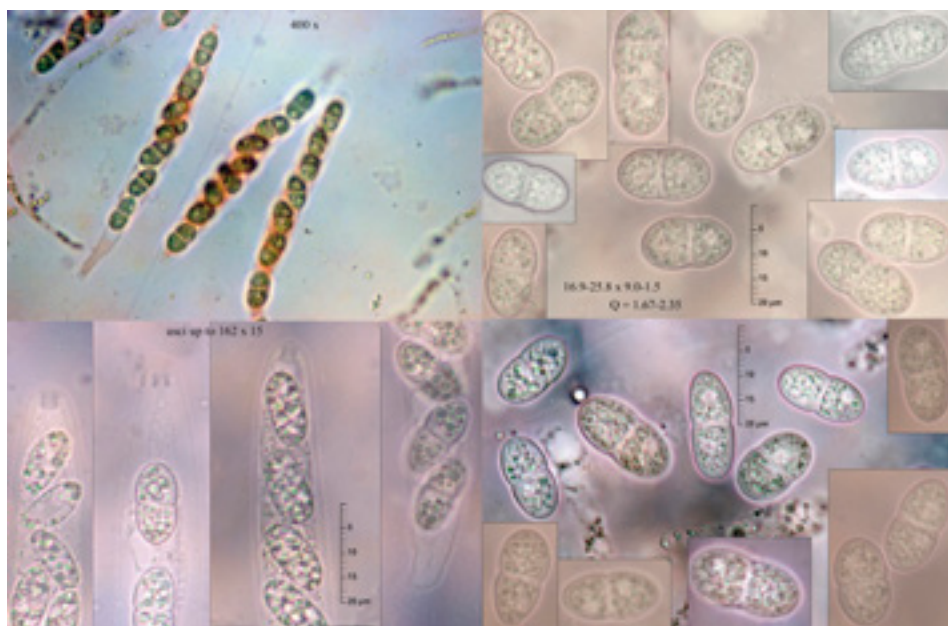
F113 *Helvella ephippium*
Lèv



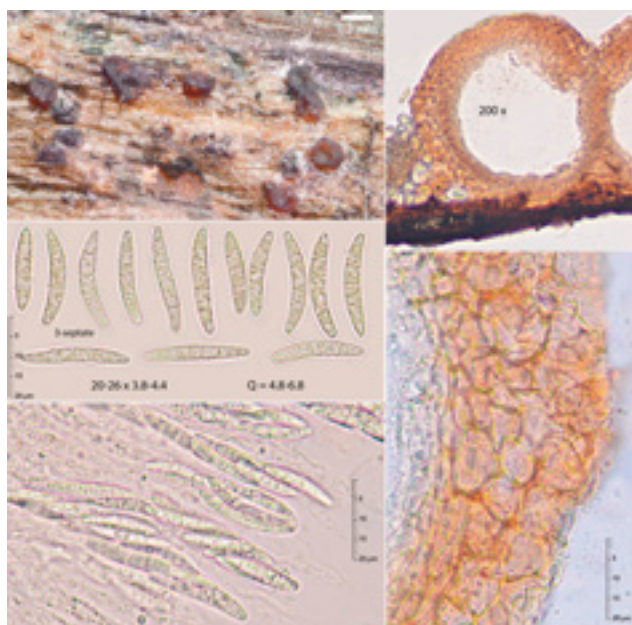
F114 *Helvella fibrosa*
(Wallr.) Korf



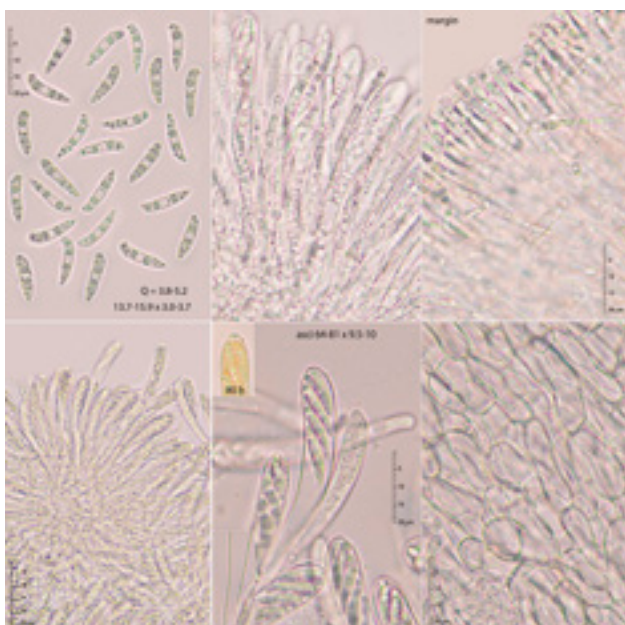
F115 *Helvella leucomelaena*
(Pers.) Nannf.



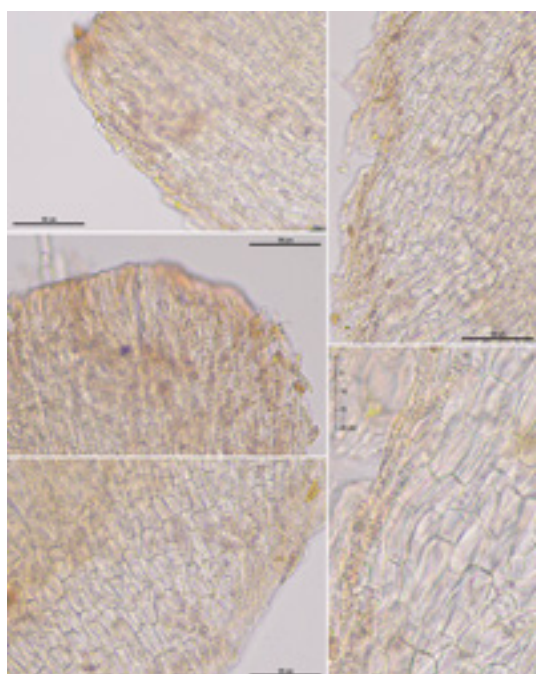
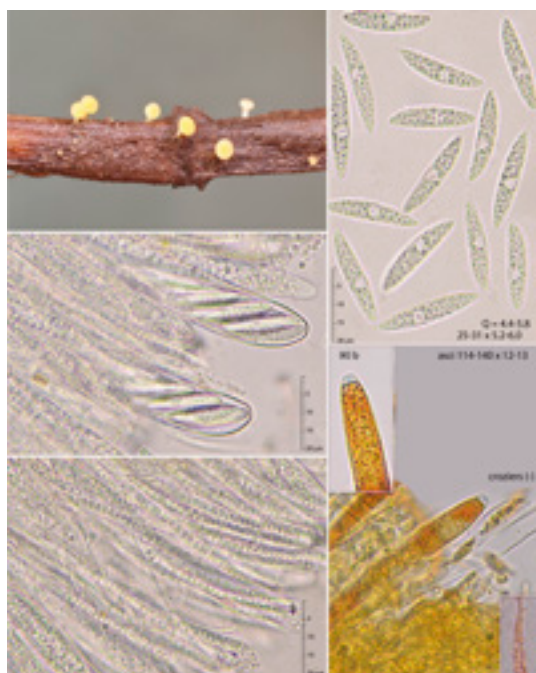
F116 *Hercospora tiliae*
(Pers.) Tul. & C. Tul.



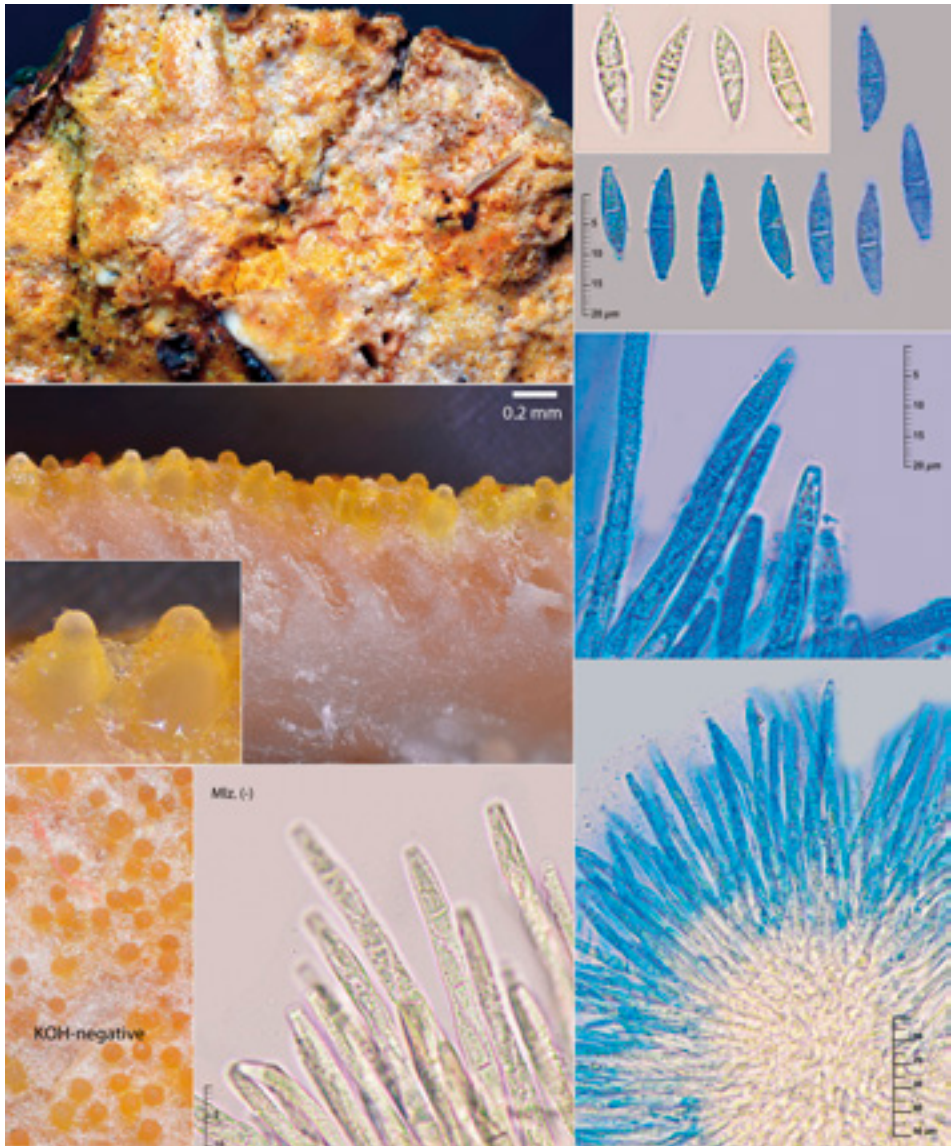
F117 *Hydropisphaera erubescens*
(Desm.) Rossman & Samuels



F118 *Hymenoscyphus albobunctus*
(Peck) Kuntze



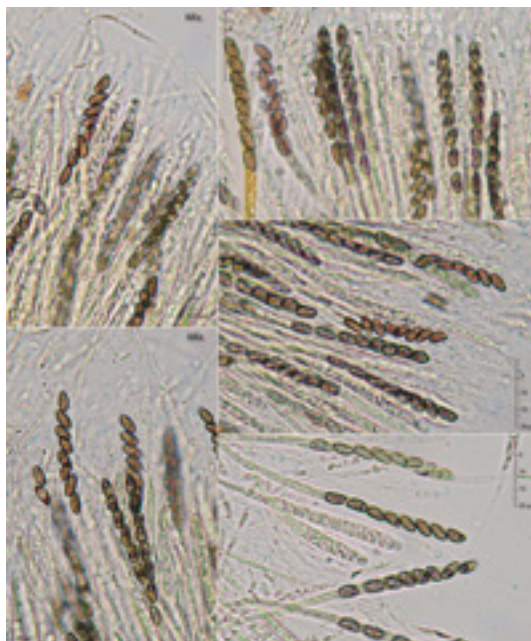
F119 *Hymenoscyphus menthae*
(W. Phillips) Baral



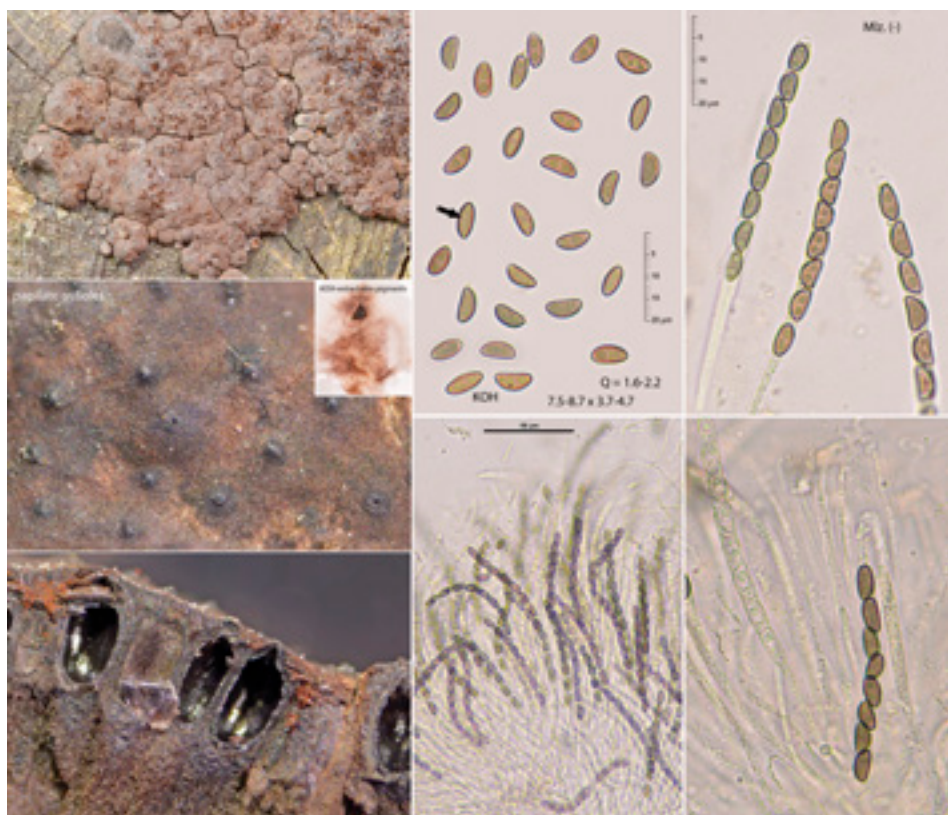
F120 *Hypomyces polyporinus*
Peck



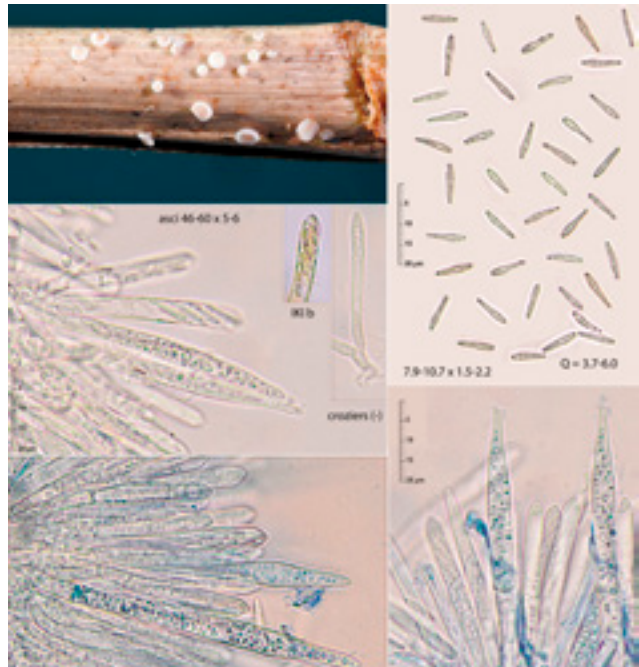
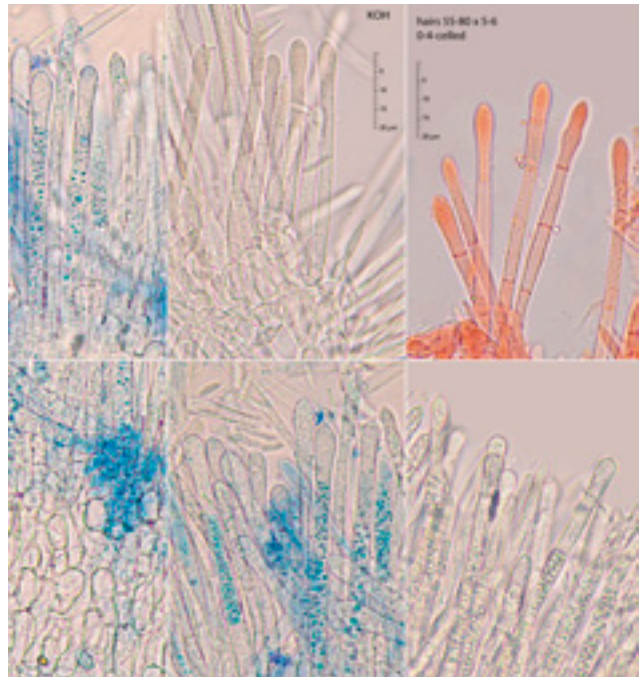
F121 *Hypoxylon howeianum*
Peck



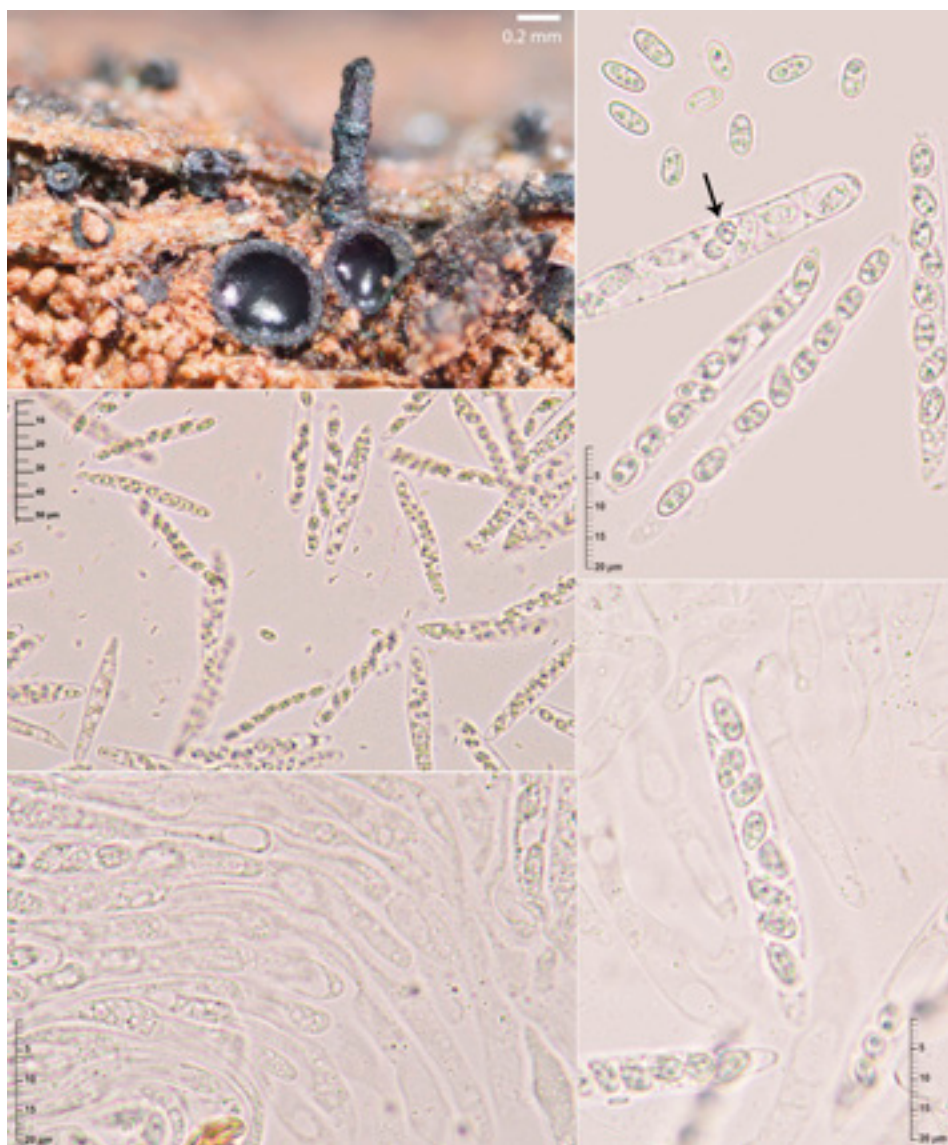
F122 *Hypoxylon ticinense*
L.E. Petrini



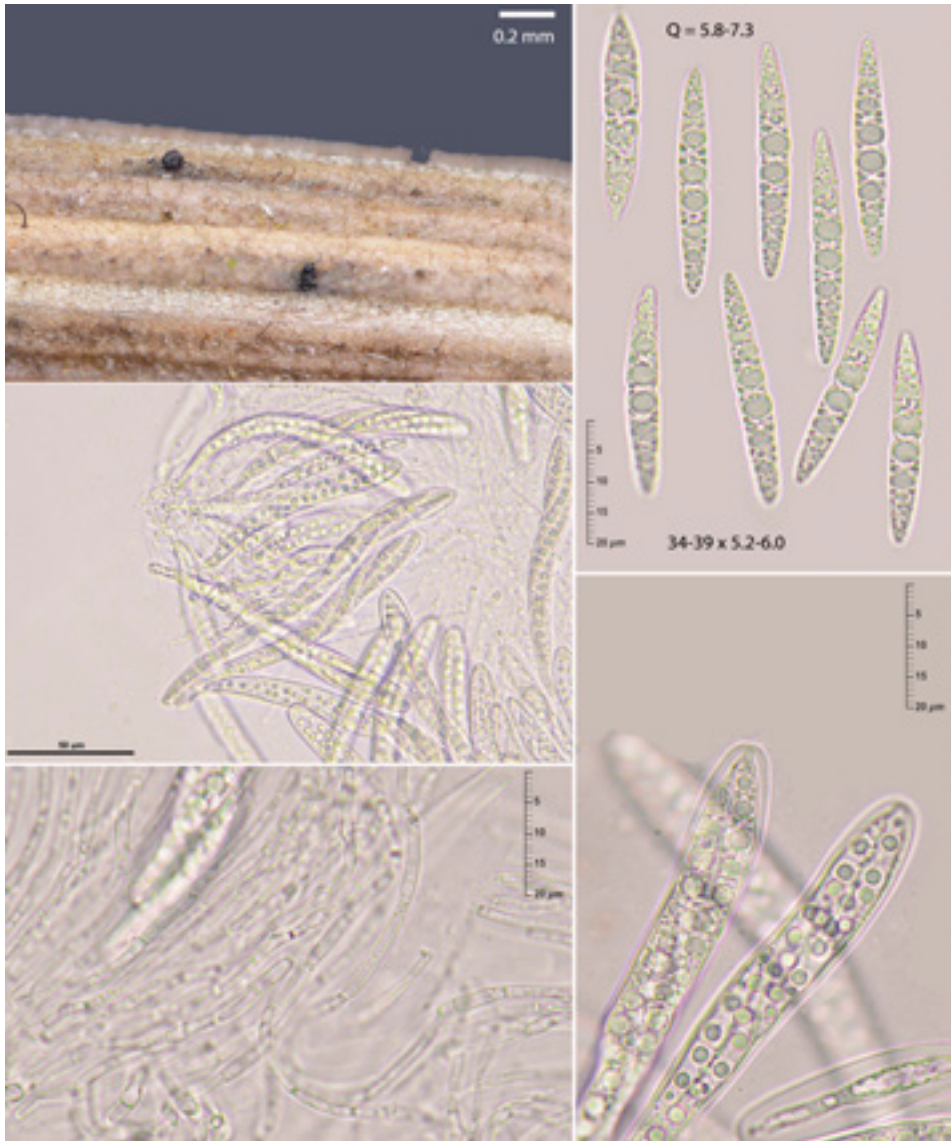
F123 *Jackrogersella minutella*
(Syd. & P. Syd.) L. Wendt, Kuhnert & M. Stadler



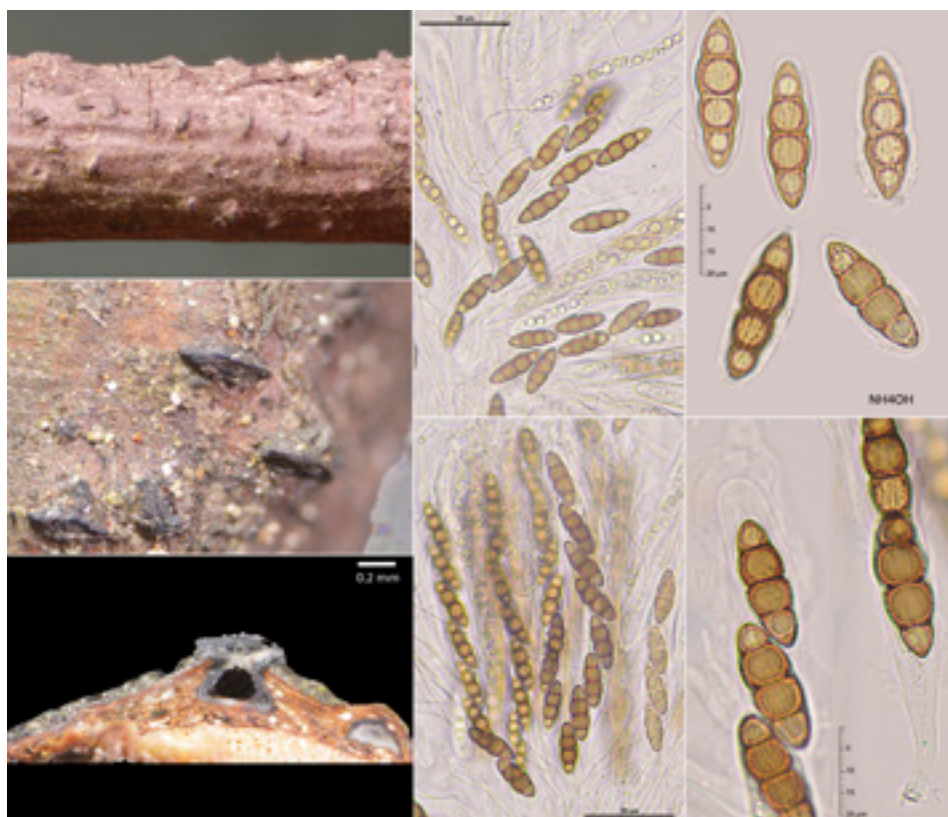
F124 *Lachnum caricis*
(Desm.) Höhn.



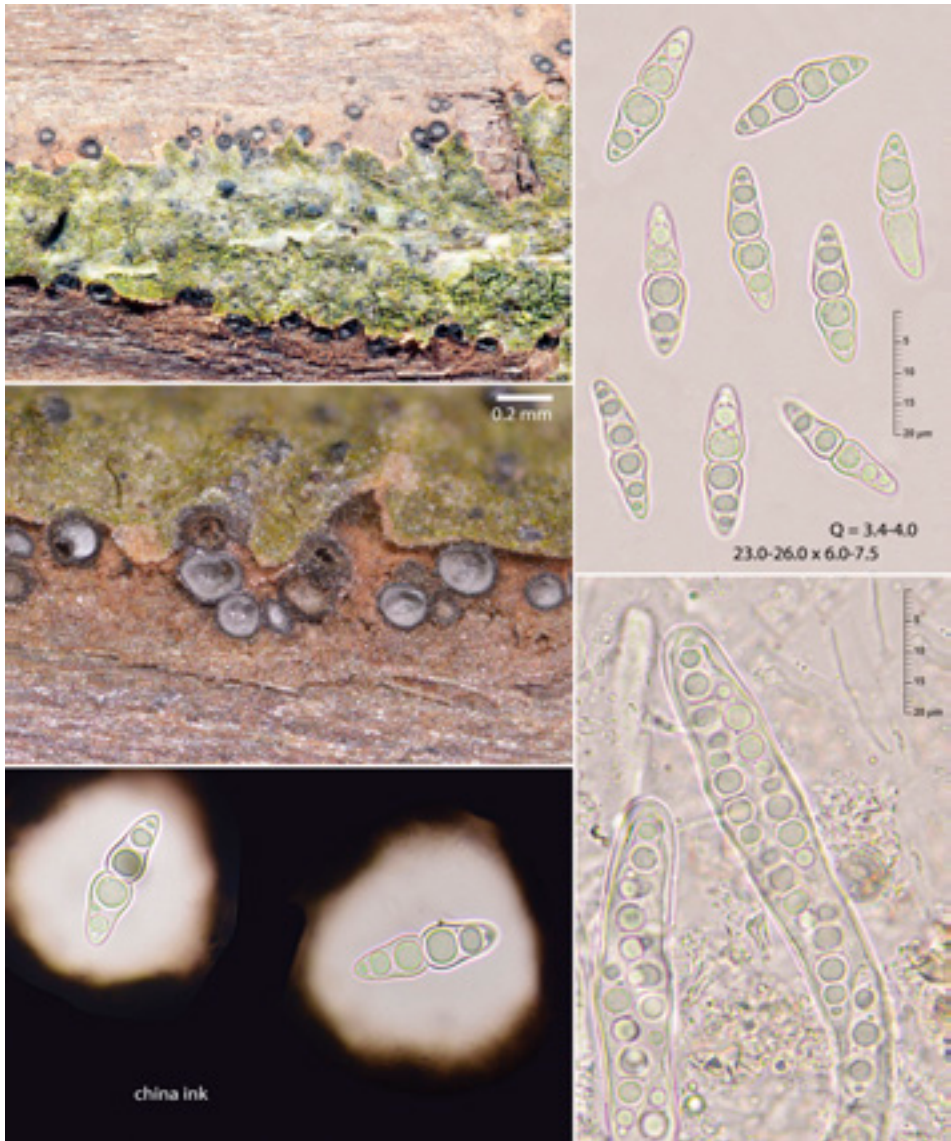
F125 *Lentomitella cirrhosa*
(Pers.) Réblová



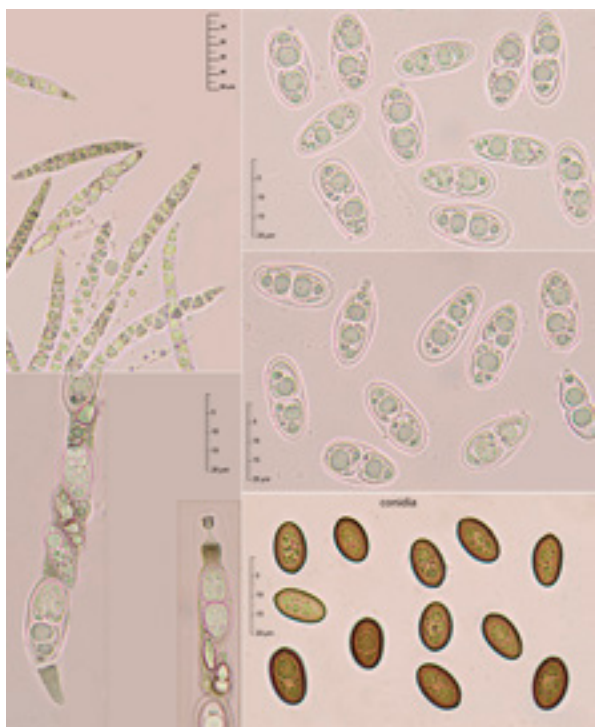
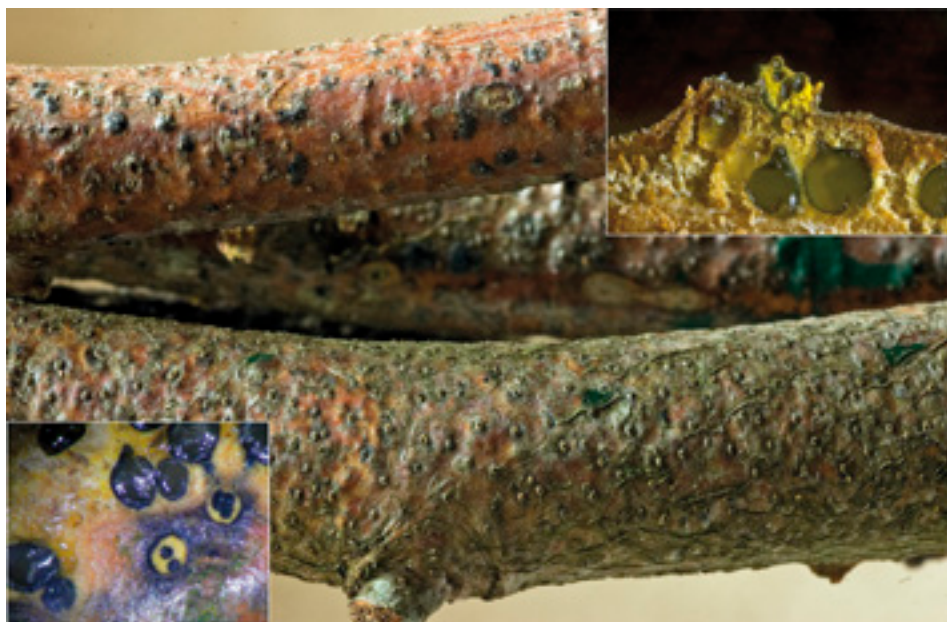
F126 *Lophiostoma semiliberum*
(Desm.) Ces. & De Not.



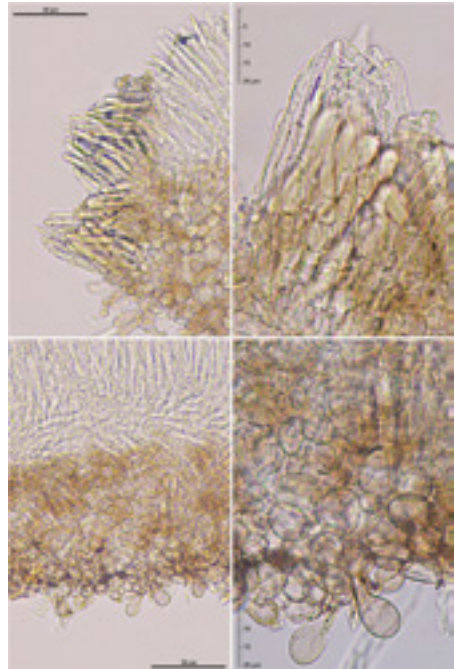
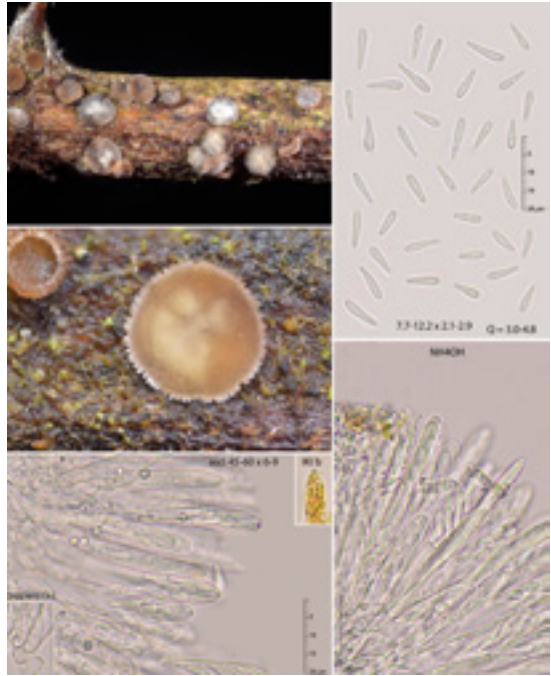
F127 *Lophiostoma viridarium*
Cooke



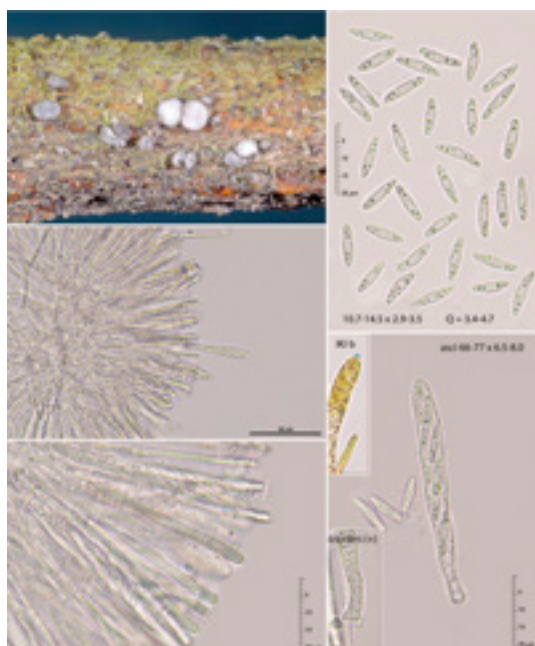
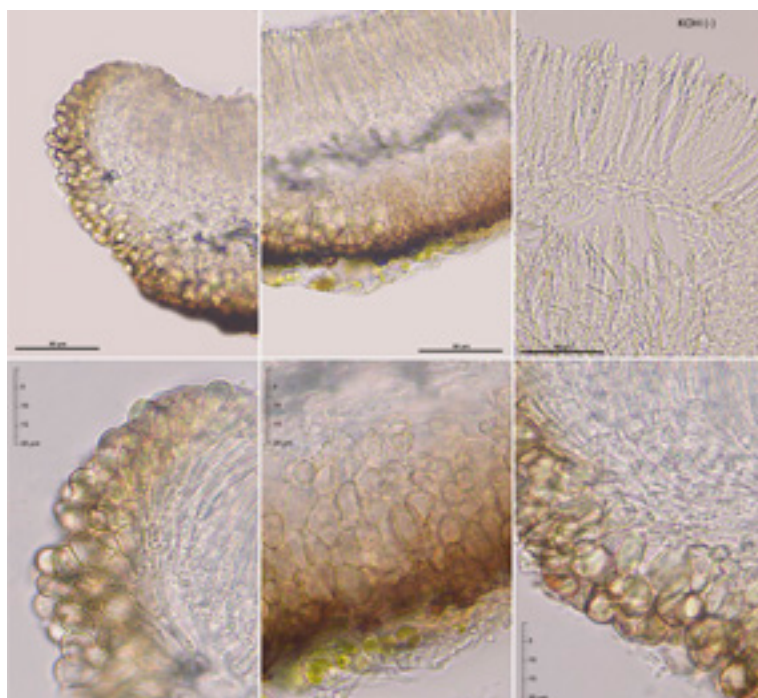
F128 *Lophiotrema rubi*
(Fuckel) Y. Zhang ter, C.L. Schoch & K.D. Hyde



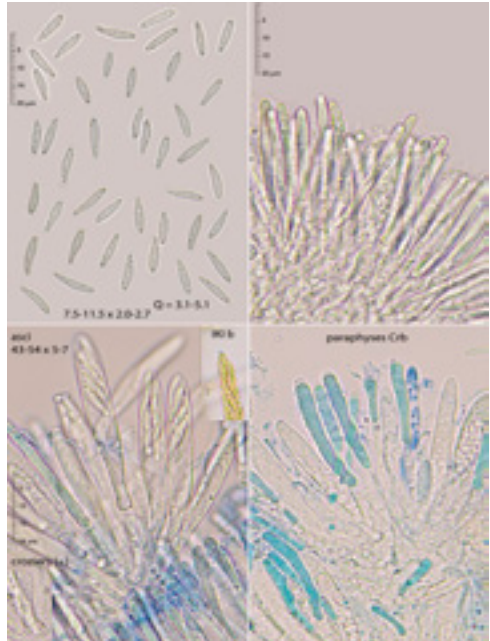
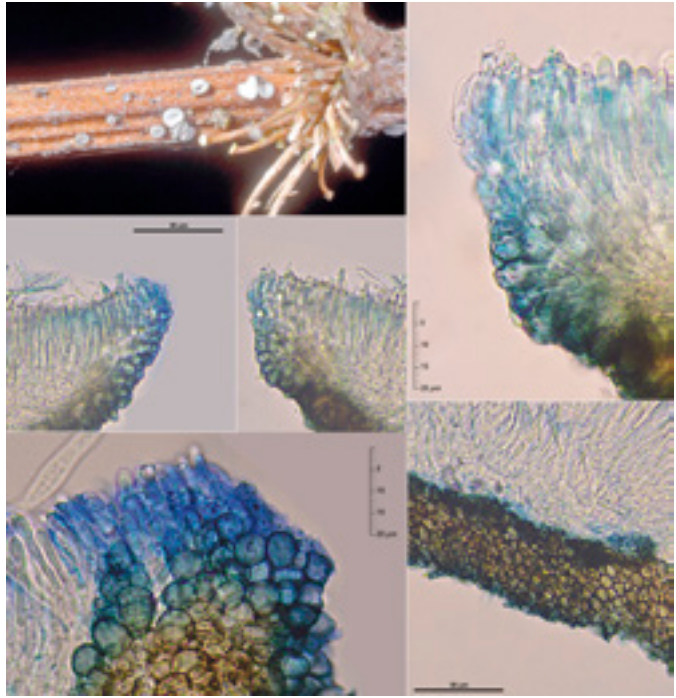
F129 *Melanconiella chrysomelanconium*
Voglmayr & Jaklitsch



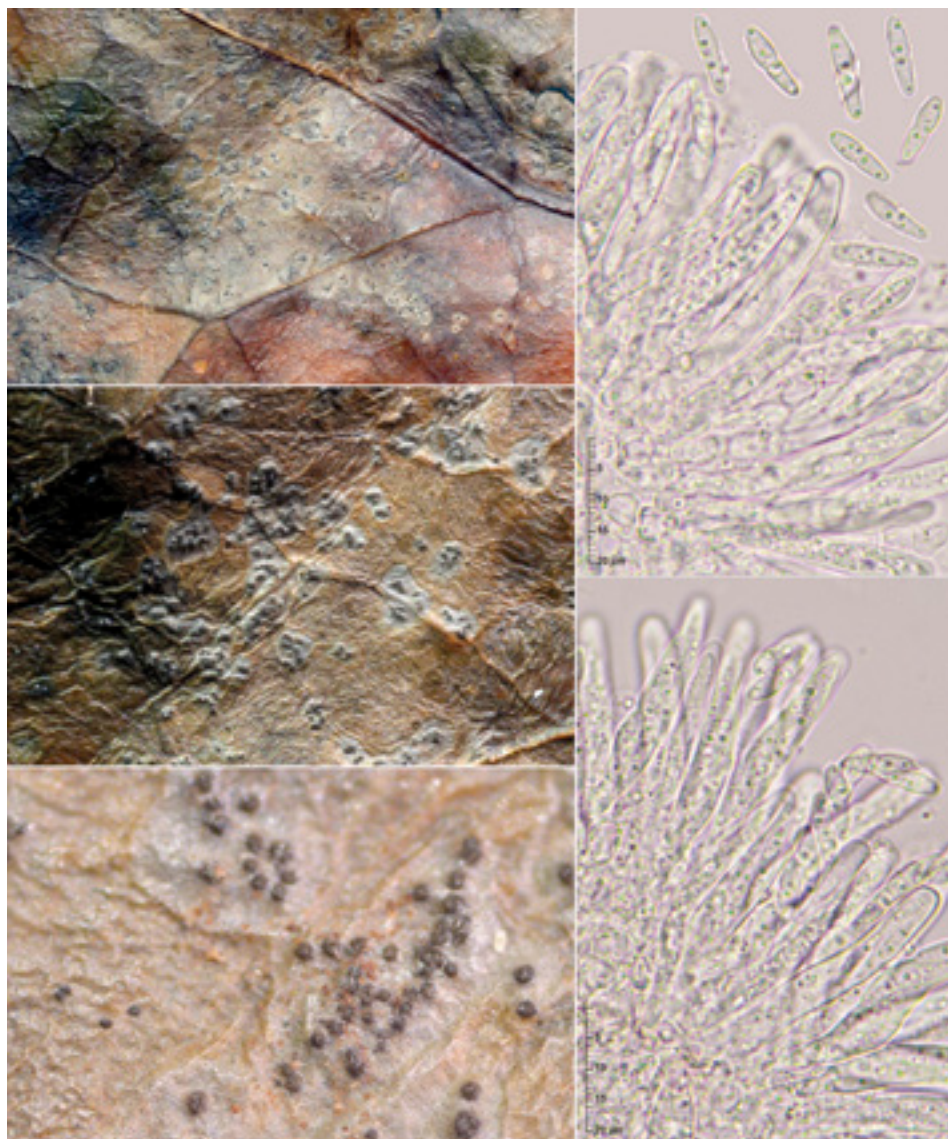
F130 *Mollisia clavata*
Gremmen



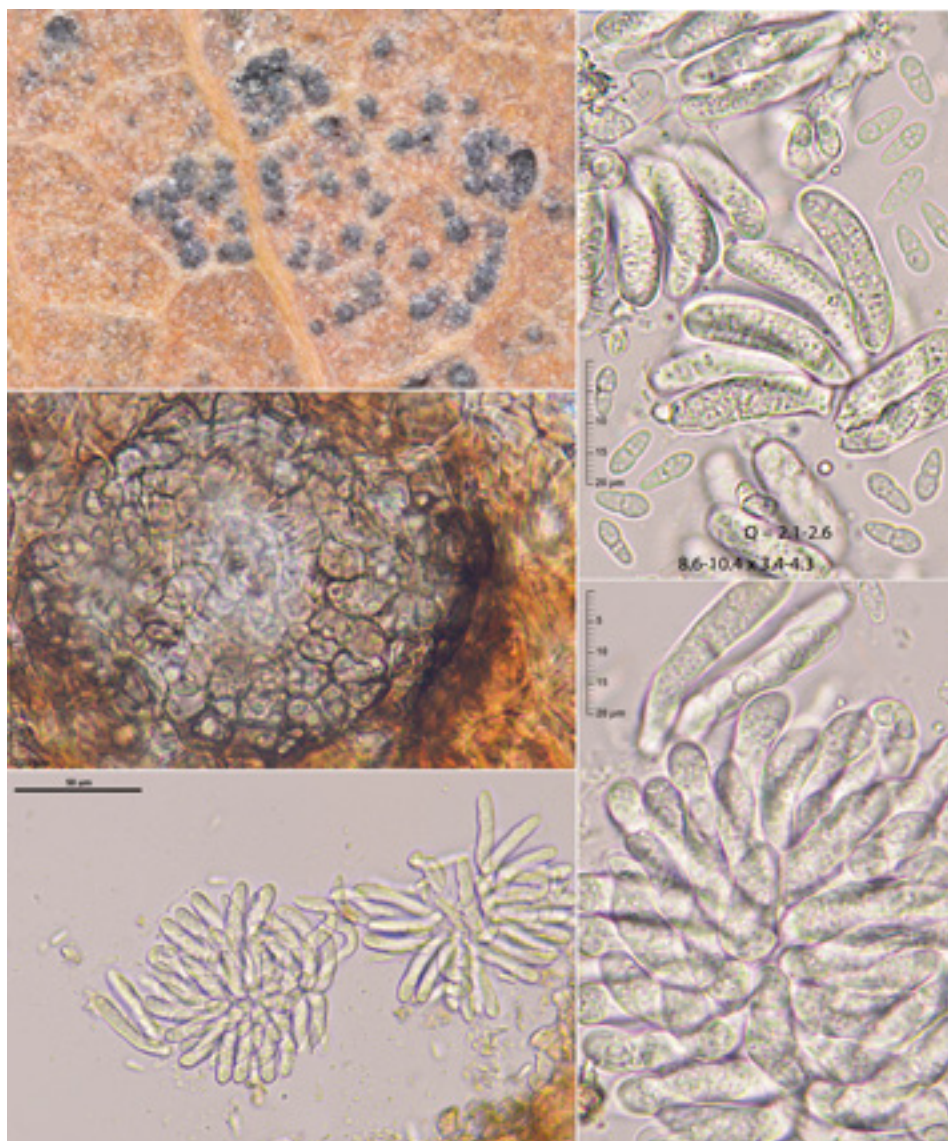
F131 *Mollisia melaleuca*
(Fr.) Sacc.



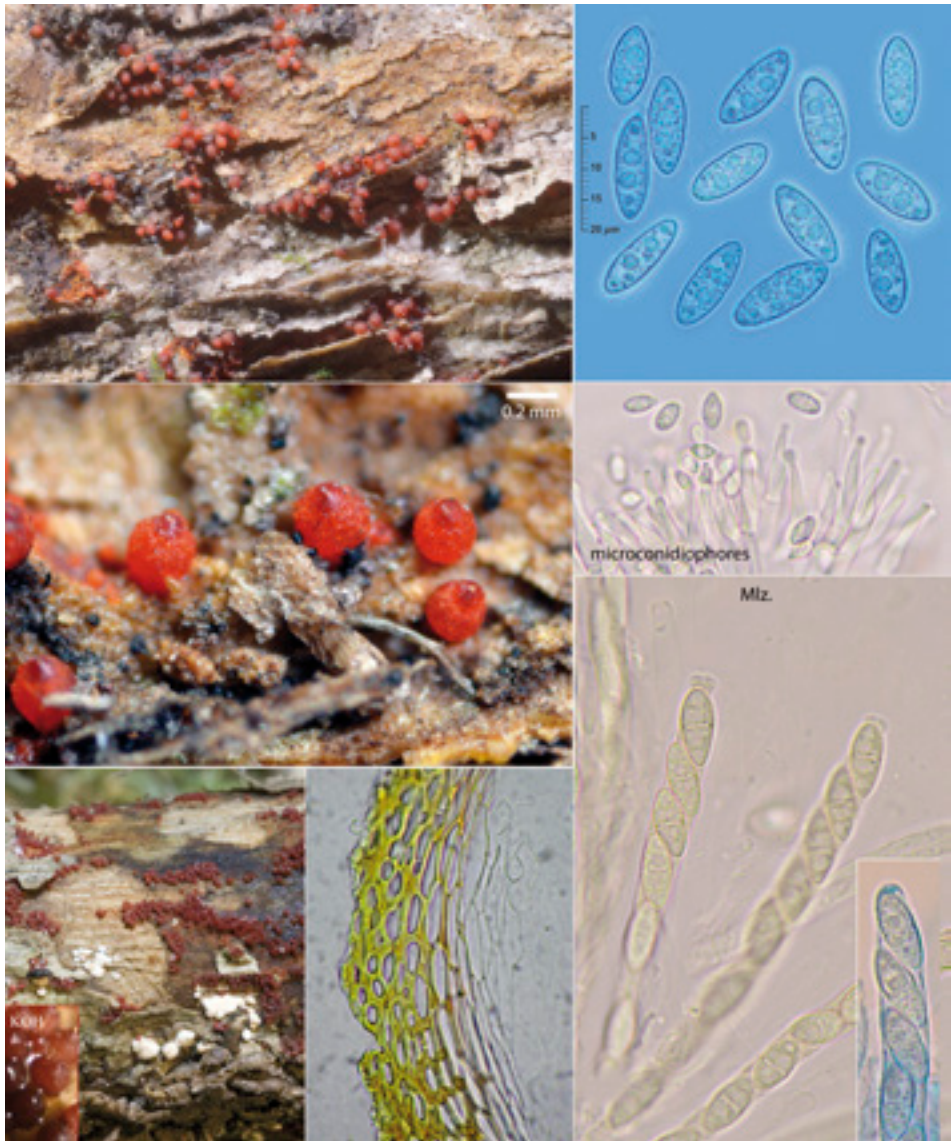
F132 *Mollisia revincta*
(P. Karst.) Rehm



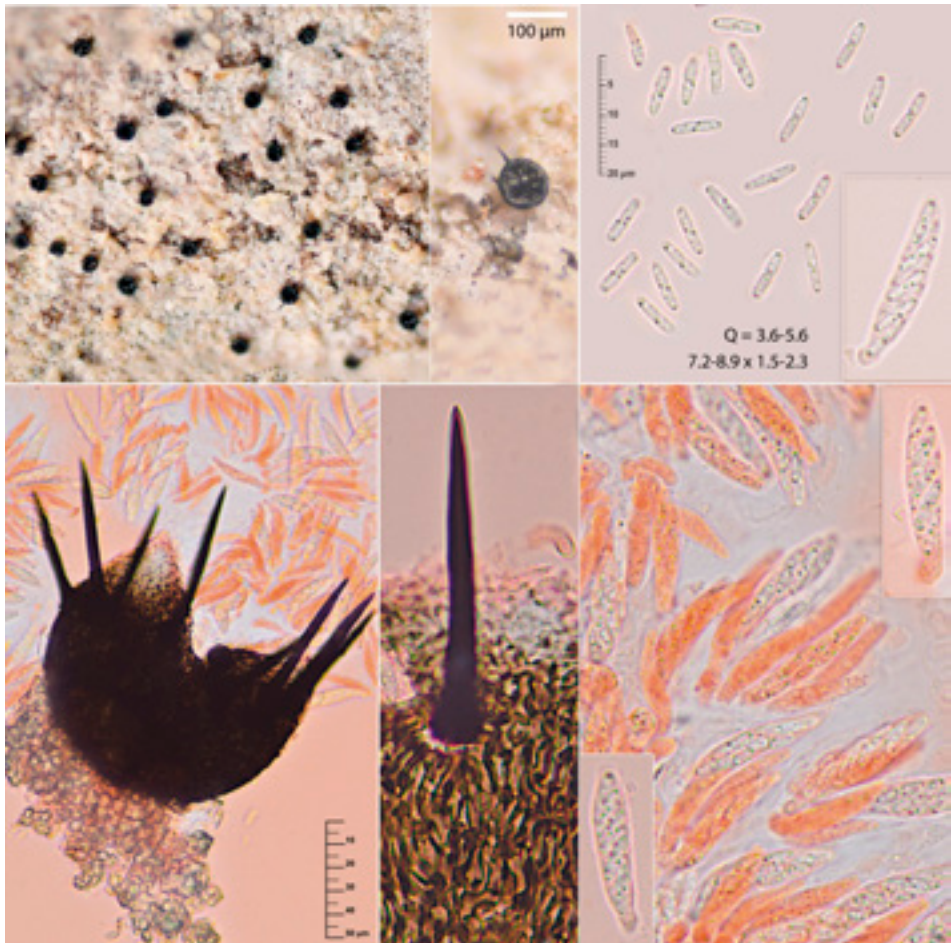
F133 *Mycosphaerella hedericola*
(Cooke) Lindau



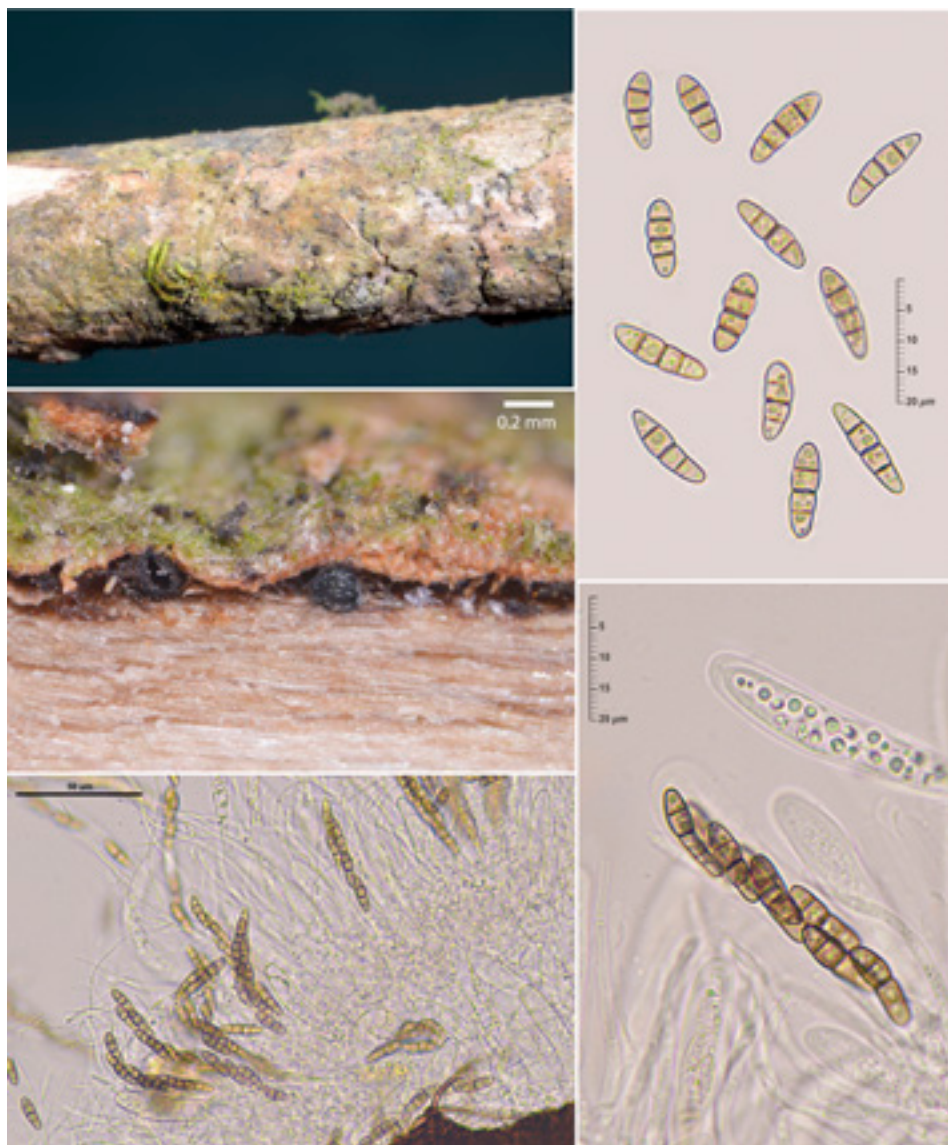
F134 *Mycosphaerella punctiformis*
(Pers.) Stärbäck



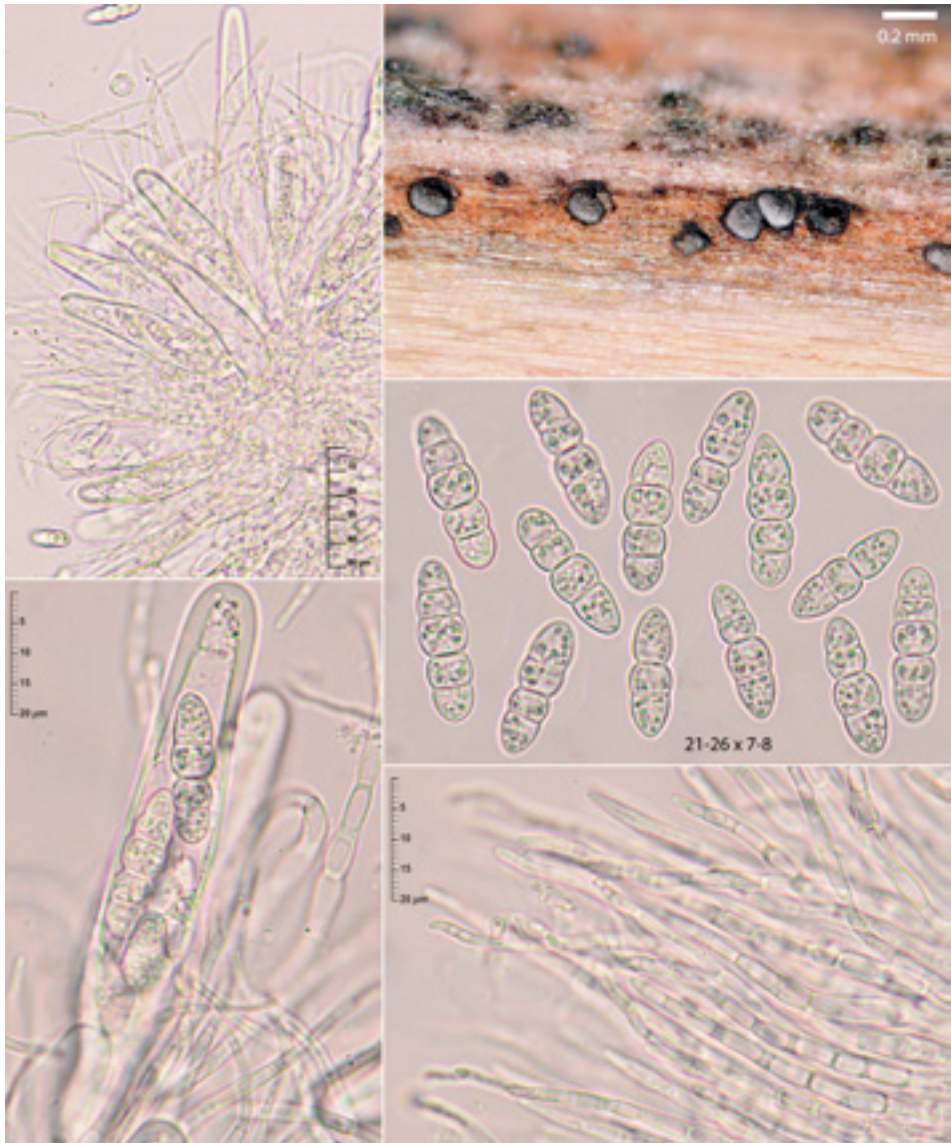
F135 *Neonectria hederae*
(C. Booth) Castl. & Rossman



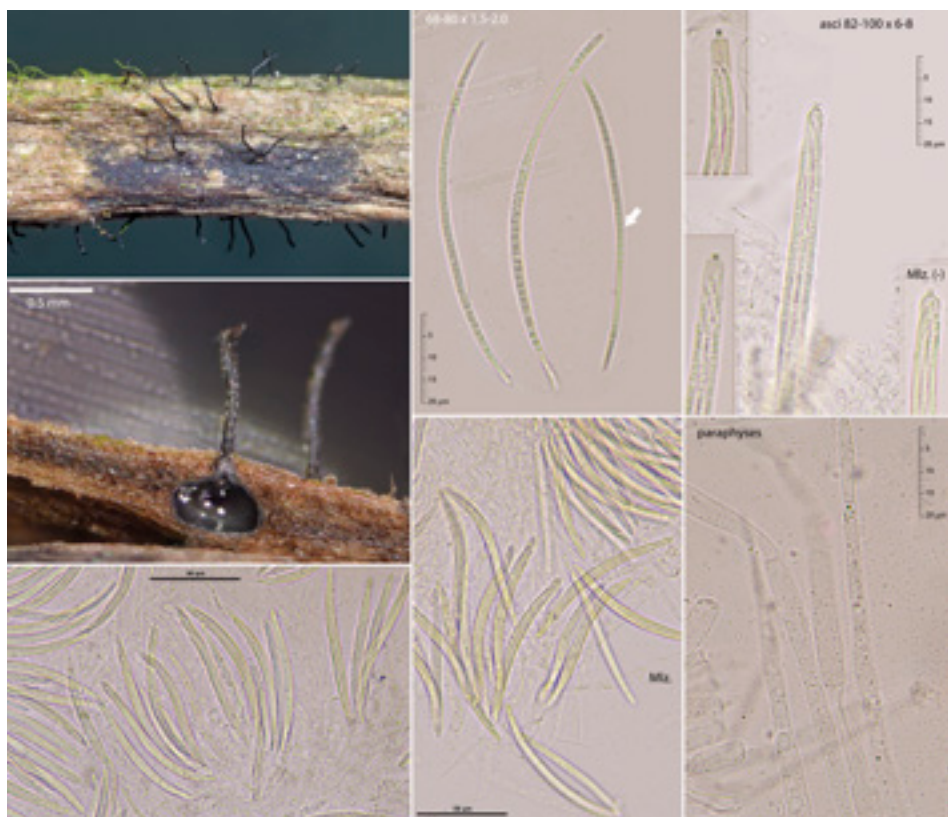
F136 *Niesslia exilis*
(Alb. & Schwein.) G. Winter



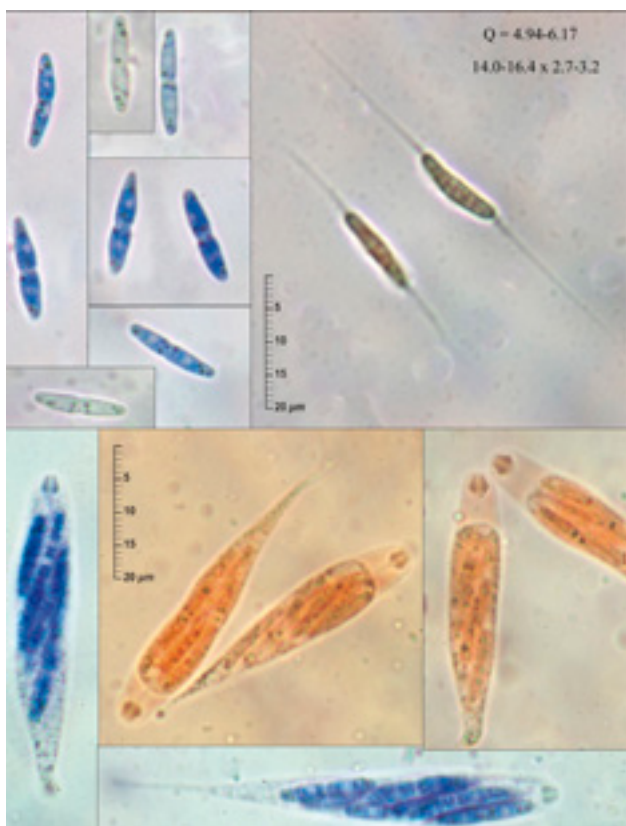
F137 *Nigrograna fuscidula*
(Sacc.) Jaklitsch & Voglmayr



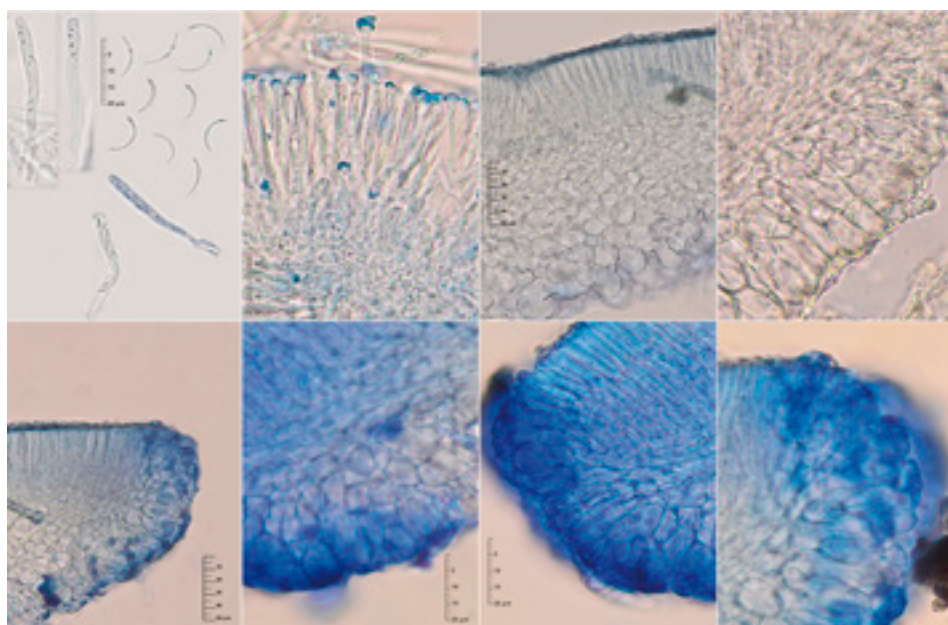
F138 *Oletheriostrigula papulosa*
(Durieu & Mont.) Huhndorf & R.C. Harris



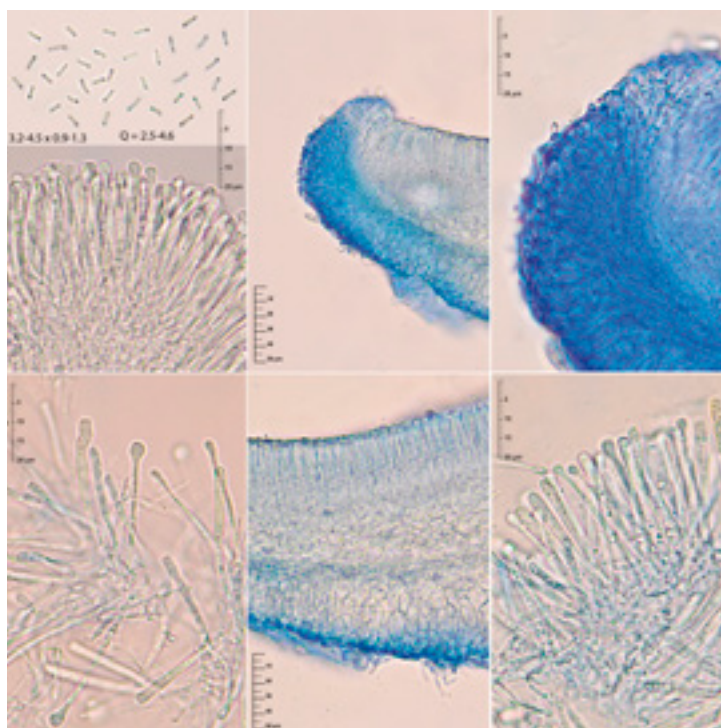
F139 *Ophioceras* cf. *commune*
 Shearer, J.L. Crane & W. Chen



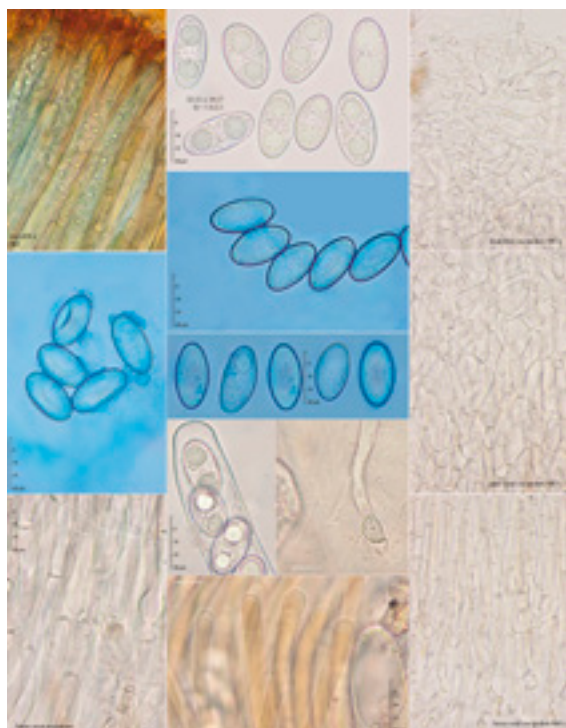
F140 *Ophiognomonium ischnostyla*
(Dems.) Sogonov



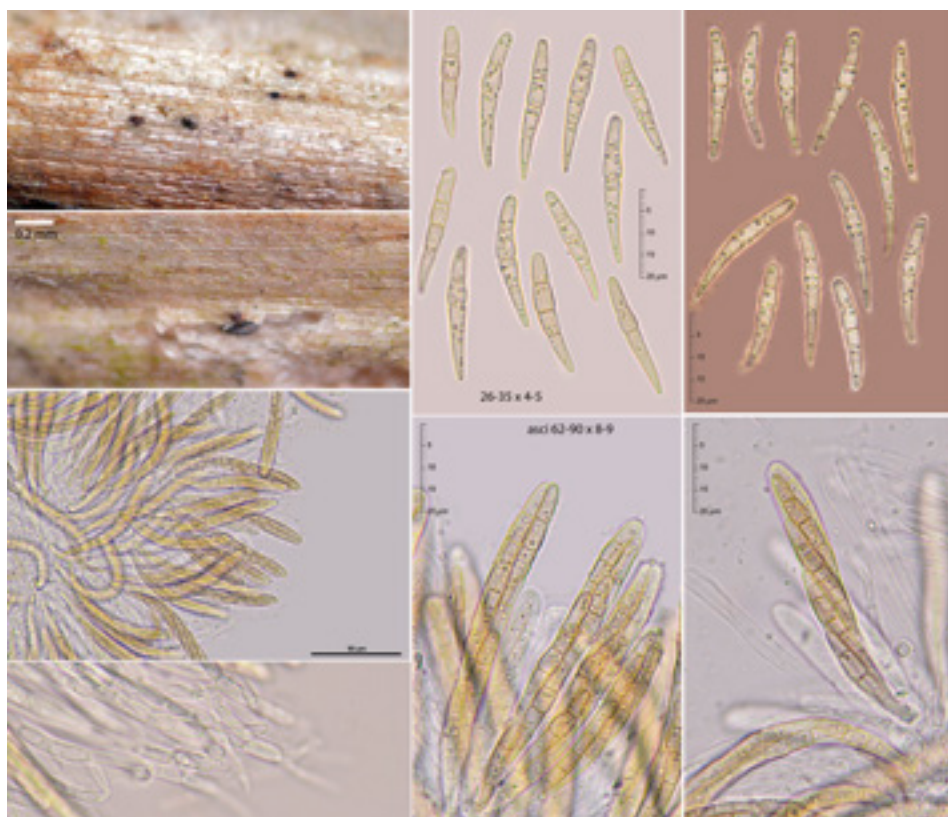
F141 *Orbilbia auricolor*
(A. Bloxam ex Berk. & Broome) Sacc.



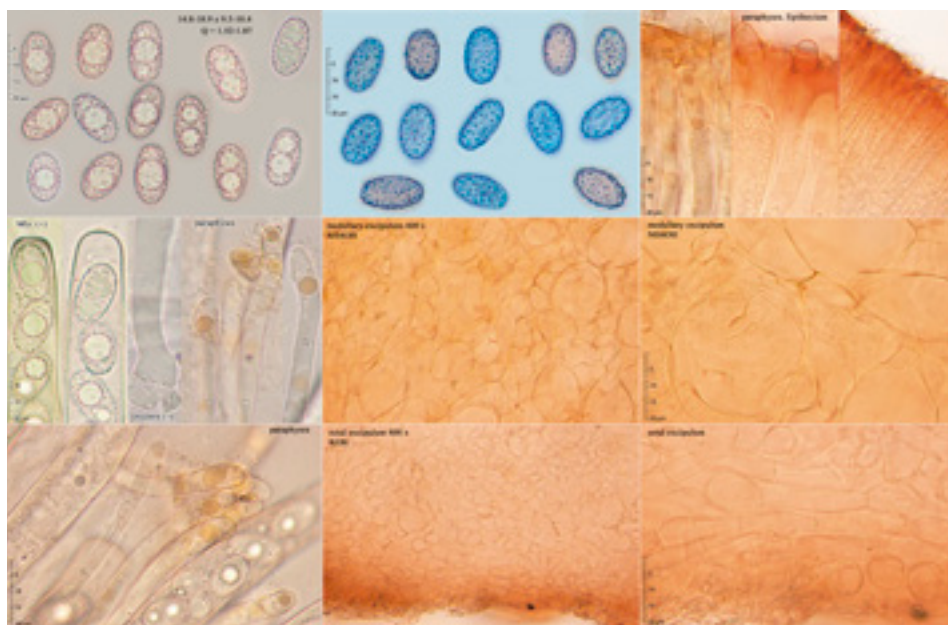
F142 *Orbilia epipora*
(Nyl.) P. Karst.



F143 *Pachyella violaceonigra*
(Rehm) Pfister



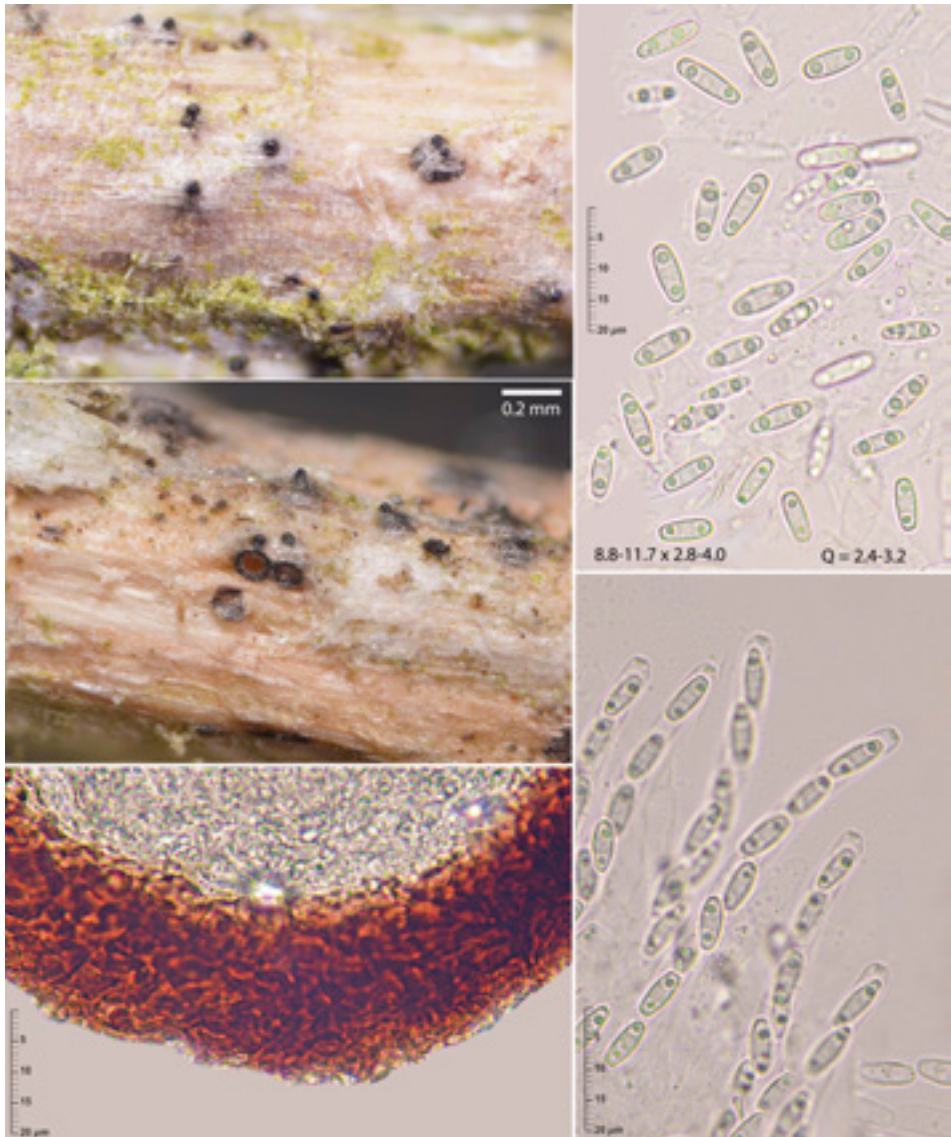
F144 *Paraleptosphaeria nitschkei*
(Rehm ex G. Winter) Gruyter, Aveskamp & Verkley



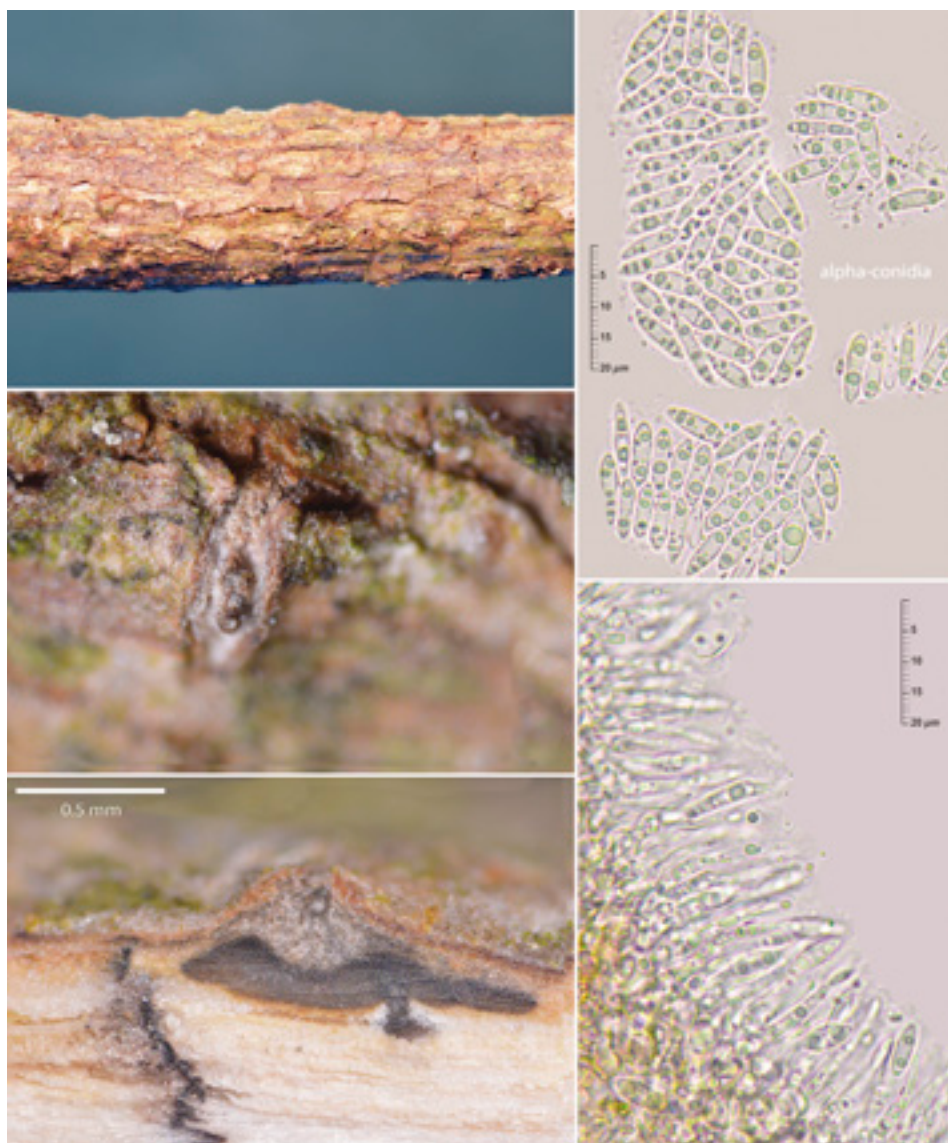
F145 *Peziza badiofusca*
(Boud.) Dennis



F147 *Phaeobotryosphaeria visci*
(Kalchbr.) A.J.L. Phillips & Crous



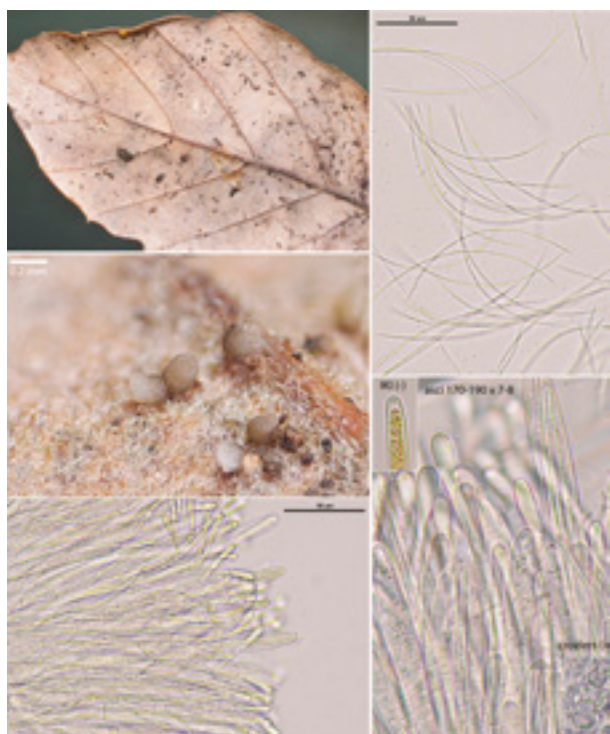
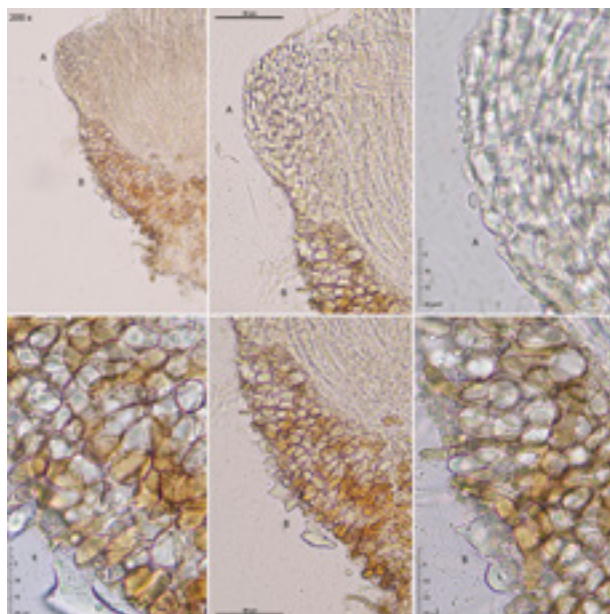
F148 *Phomatospora* sp.
ERD-7335



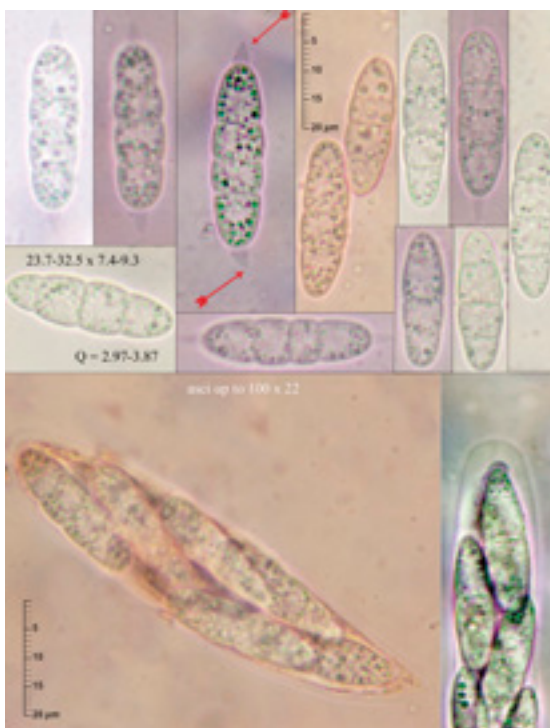
F149 *Phomopsis oncostoma*
(Thüm.) Höhn



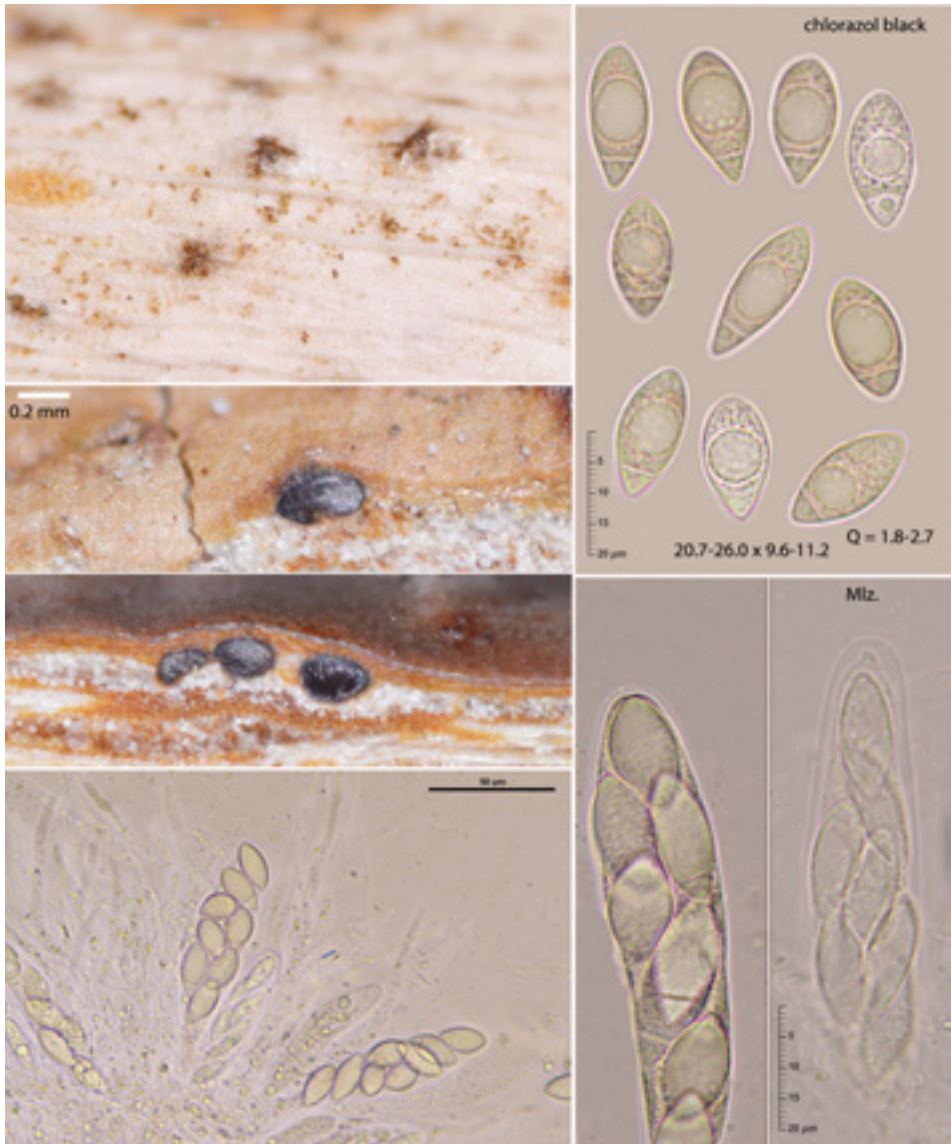
F150 *Pleomassaria holoschista*
(Berk. & Broome) Sacc.



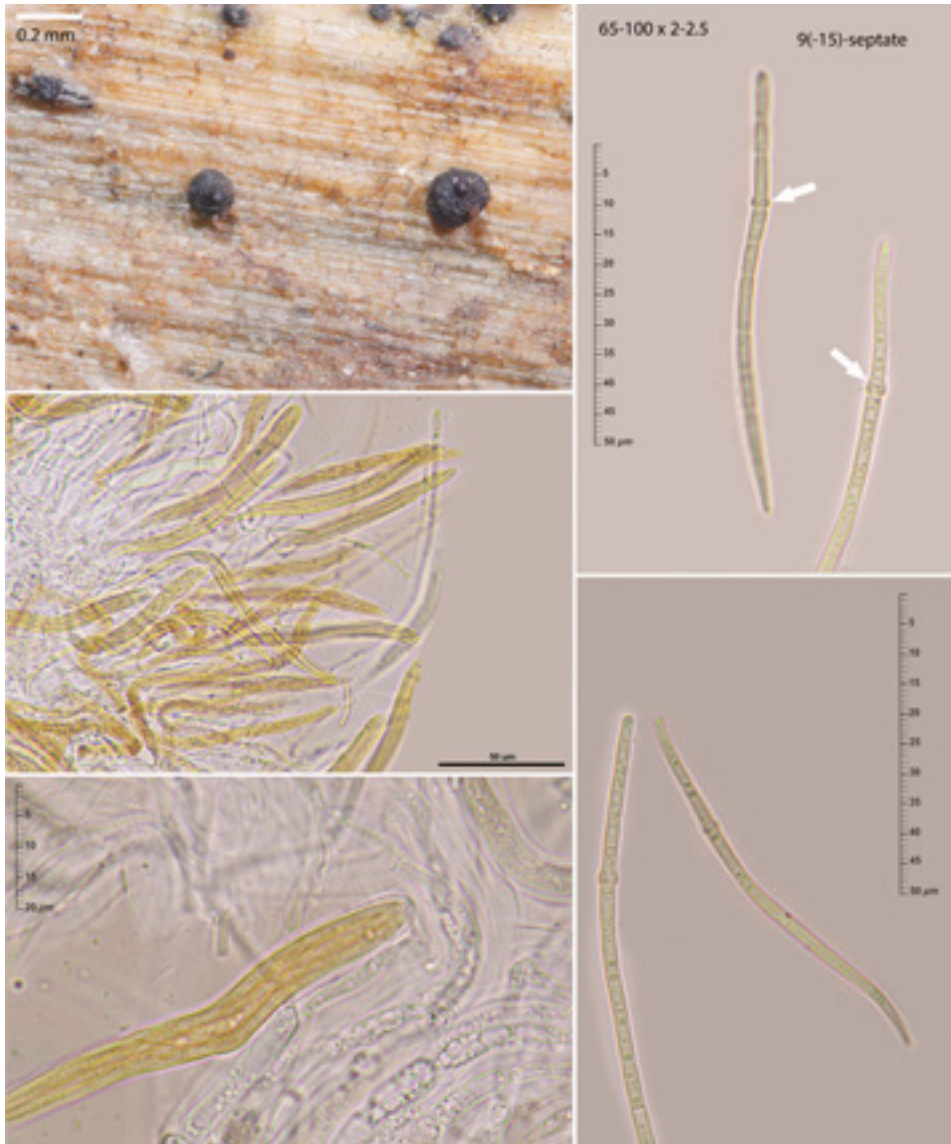
F151 *Pocillum cesatii*
(Mont.) De Not.



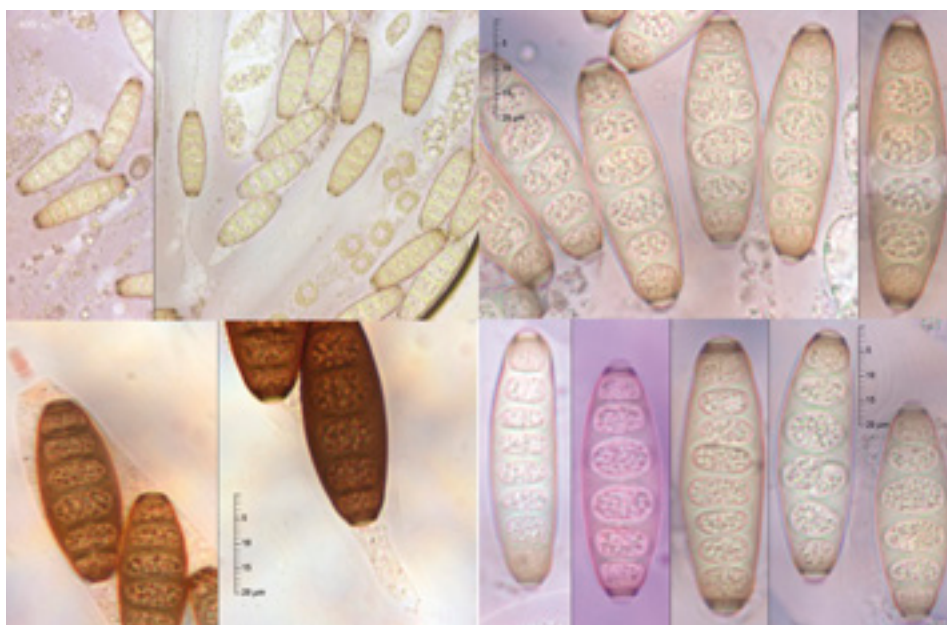
F152 *Prosthecium platanoides*
(Pers.) M.E. Barr



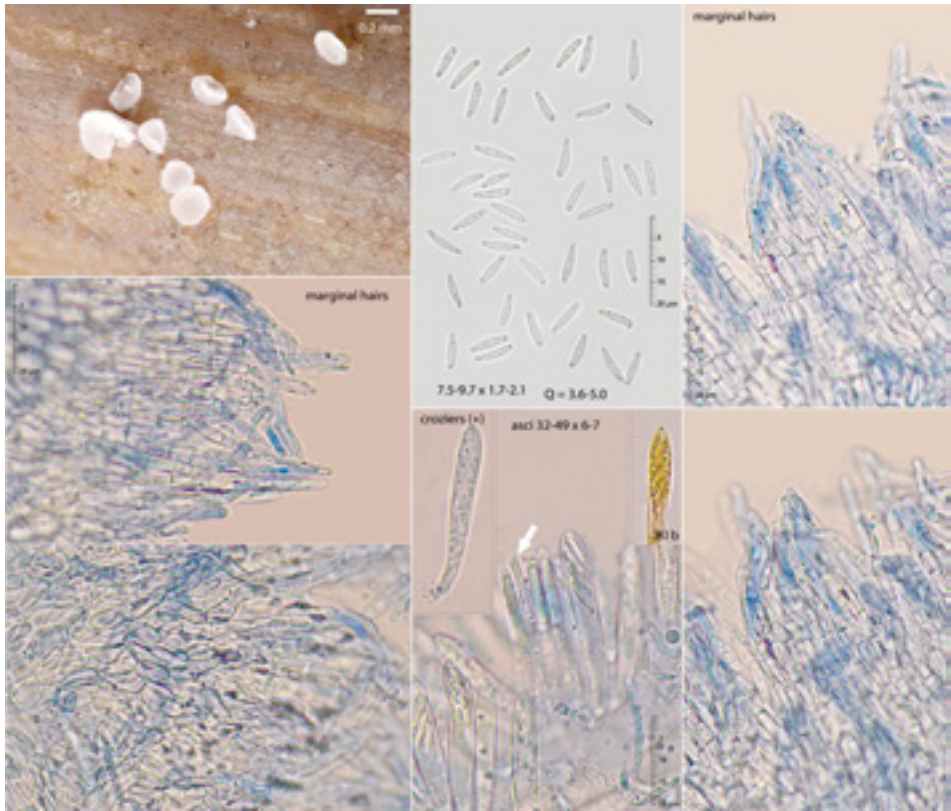
F153 *Pseudomassaria chondrospora*
(Ces.) Jacz.



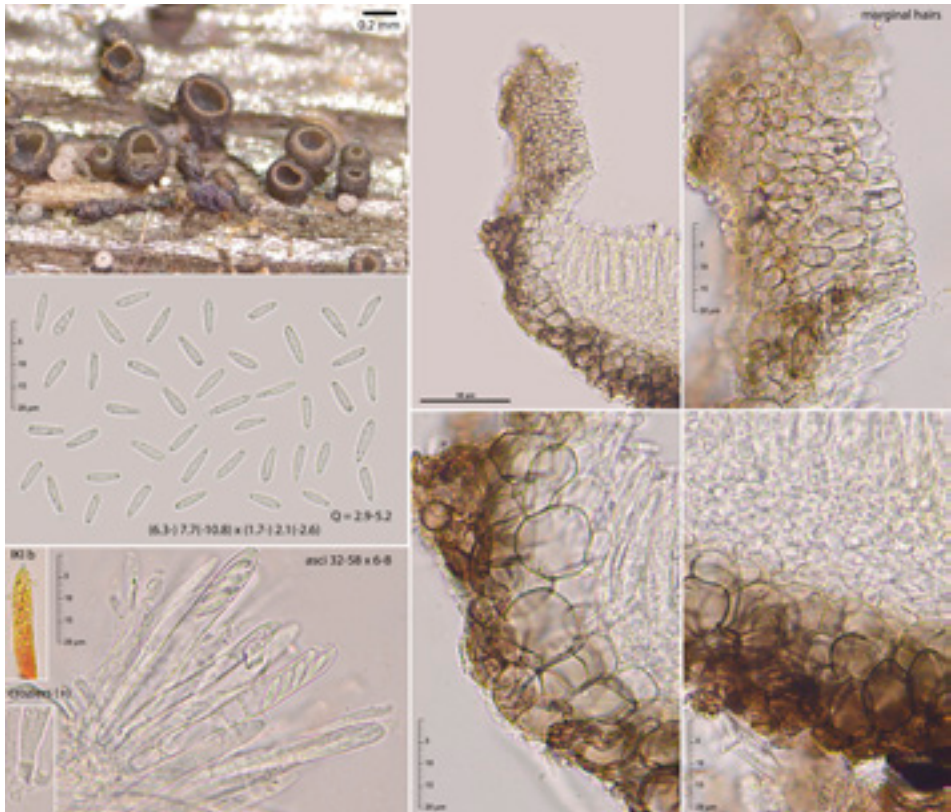
F154 *Pseudoophiobolus mathieui*
 (Westend.) Phookamsak, Wanas., S.K Huang, Camporesi & K.D. Hyde



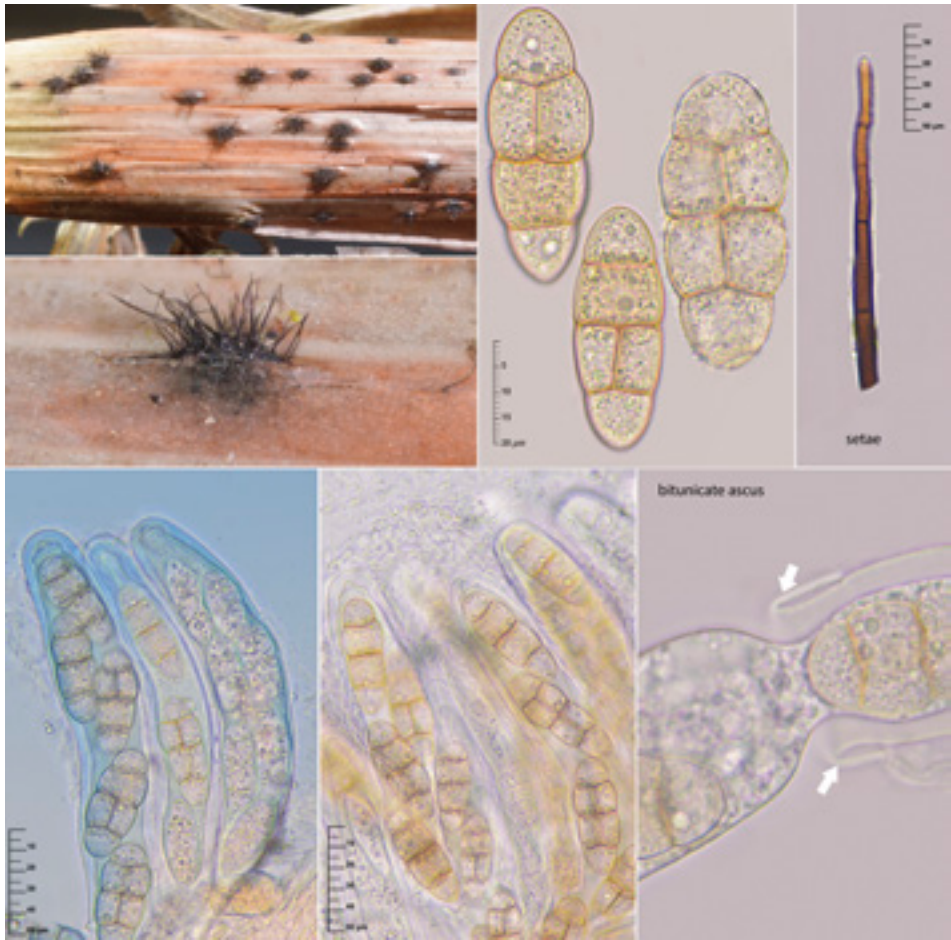
F155 *Pseudovalsa lanciformis*
(Fr.) Ces. & De Not.



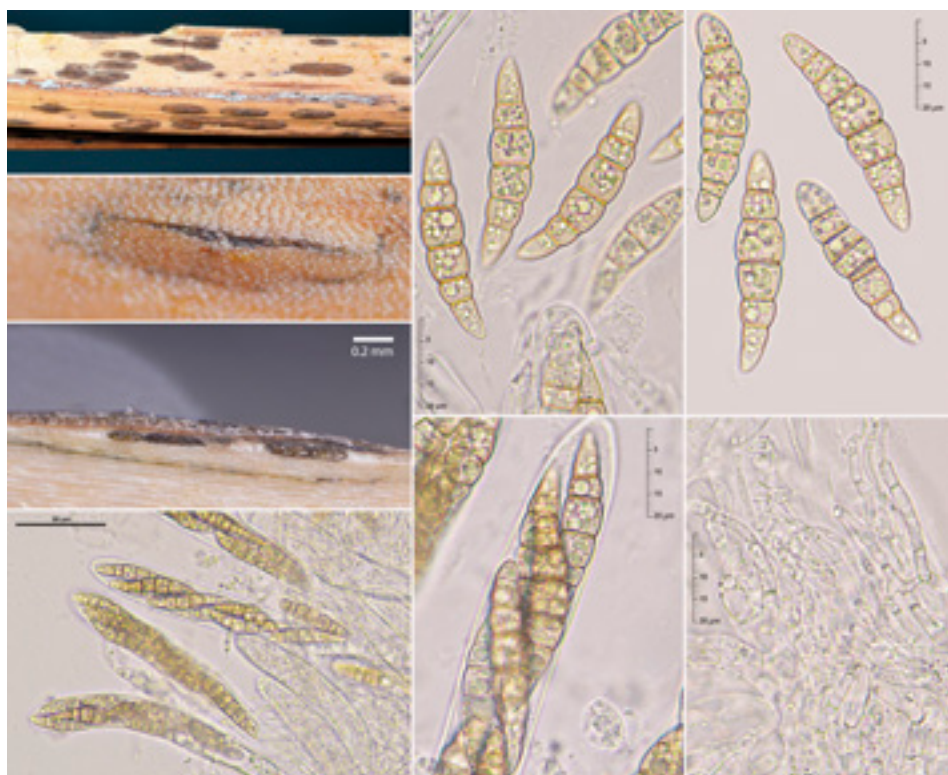
F156 *Psilachnum acutum*
(Velen.) Svrcek



F157 *Pyrenopeziza pulveracea*
(Fuckel) Gremmen



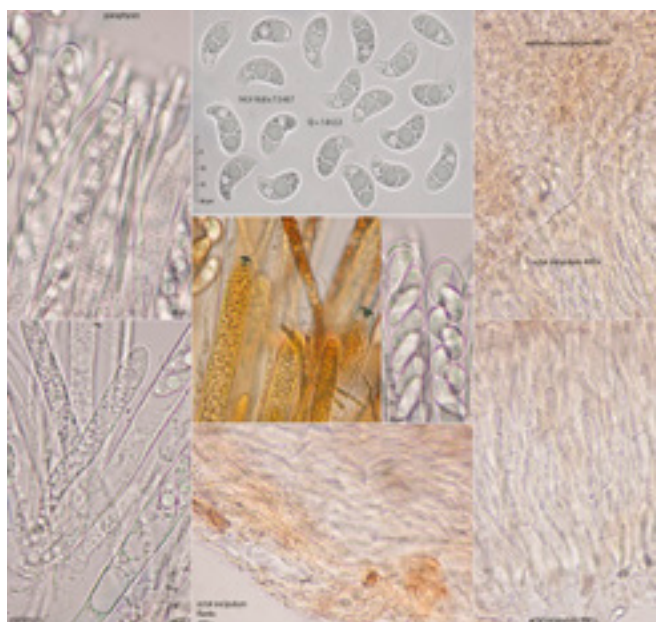
F158 *Pyrenophora tritici-repentis*
(Died.) Drechsler



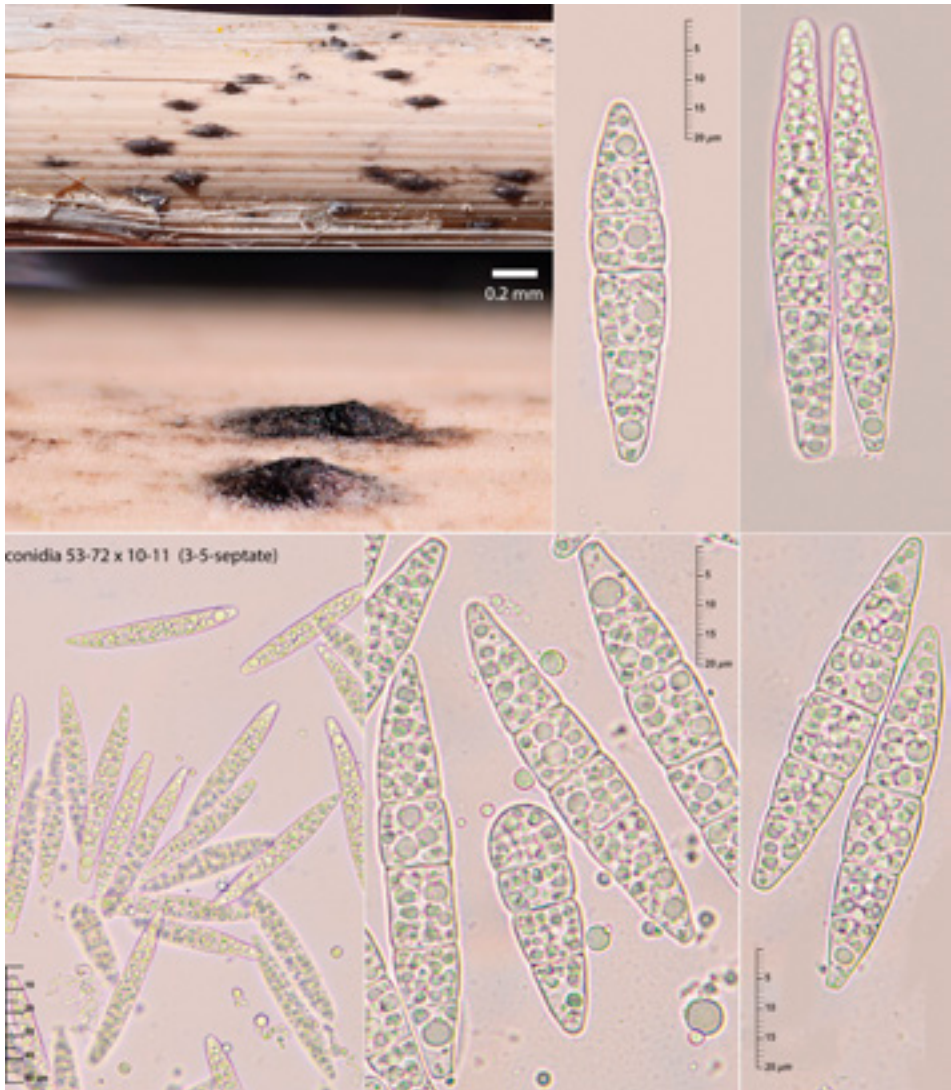
F159 *Rhopoglyphus filicinus*
(Fr.) Nitschke



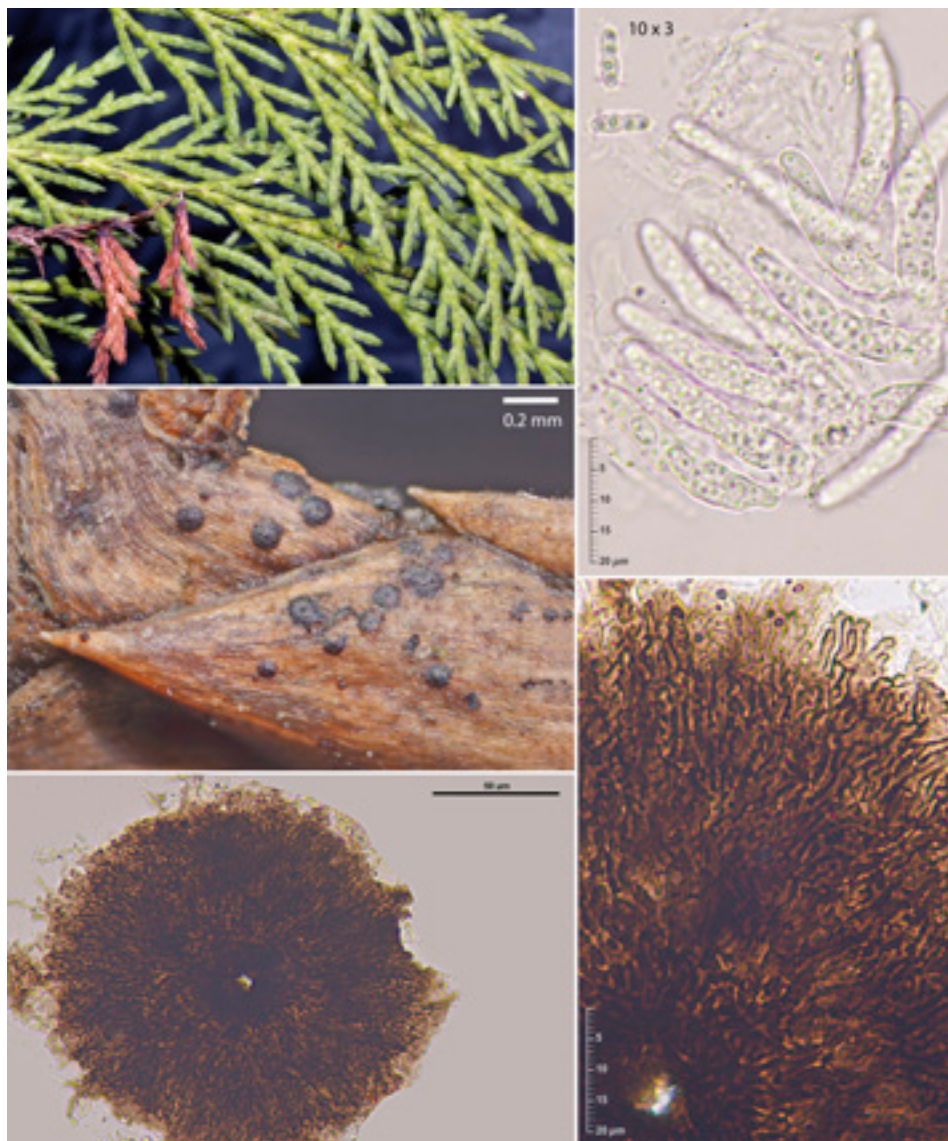
F160 *Rosellinia necatrix*
Prill.



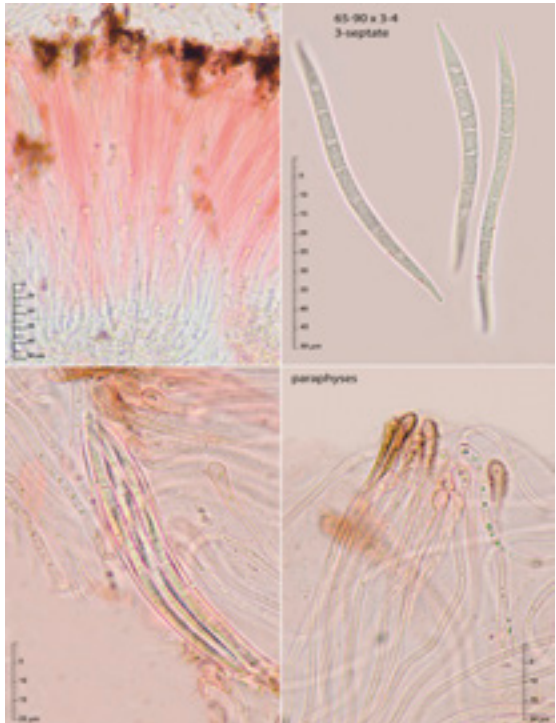
F161 *Rutstroemia sydowiana*
(Rehm) W. L. White



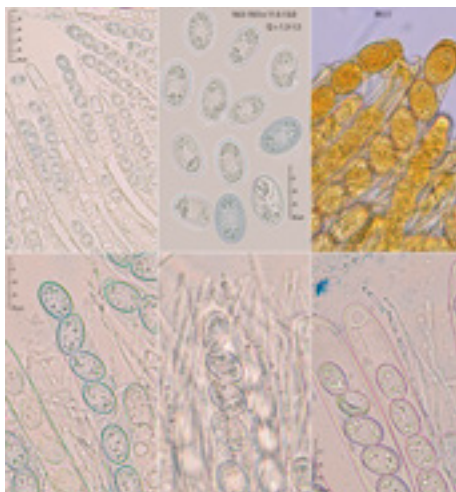
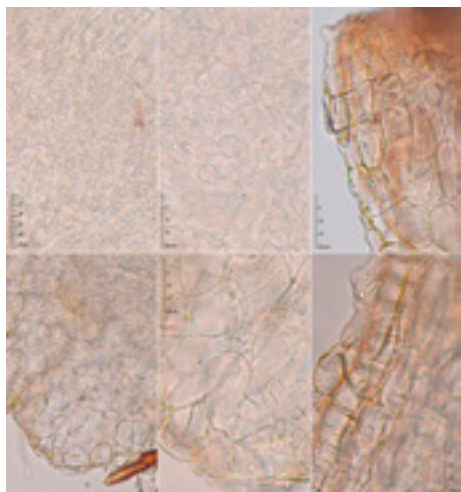
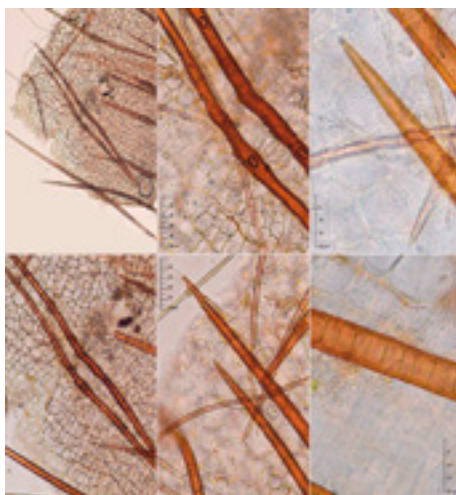
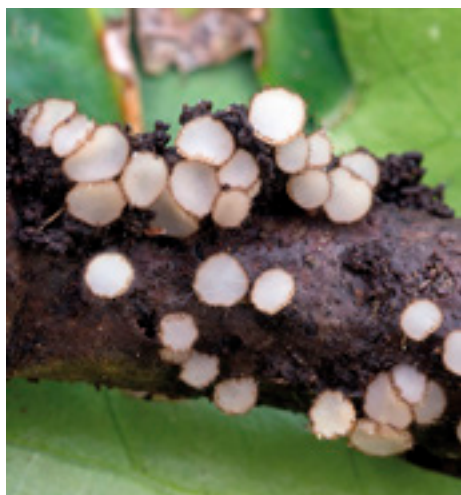
F162 *Stagonospora elegans*
(Berk.) Sacc. & Traverso



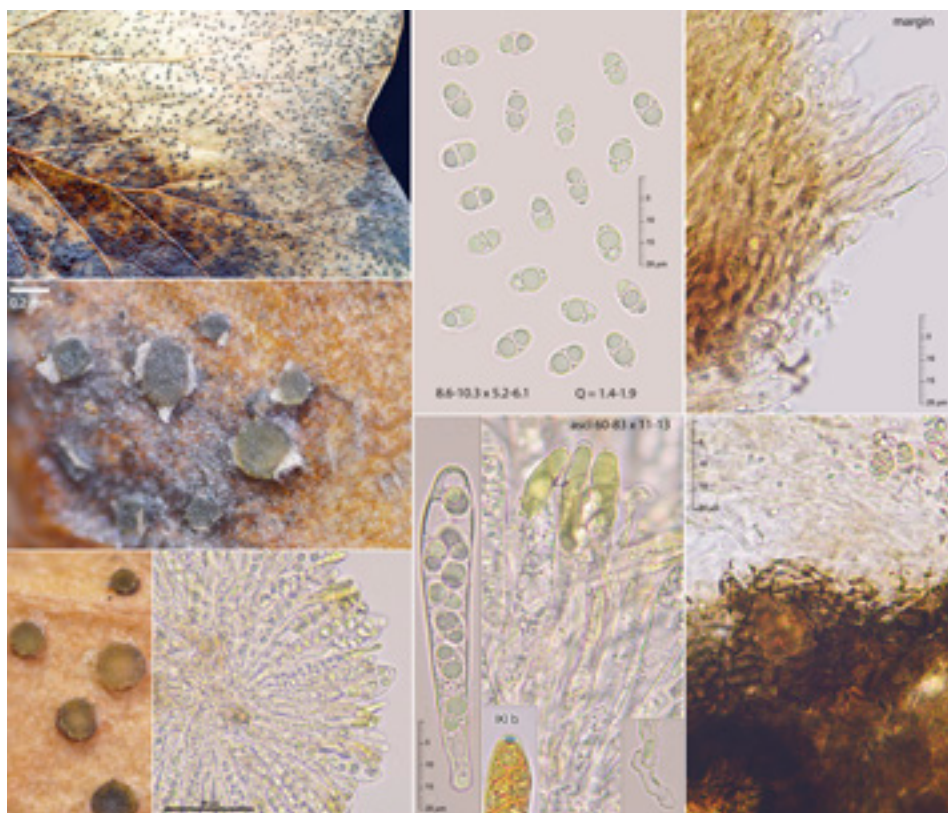
F163 *Stomiopeltis cupressicola*
J.P. Ellis



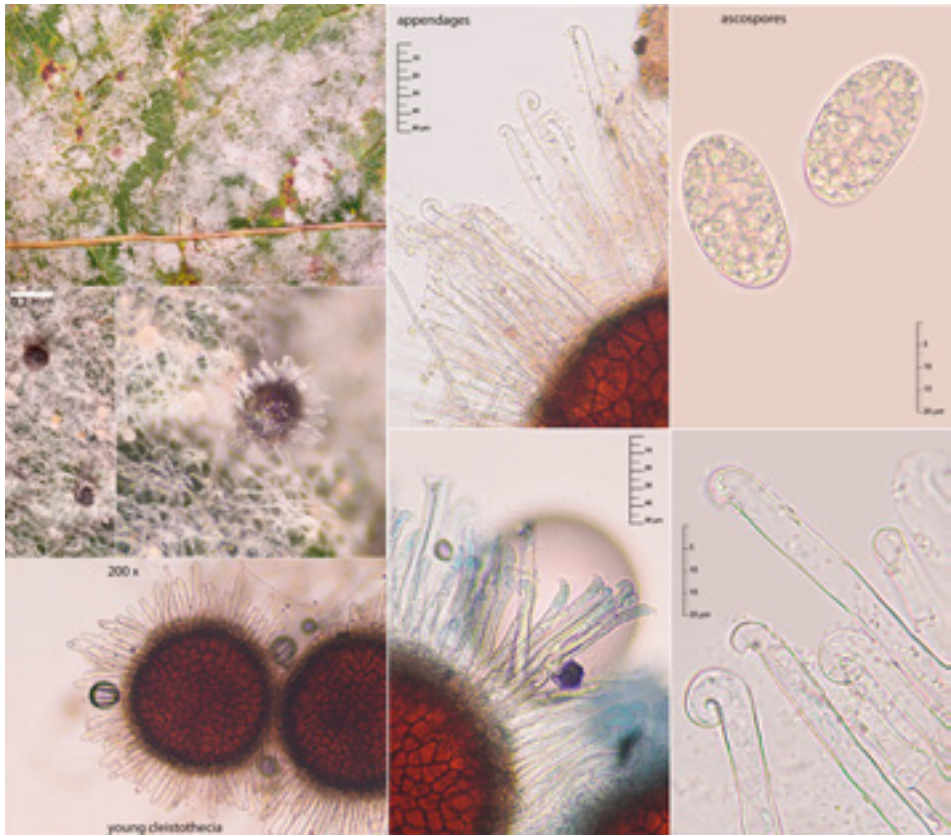
F164 *Therrya pini*
(Alb. & Schweinitz) Höhnelt



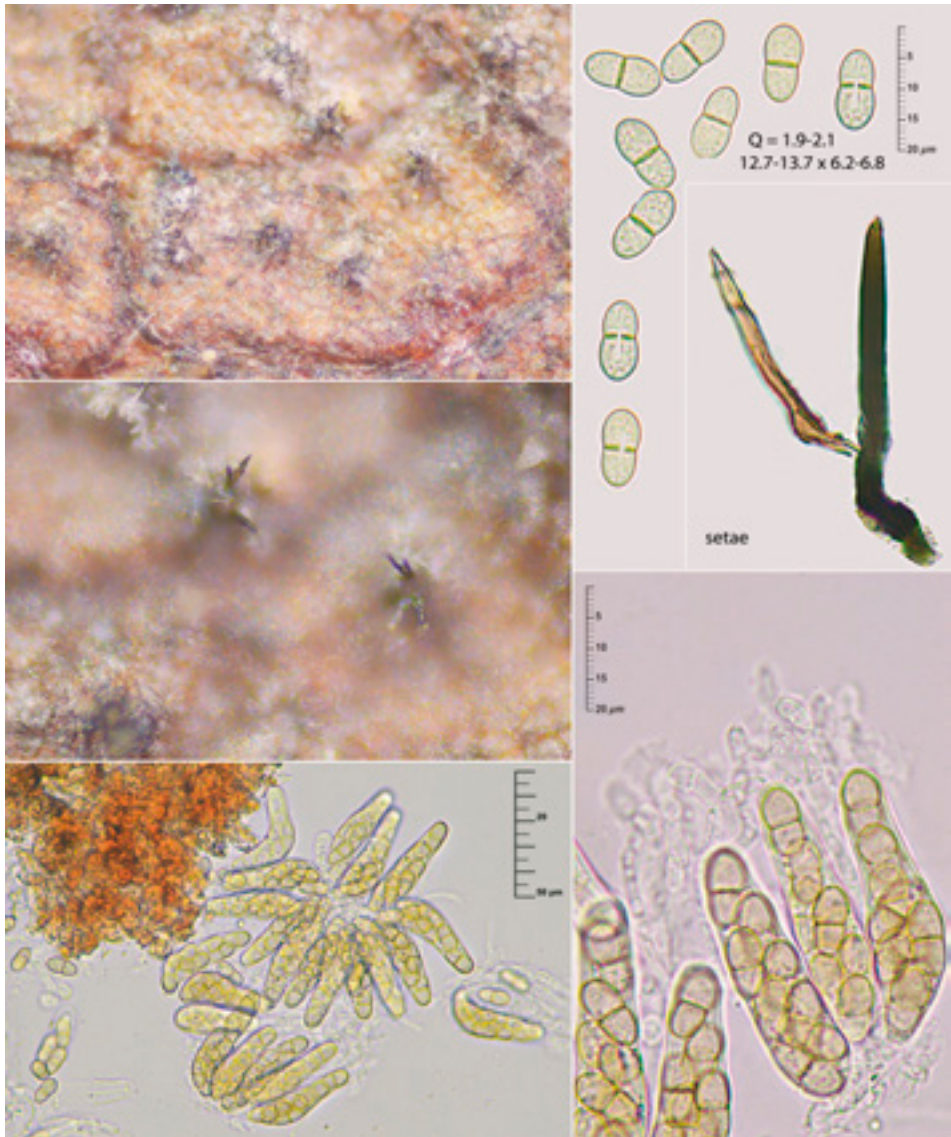
F165 *Trichophaeopsis bicuspis*
(Boud.) Korf & Erb



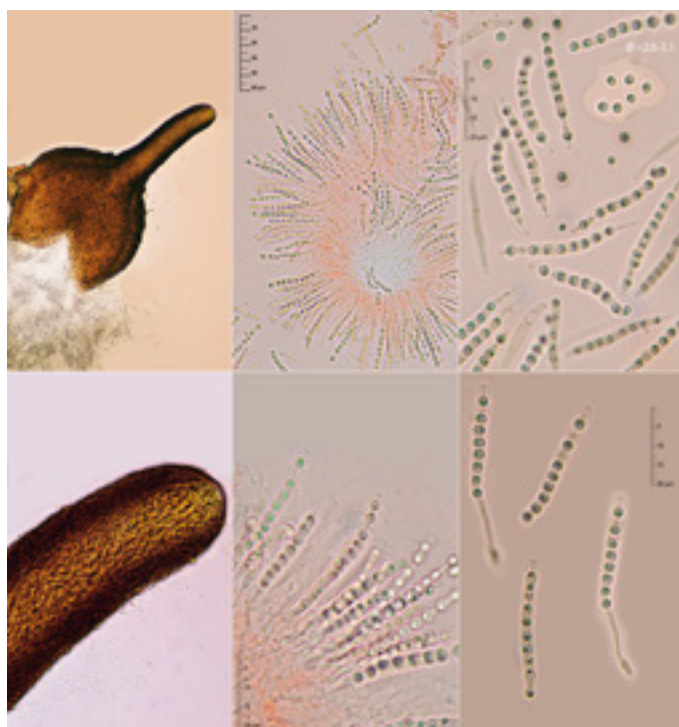
F166 *Trochila craterium*
(DC.) Fr.



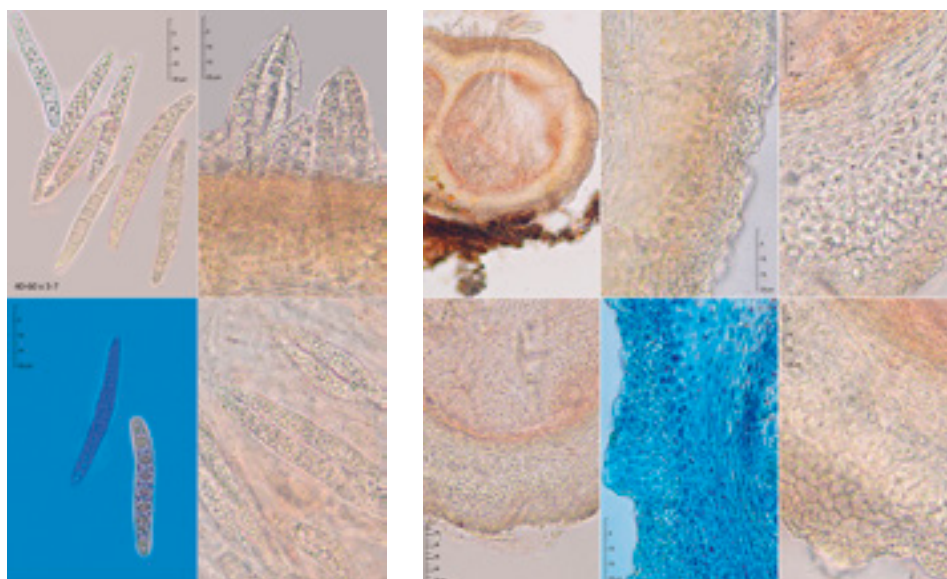
F167 *Uncinula adunca* var. *regularis*
(R.Y. Zheng & G.Q. Chen) U. Braun



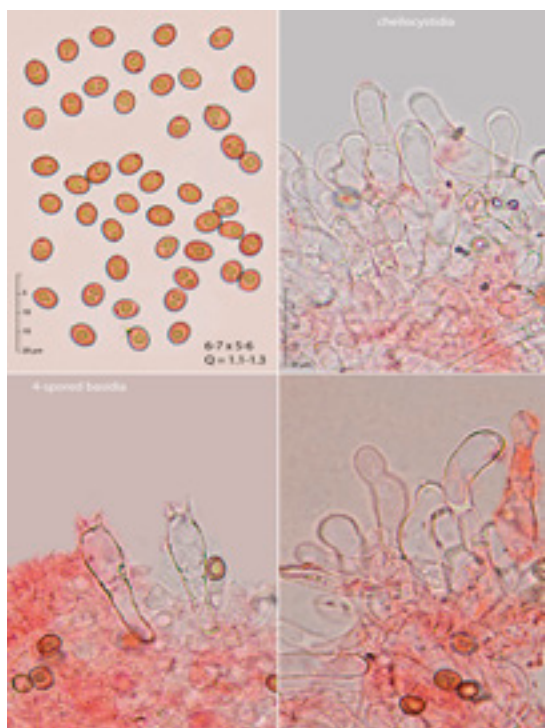
F168 *Venturia ditricha*
(Fr.) P. Karst.



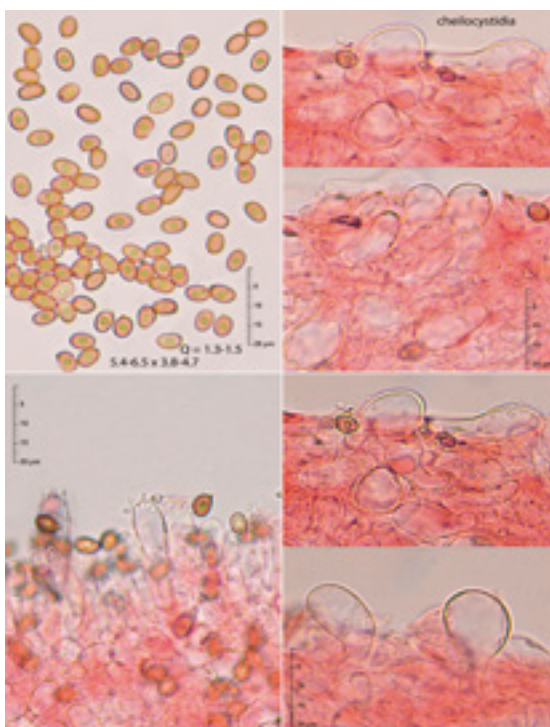
F169 *Wallrothiella congregata*
(Wallr.) Sacc.



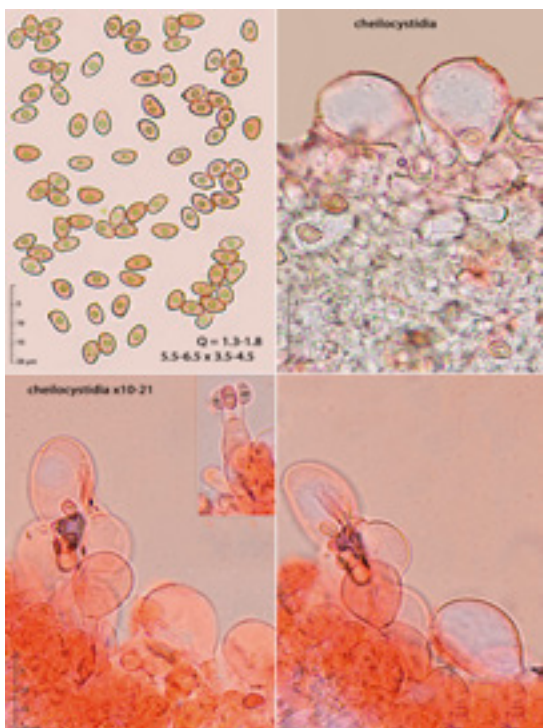
F170 *Xanthonectria pseudopeziza*
(Desm.) Lechat, J. Fourn. & P.-A. Moreau



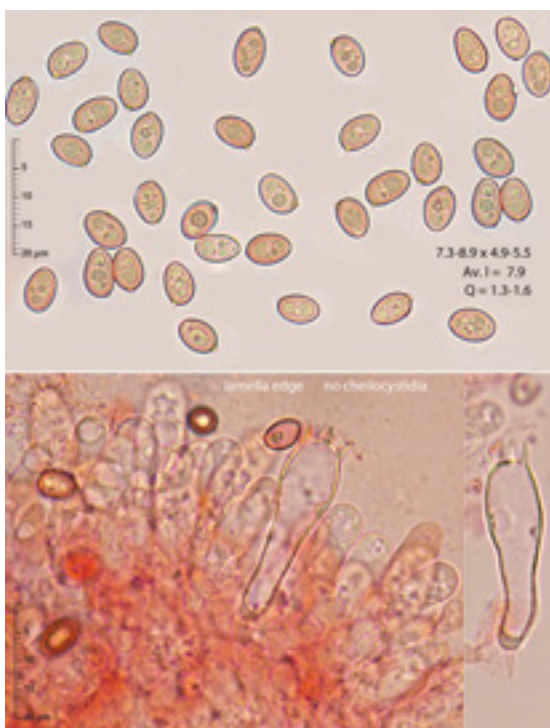
F171 *Agaricus bitorquis*
(Quél.) Sacc.



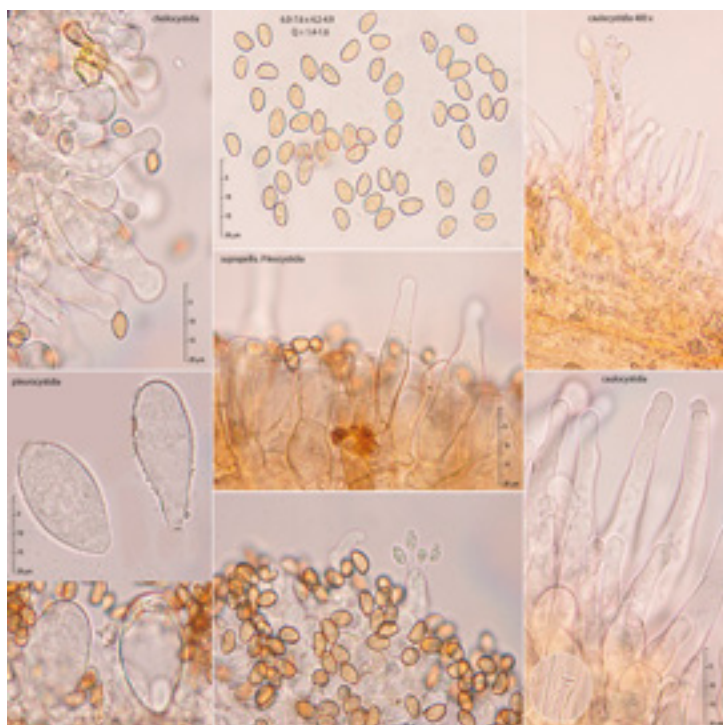
F172 *Agaricus impudicus*
(Rea) Pilát



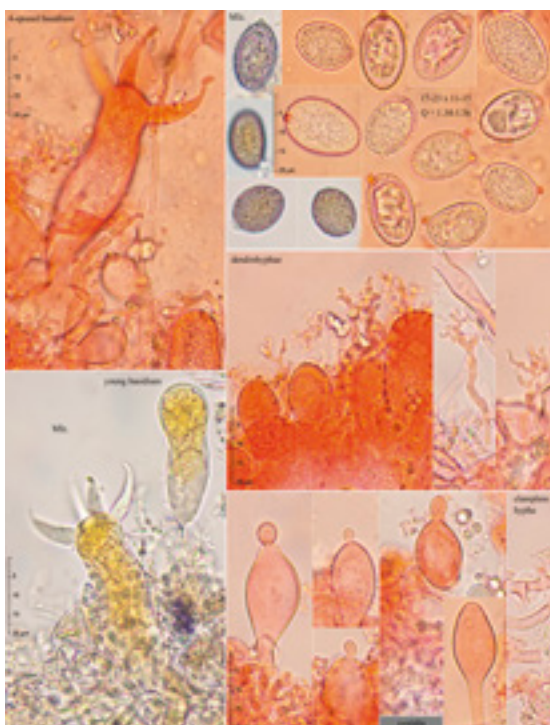
F173 *Agaricus moelleri*
Wasser



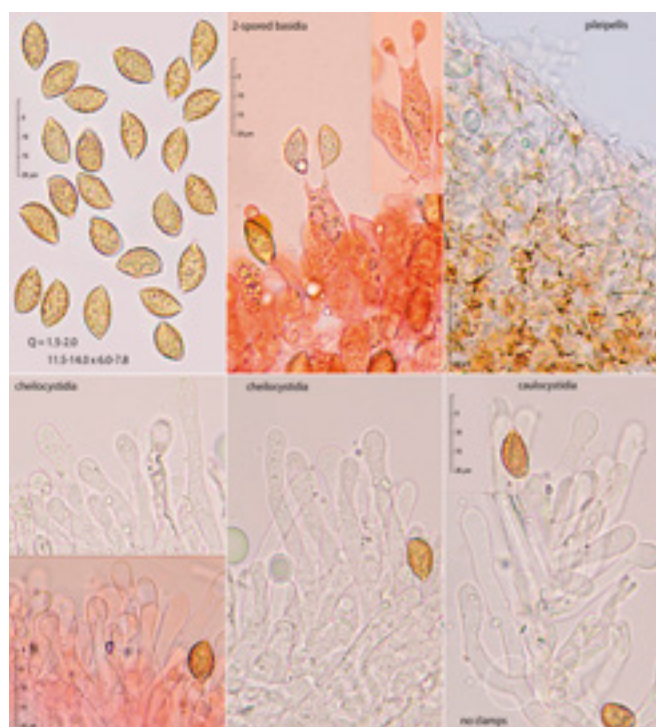
F174 *Agaricus moellerianus*
Bon



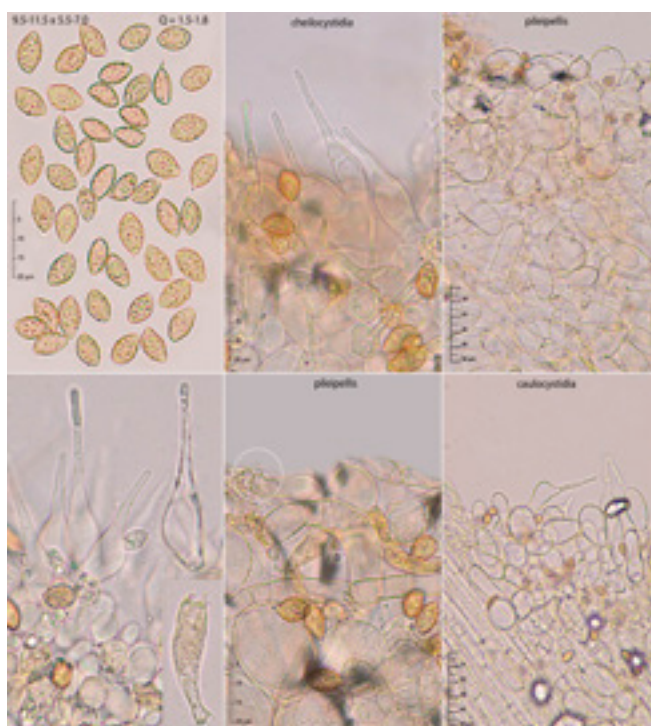
F175 *Agrocybe firma*
(Peck) Singer



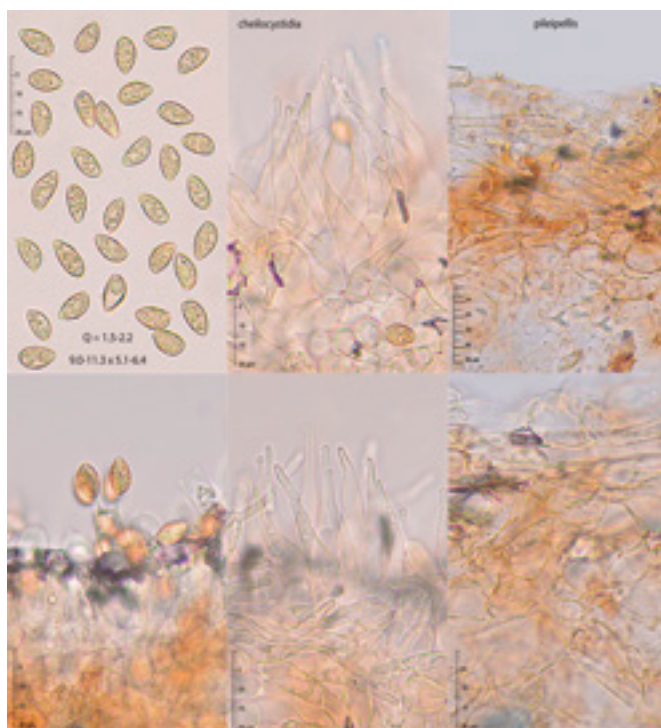
F176 *Aleurodiscus aurantius*
(Pers.) J. Schröt.



F177 *Alnicola bohemica*
(Velen.) Kühner & Maire



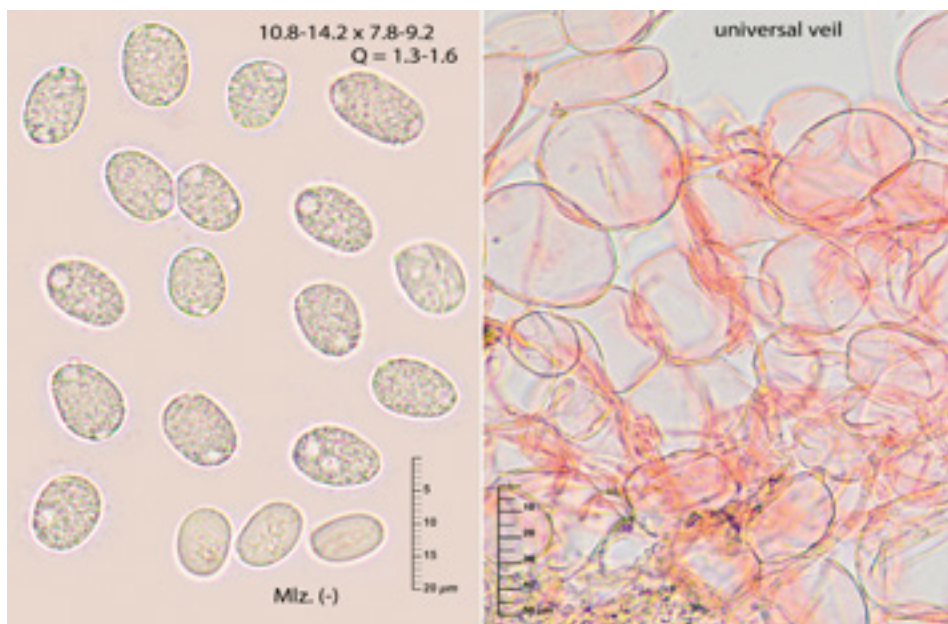
F178 *Alnicola escharoides*
(Fr.) Romagn.



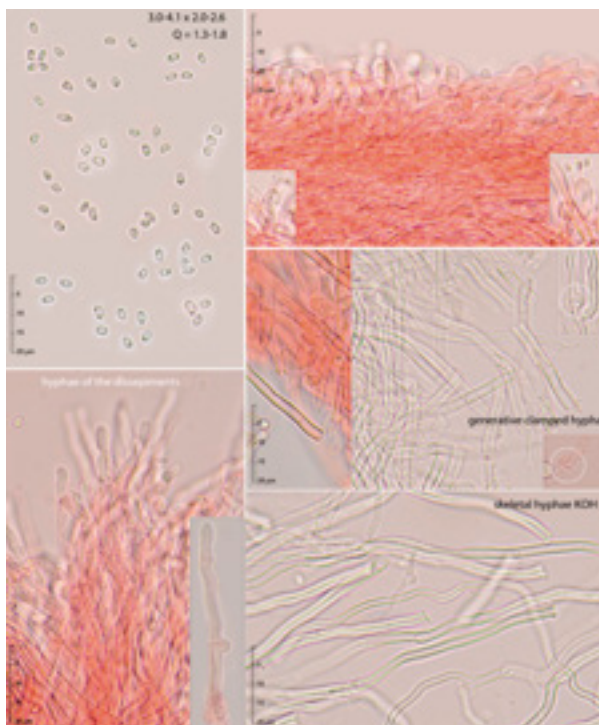
F179 *Alicicola subconspersa*
(Kühner ex P.D. Orton) Bon



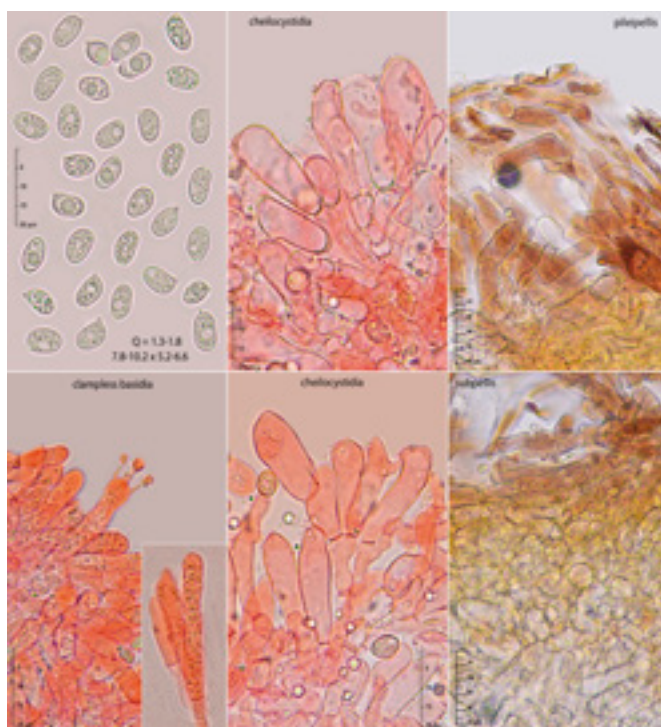
F180 *Amanita echinocephala*
(Vittad.) Quél.



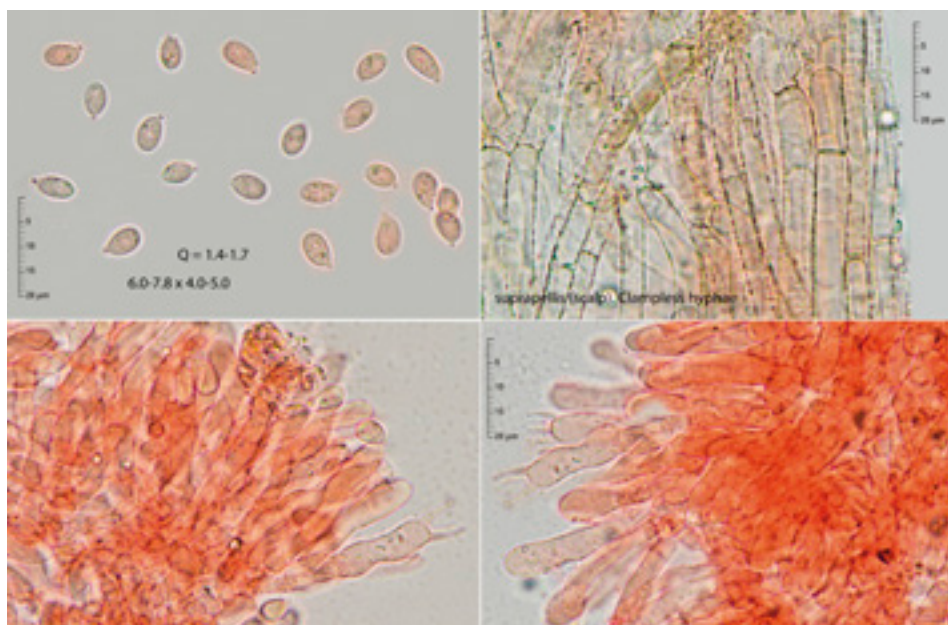
F181 *Amanita eliae*
Quél.



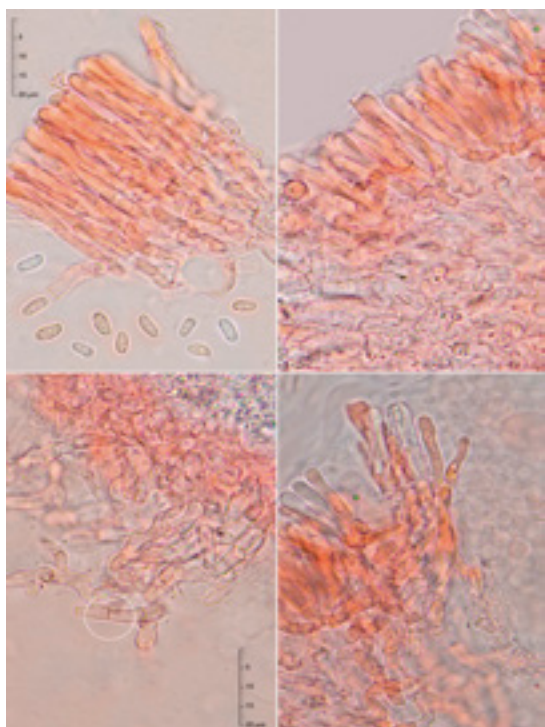
F182 *Antrodiella romellii*
(Donk) Niemelä



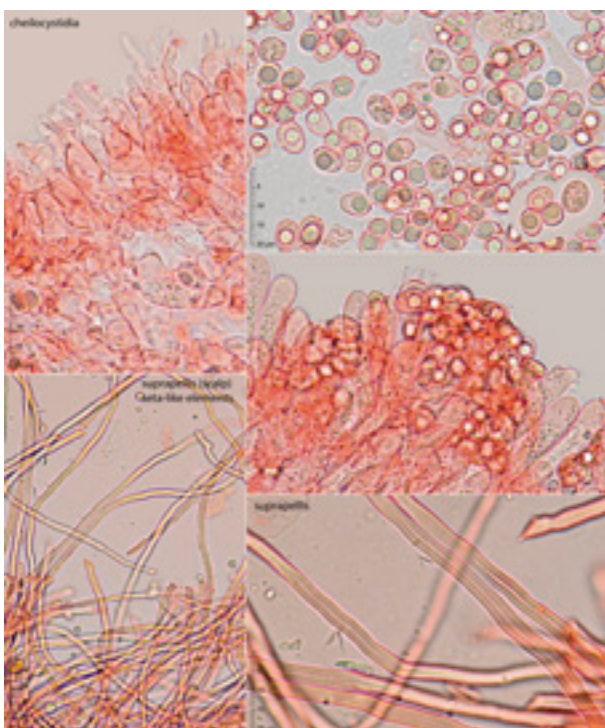
F183 *Armillaria mellea*
(Vahl) P. Kumm



F184 *Arrhenia rickenii*
(Hora) Watling



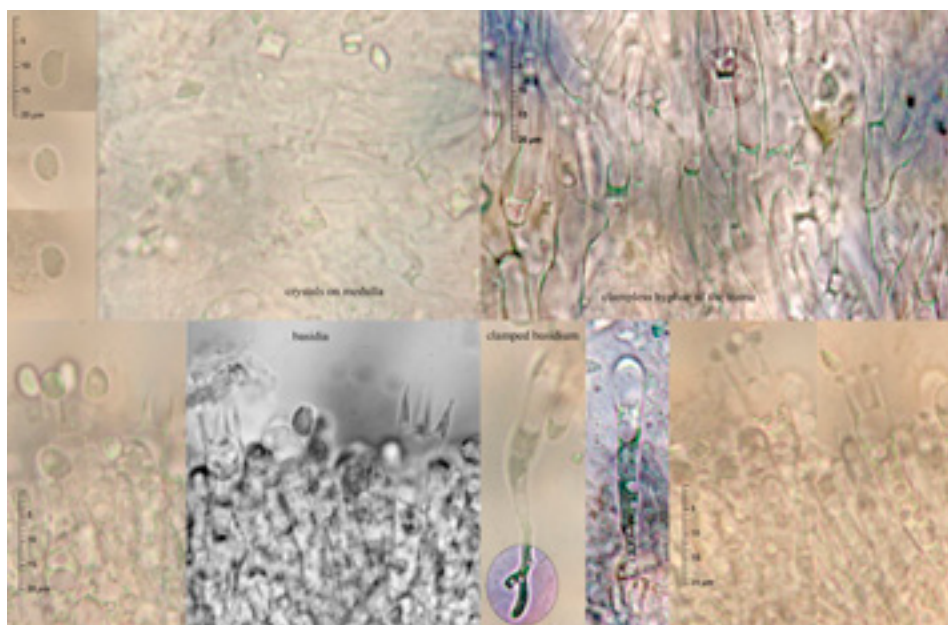
F185 *Byssomerulius corium*
(Pers.) Parmasto



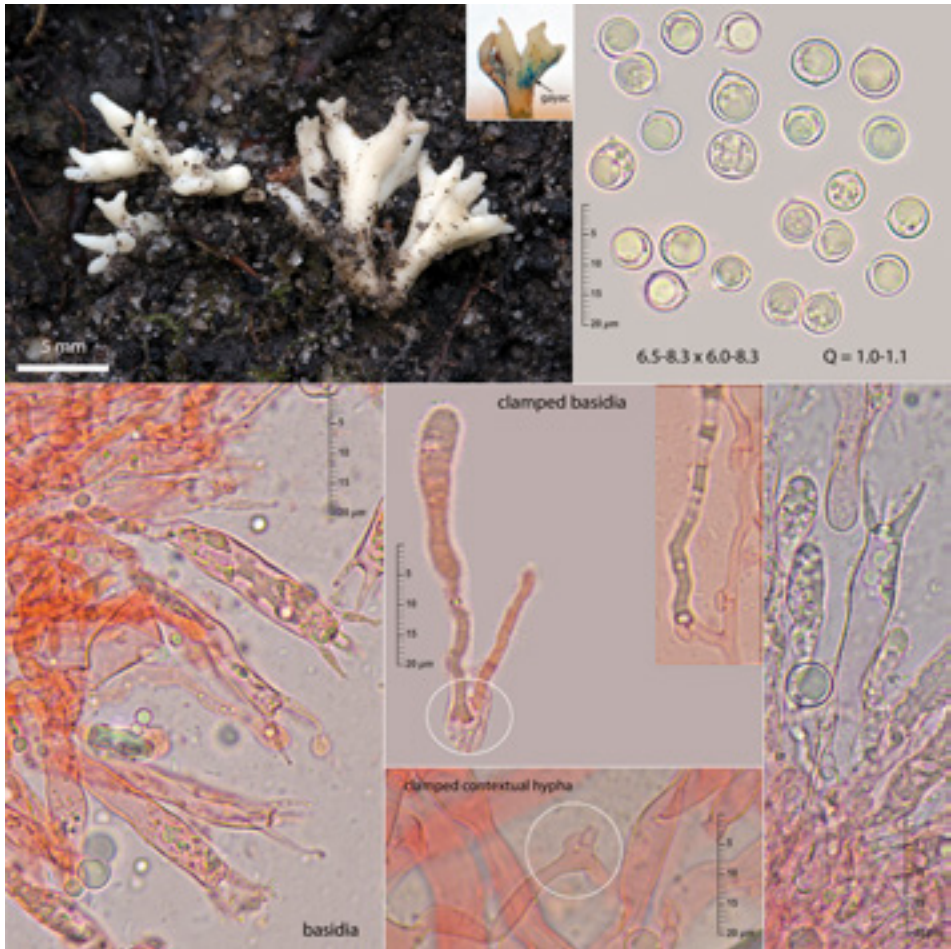
F186 *Chaetocalathus craterellus*
(Durieu & Lév.) Singer



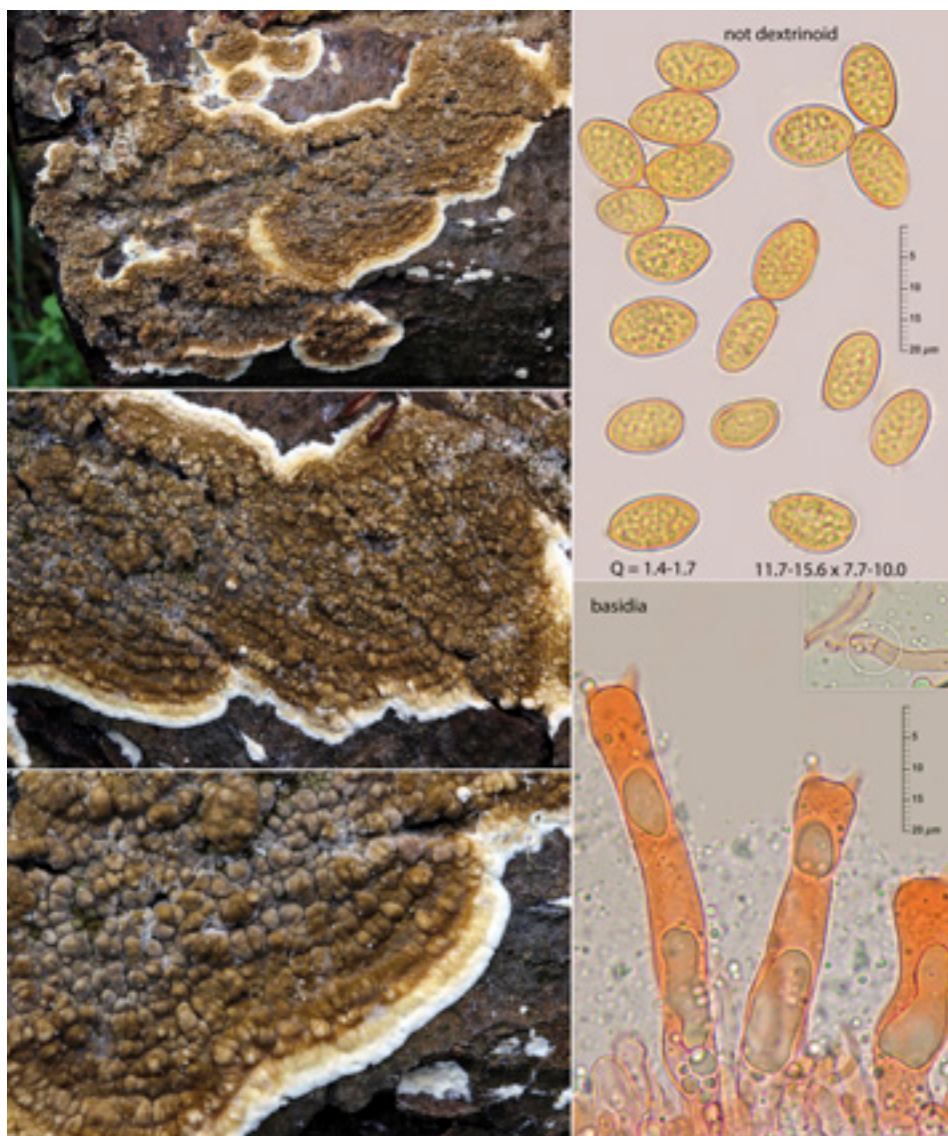
F187 *Chromocyphella muscicola*
(Fr.) Donk



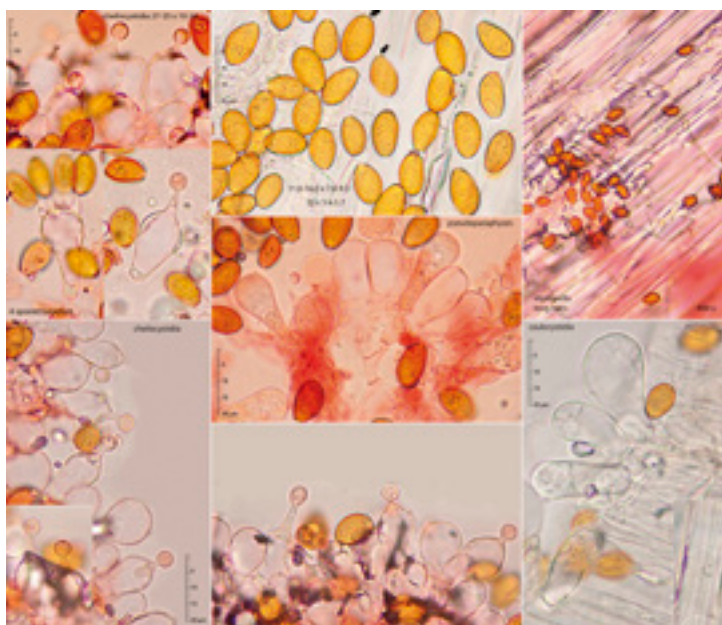
F188 *Clavaria incarnata*
Weinm



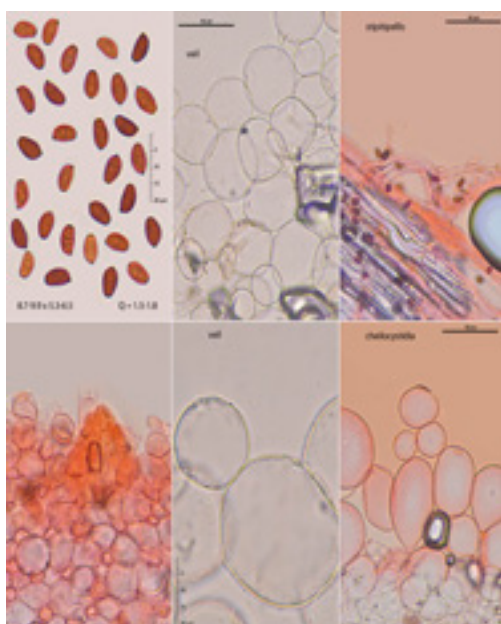
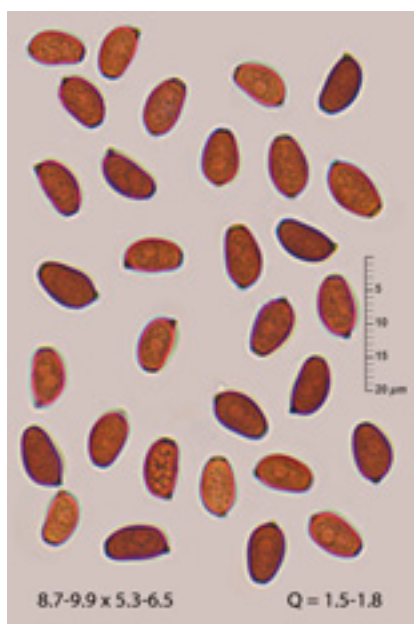
F189 *Clavulinopsis umbrinella*
(Sacc.) Corner



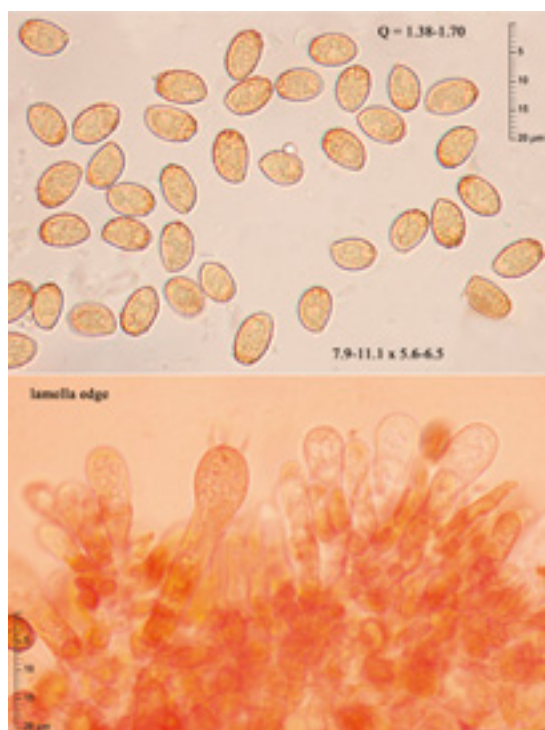
F190 *Coniophora puteana*
(Schumach.) P. Karst



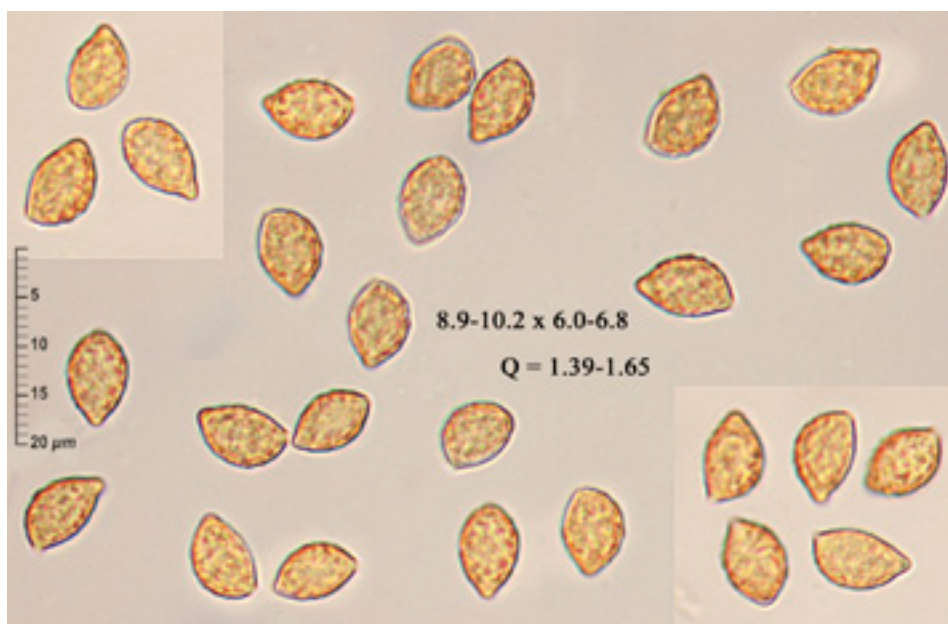
F191 *Conocybe albipes* var. *albipes*
(G.H. Otth) Hauskn.



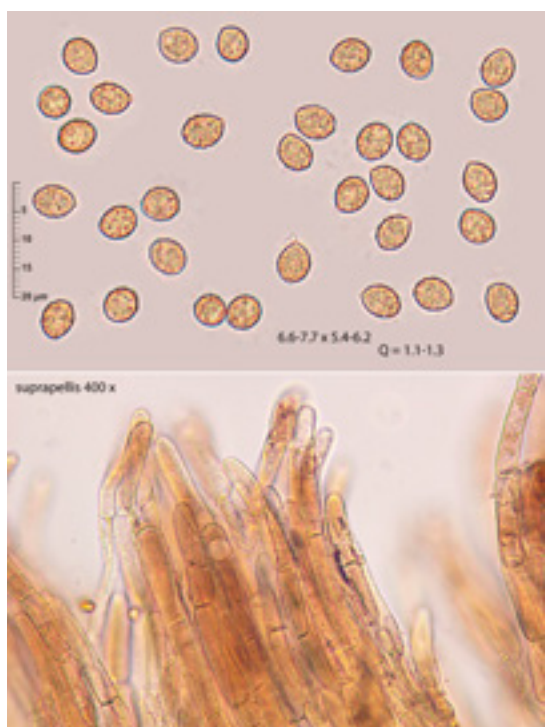
F192 *Coprinellus saccharinus*
(Romagn.) P. Roux, Guy García & Dumas



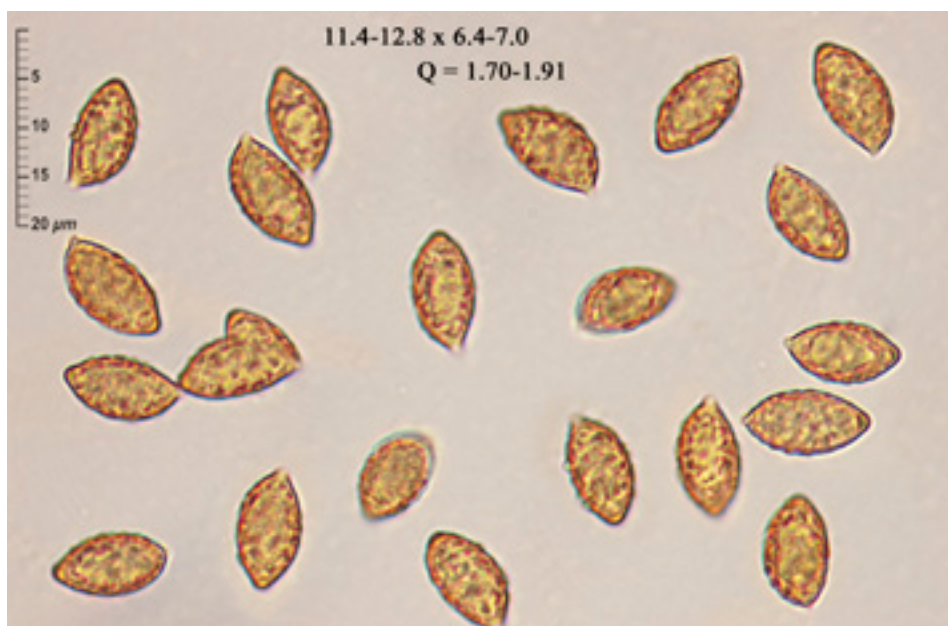
F193 *Cortinarius diosmus* var. *araneosolvatus*
Bon & Gaugué



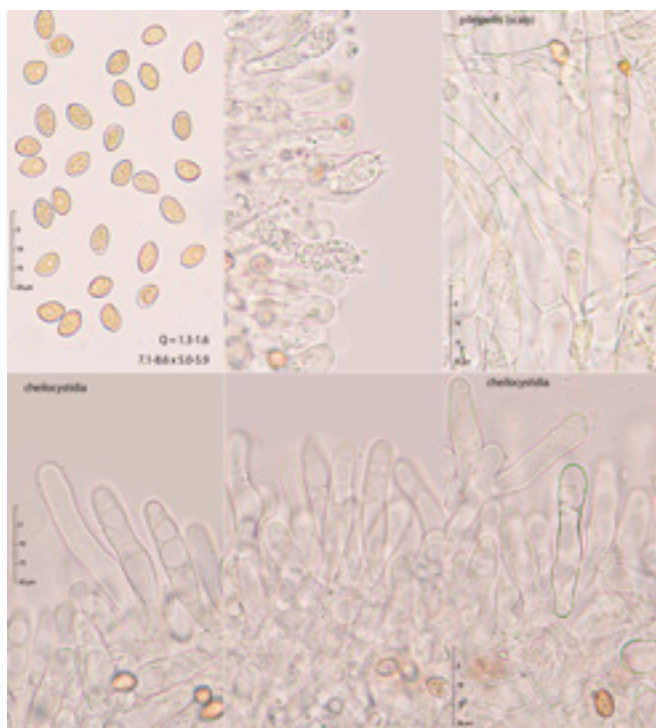
F194 *Cortinarius insignolens*
(Cooke) Rob. Henry



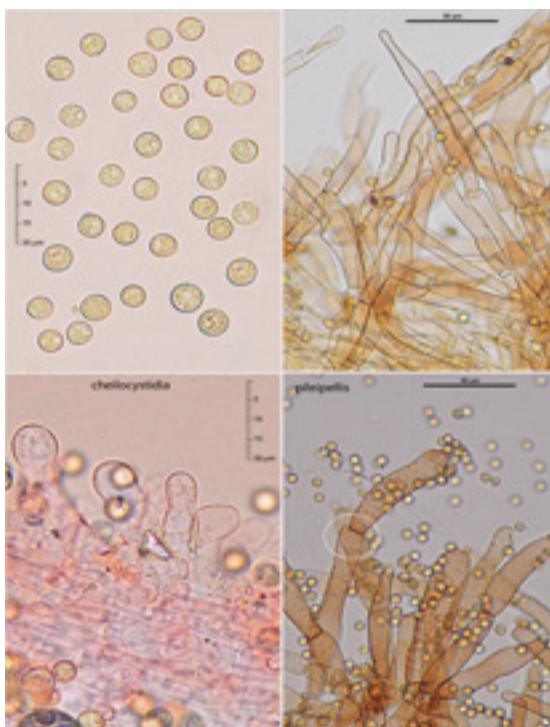
F195 *Cortinarius melanotus*
Kalchbr.



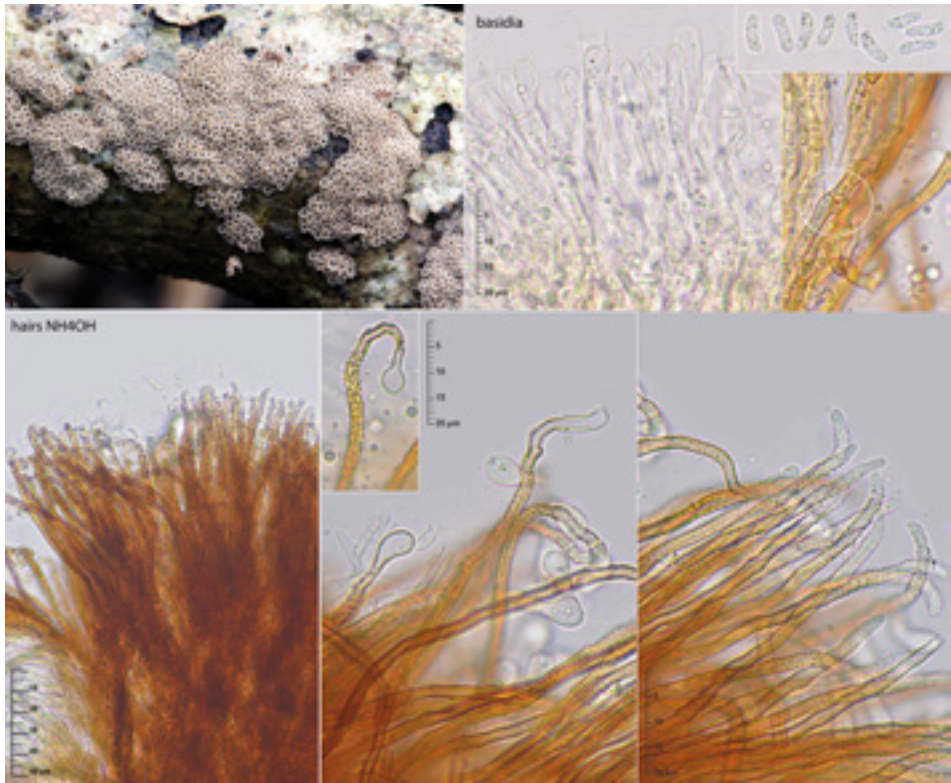
F196 *Cortinarius rufoolivaceus* var. *vinosus*
(Cooke) Moënne-Locc. & Reumaux



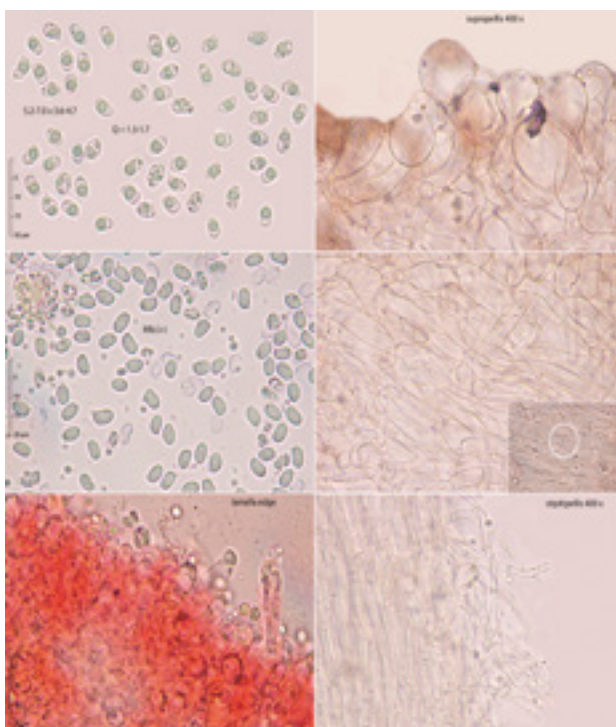
F197 *Crepidotus autochthonus*
J. E. Lange



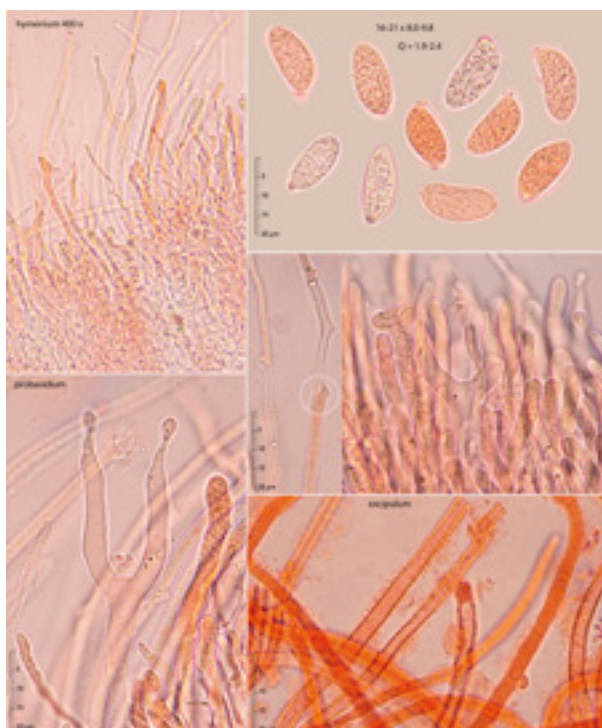
F198 *Crepidotus crocophyllus*
(Berk.) Sacc.



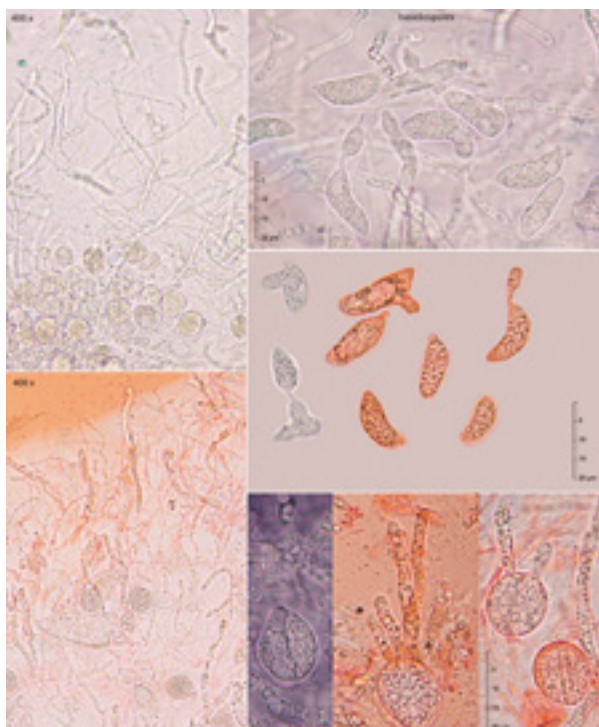
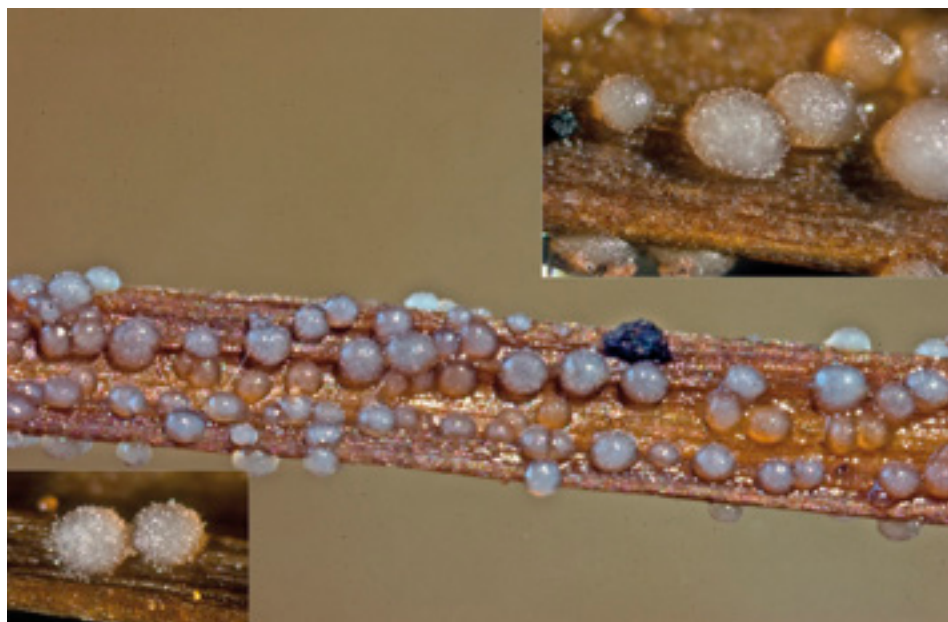
F199 *Cyphellopsis confusa*
(Bres.) D.A. Reid



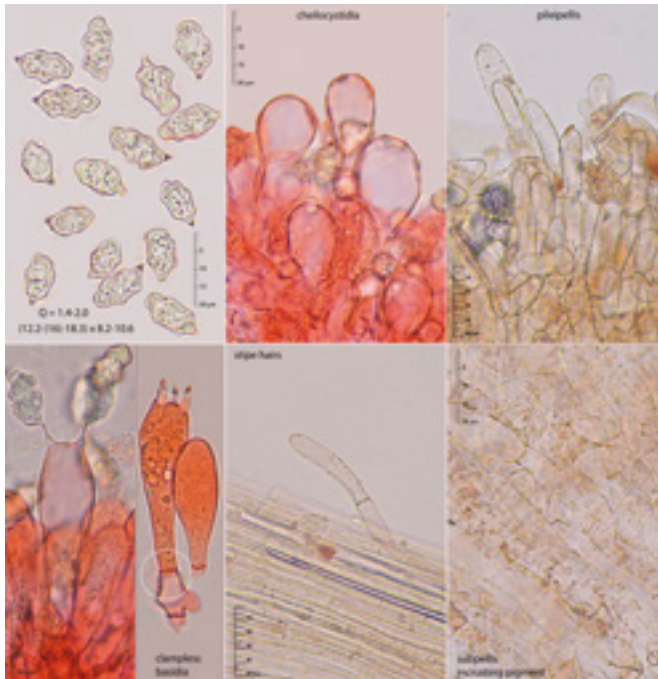
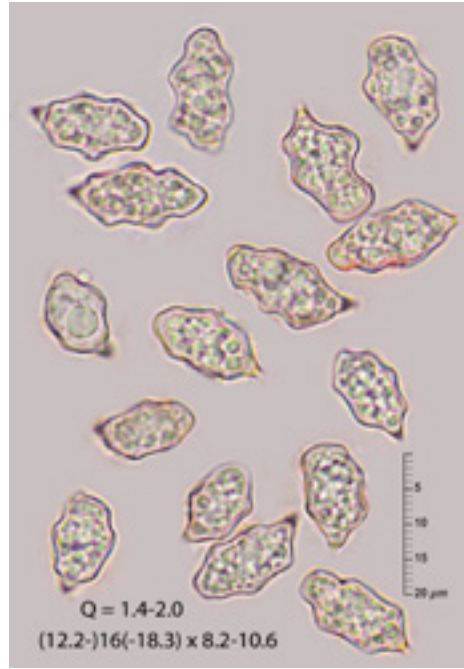
F200 *Dermaloma pseudocuneifolium*
Herink ex Bon



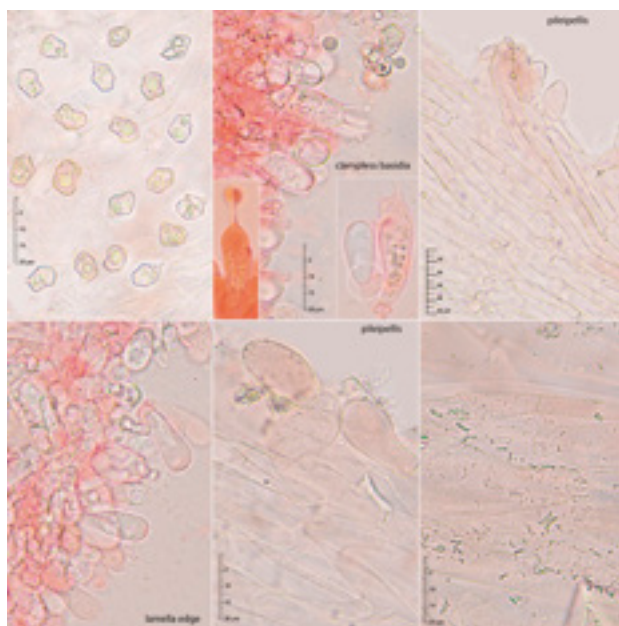
F201 *Ditiola peziziformis*
(Lév.) D. A. Reid



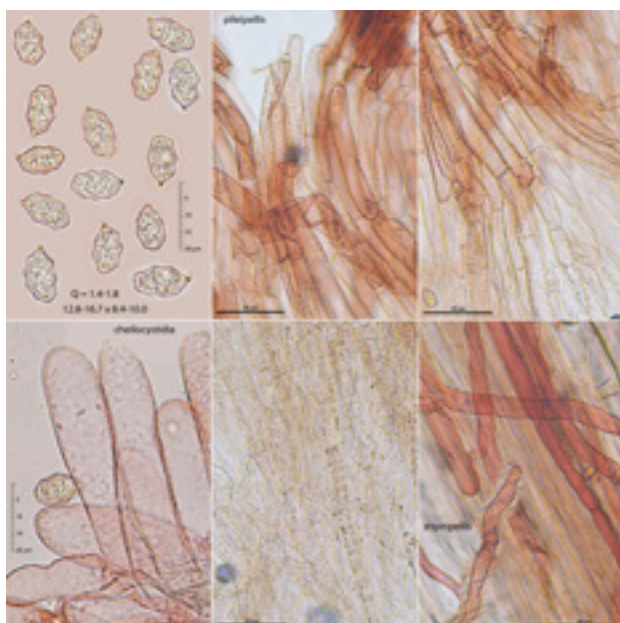
F202 *Efibulobasidium albescens*
(Sacc. & Malbr.) K. Wells



F203 *Entoloma dysthales* (Peck) Sacc.



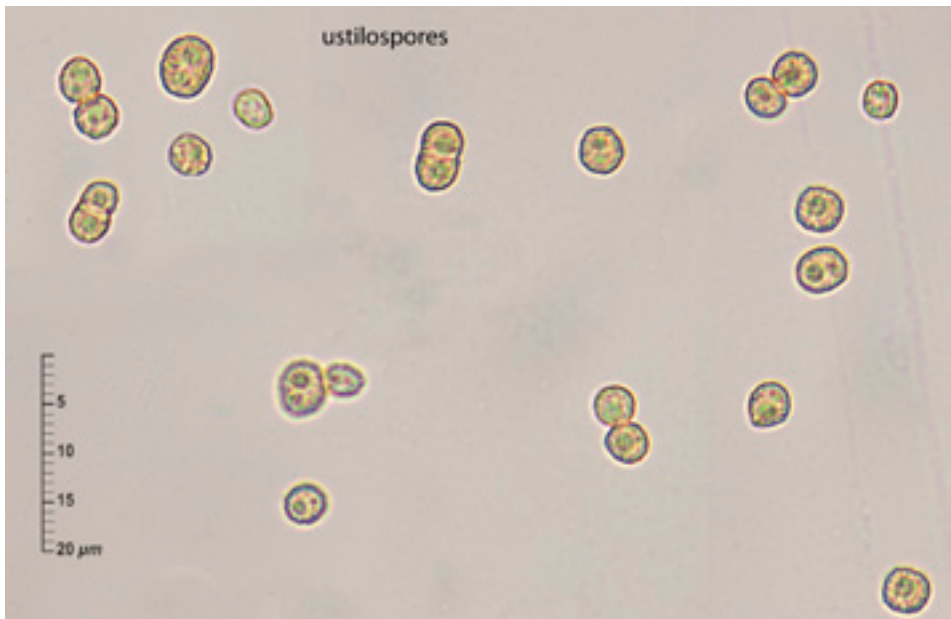
F204 *Entoloma incarnatofuscescens*
(Britzelm.) Noordel.

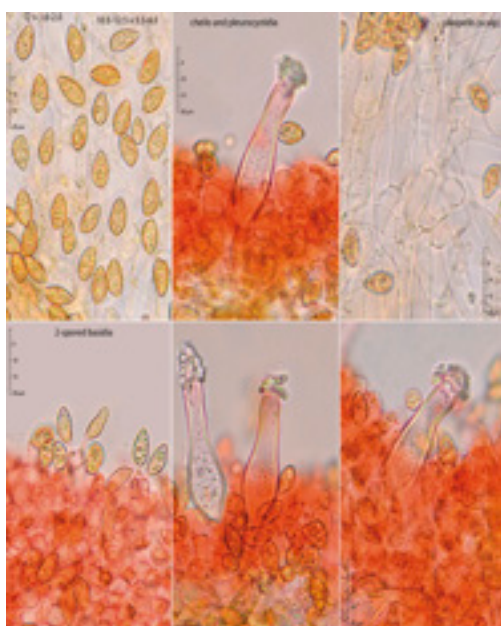
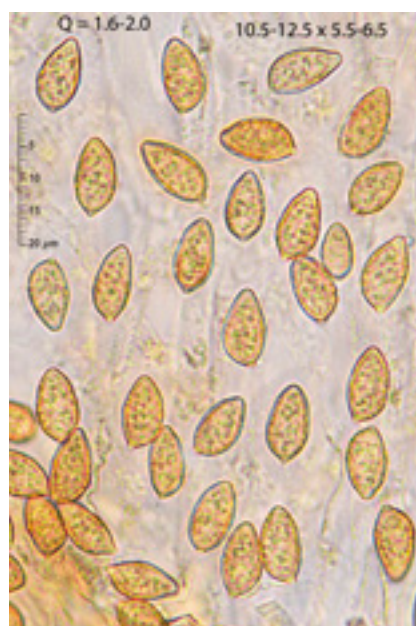


F205 *Entoloma strigosissimum*
(Rea) Noordel.



F206 *Farysia thuemenii*
(A.A. Fisch. Waldh.) Nannf.

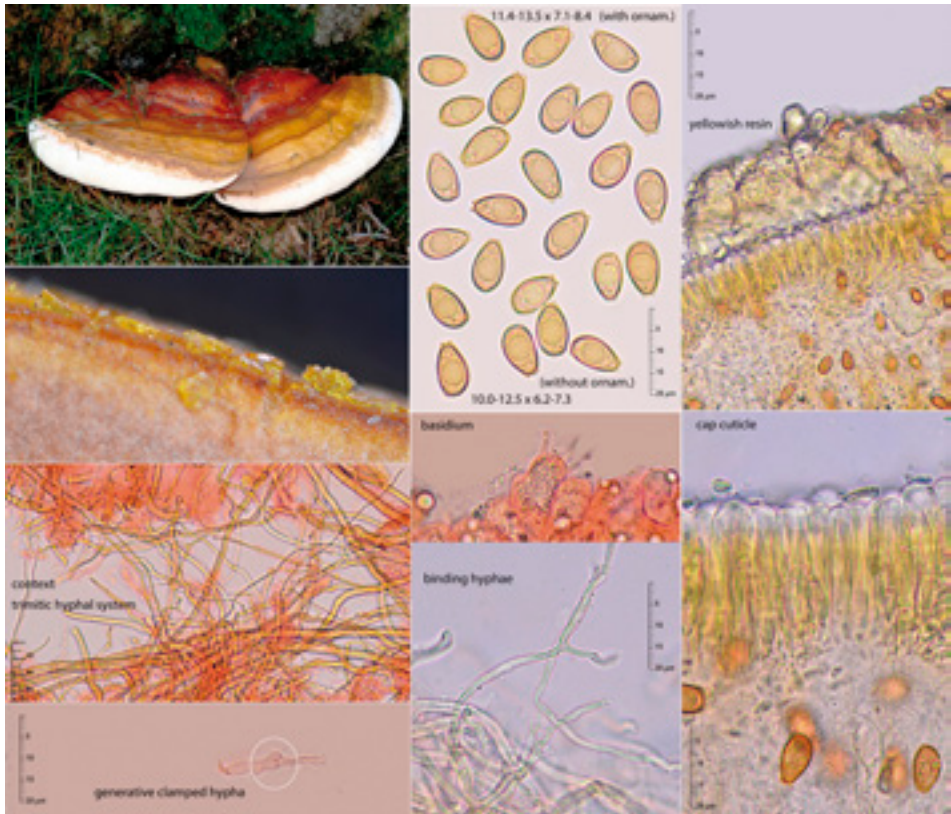




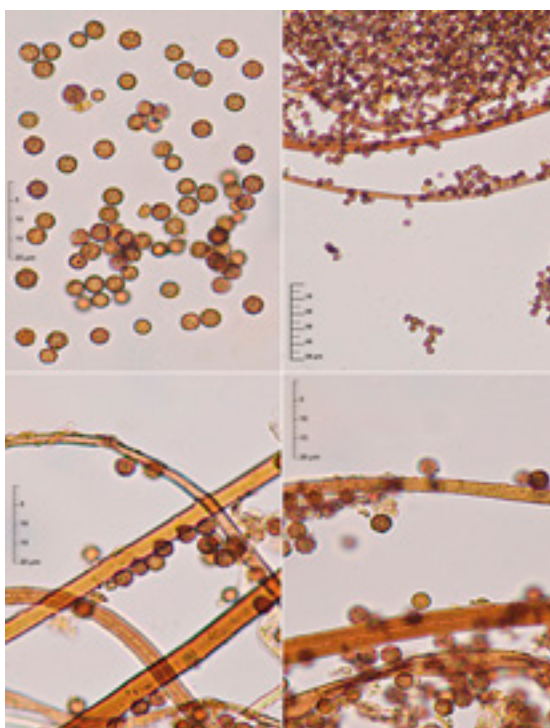
F207 *Galerina nana*
(Petri) Kühner



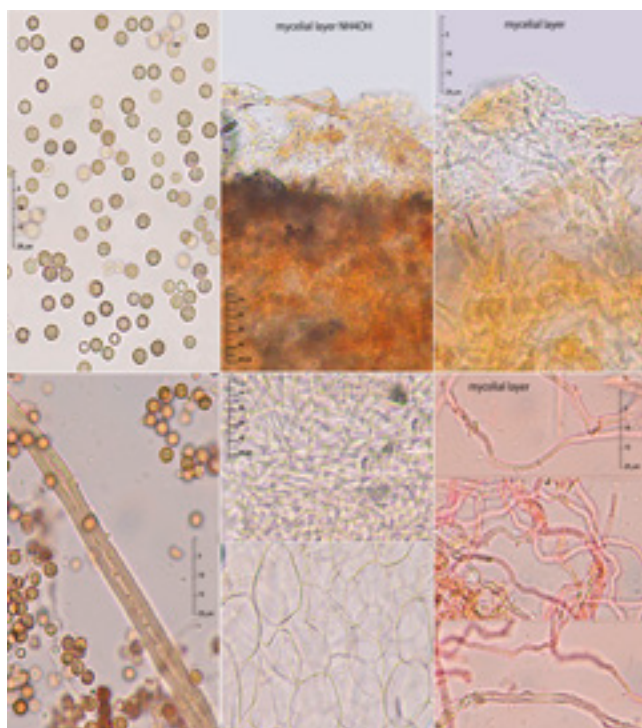
F208 *Ganoderma australe*
(Fr.) Pat.



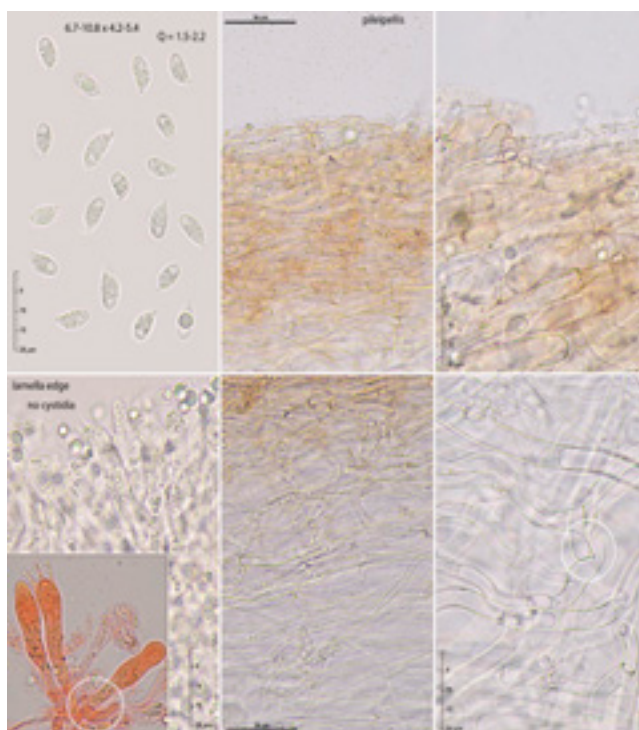
F209 *Ganoderma resinaceum*
Boud



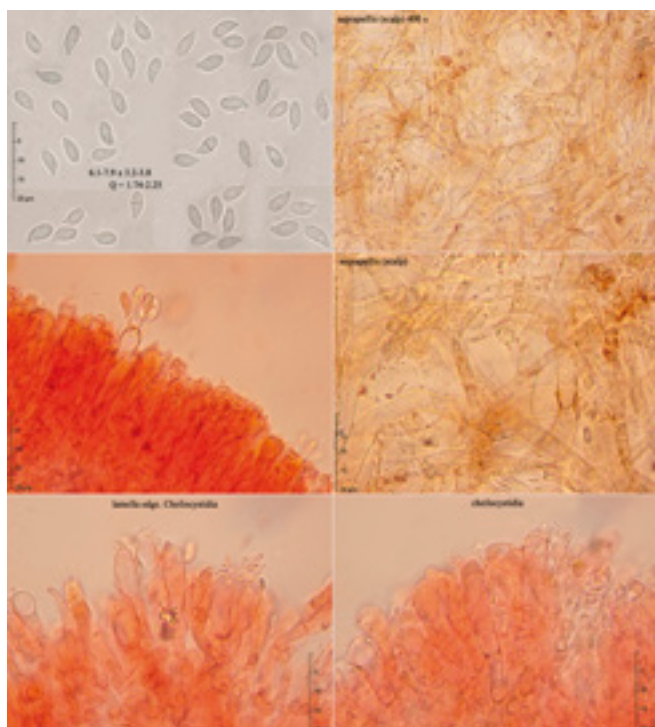
F210 *Geastrum rufescens*
Pers.



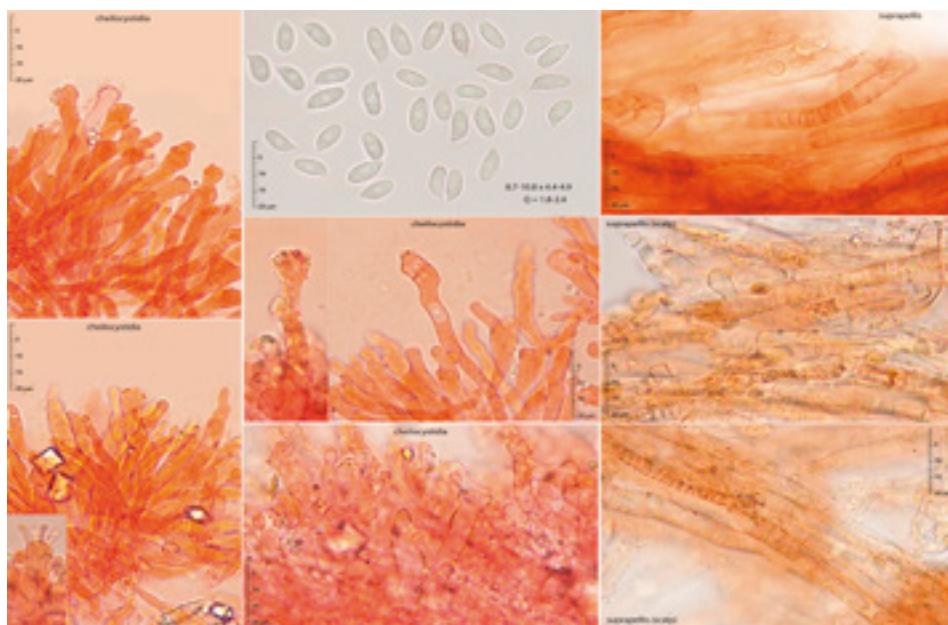
F211 *Geastrum saccatum*
Fr.



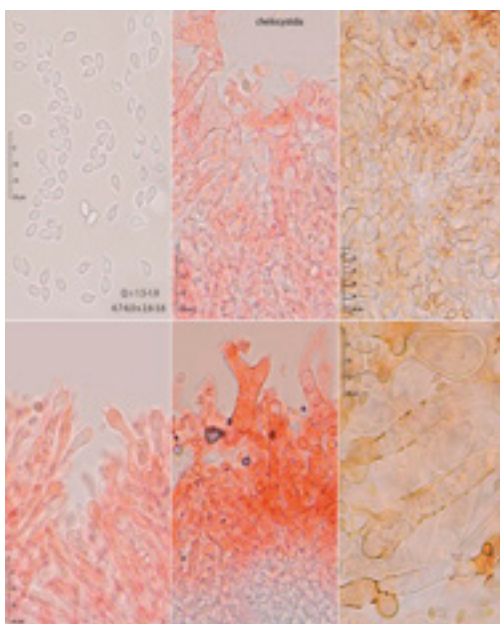
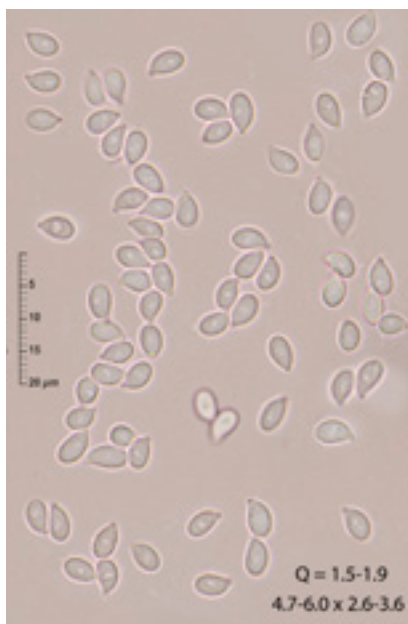
F212 *Gymnopus foetidus*
(Sowerby) P.M. Kirk



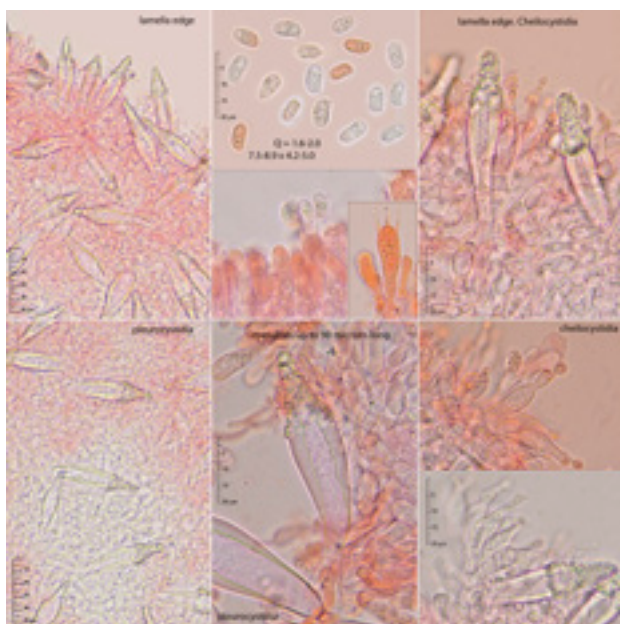
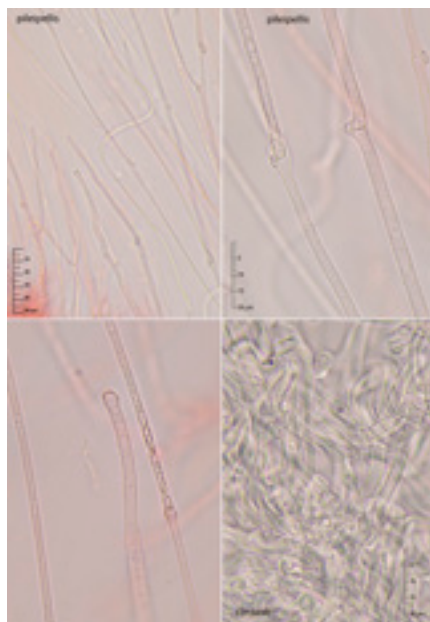
F213 *Gymnopus impudicus*
(Fr.) Antonín, Halling
& Noordel.



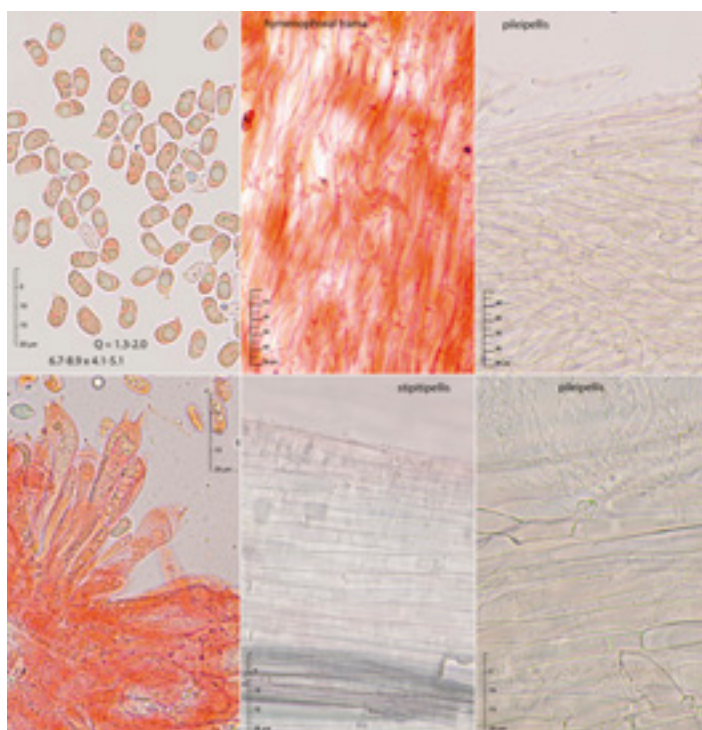
F214 *Gymnopus luxurians*
(Peck) Murrill, N. Amer.



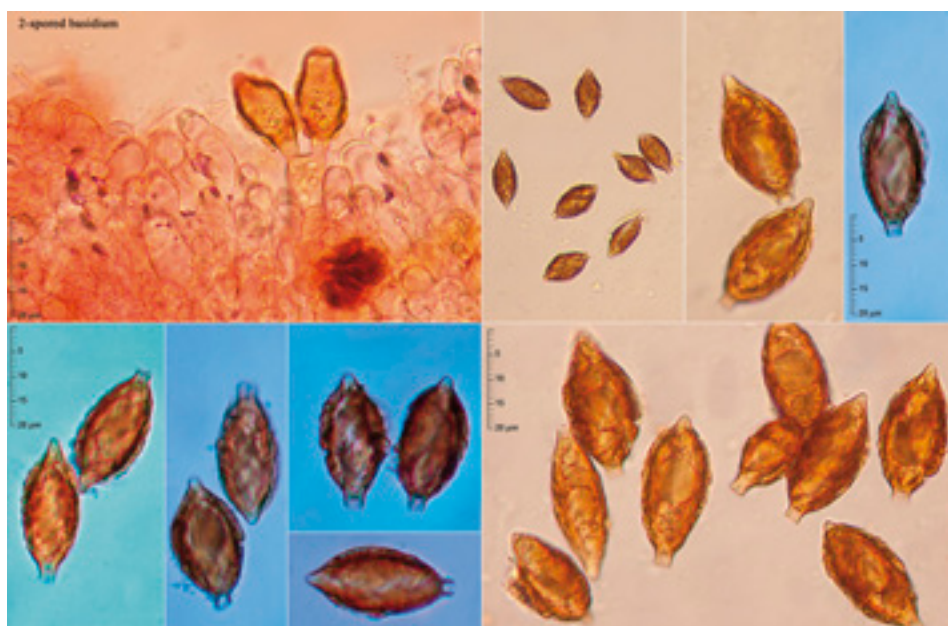
F215 *Gymnopus ocior*
(Pers.) Antonín & Noordel.



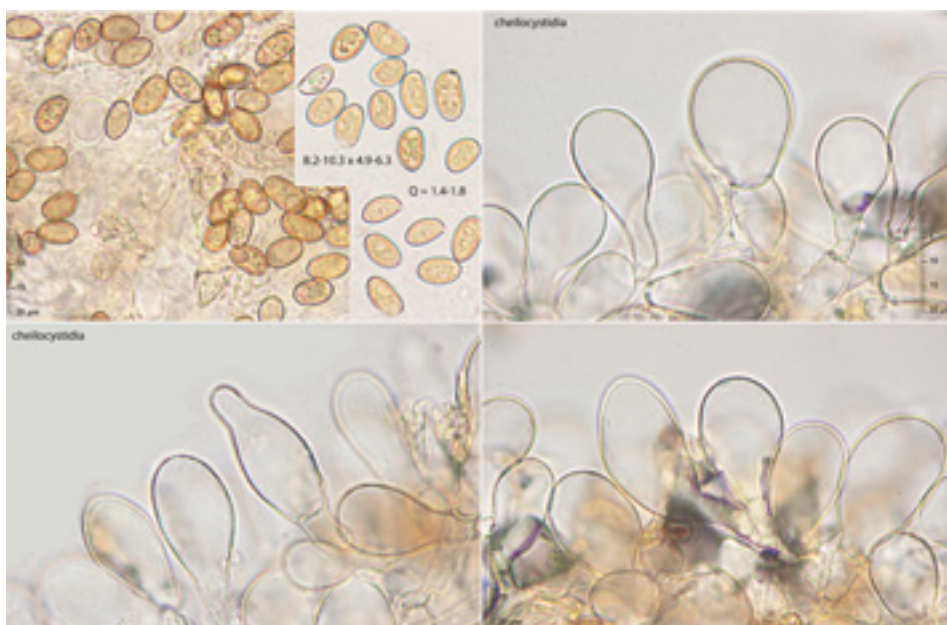
F216 *Hohenbuehelia atrocoerulea*
(Fr.) Singer



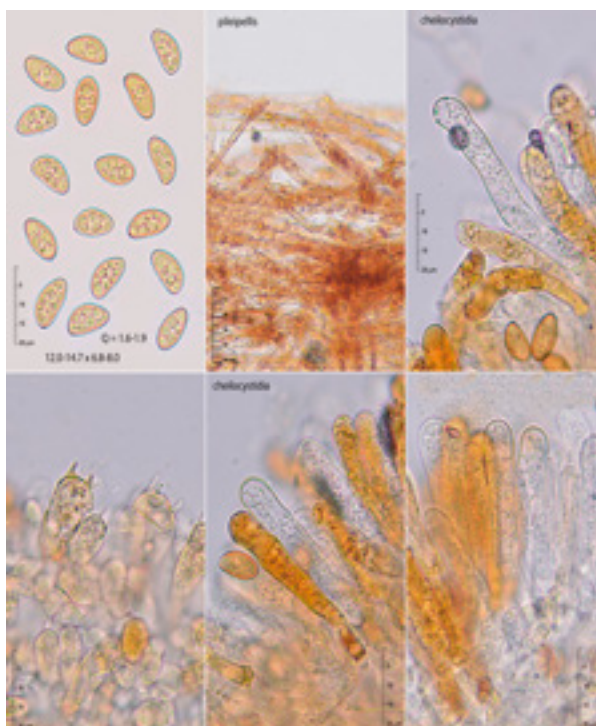
F217 *Hygrocybe formicata*
(Fr.) Singer



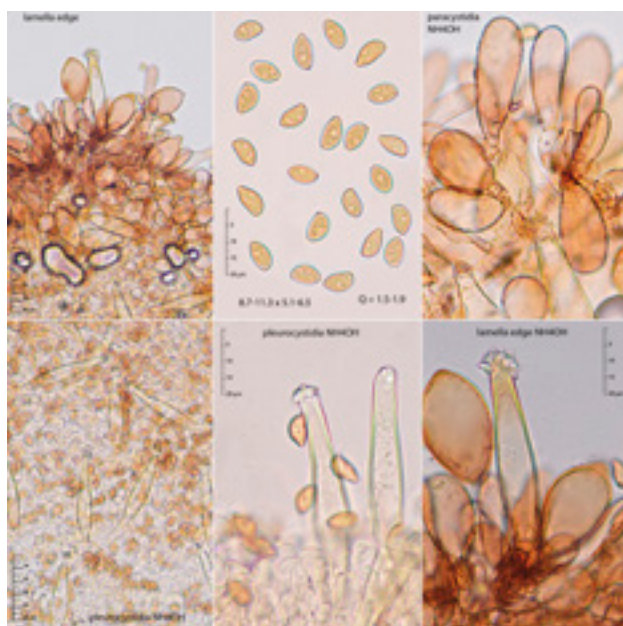
F218 *Hymenogaster rehsteineri*
Bucholtz



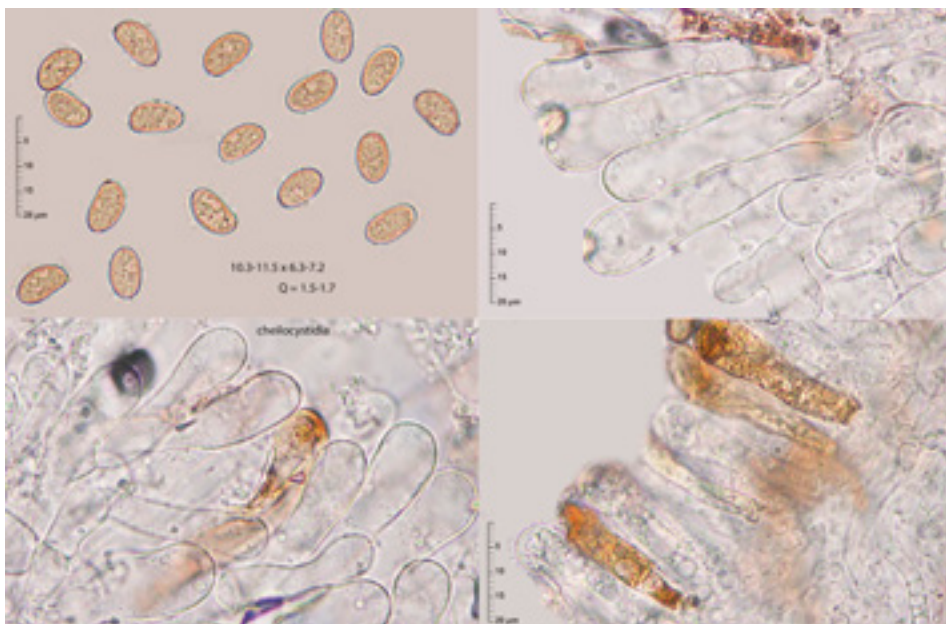
F219 *Inocybe agardhii*
(N. Lund) P.D. Orton



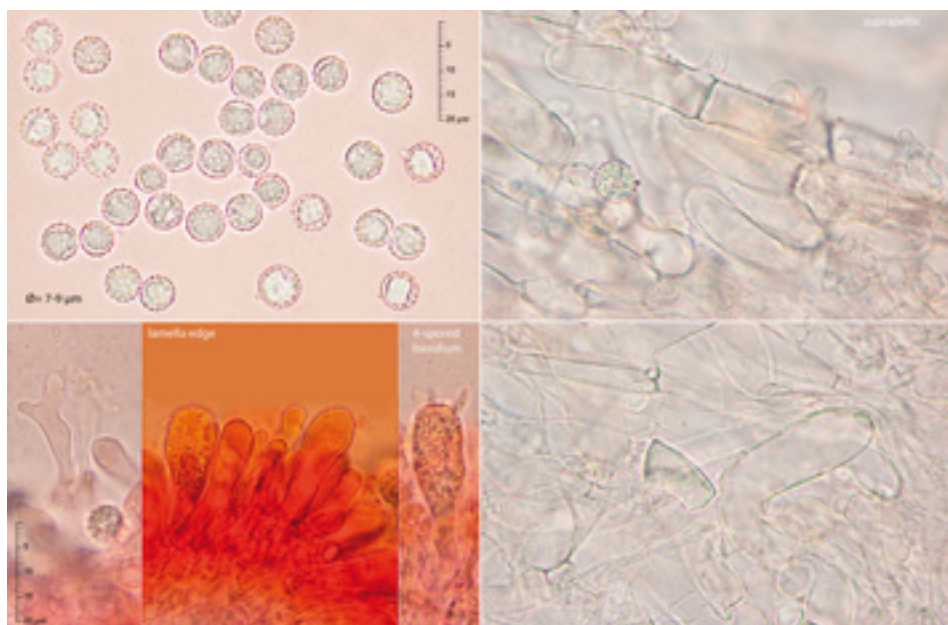
F220 *Inocybe bongardii* var. *bongardii*
(Weinm.) Quél.



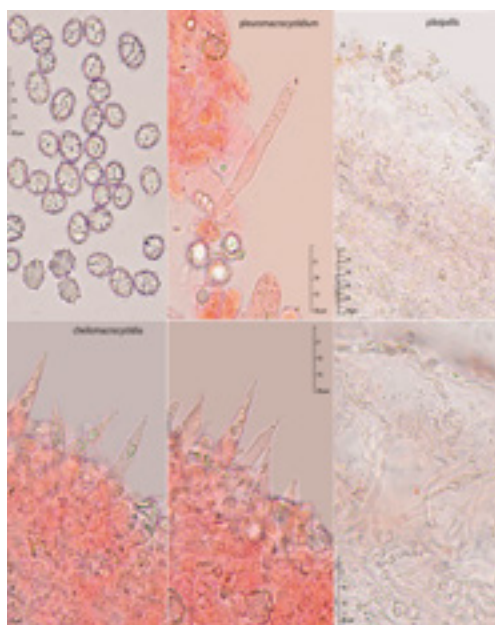
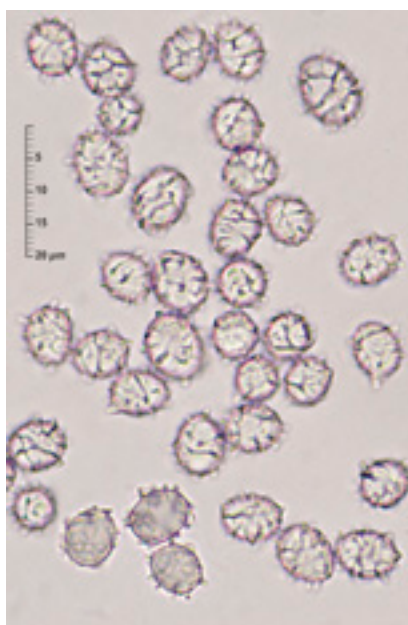
F221 *Inocybe cincinnata* var. *cincinnata*
(Fr.) Quél.



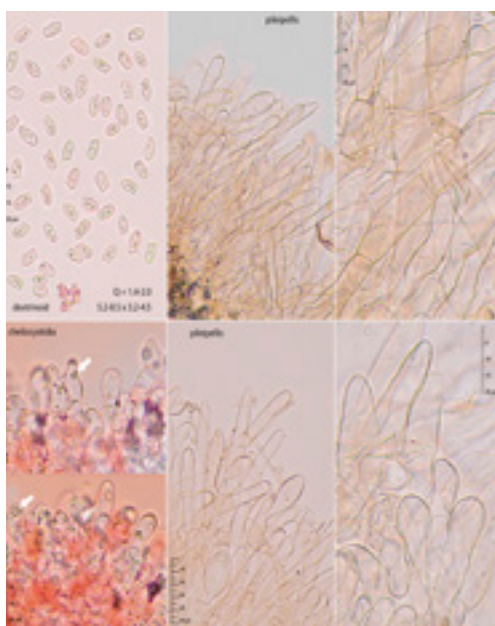
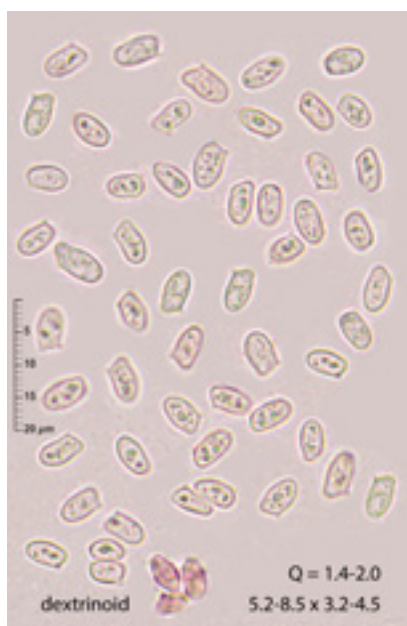
F222 *Inocybe rhodiola*
Bres.



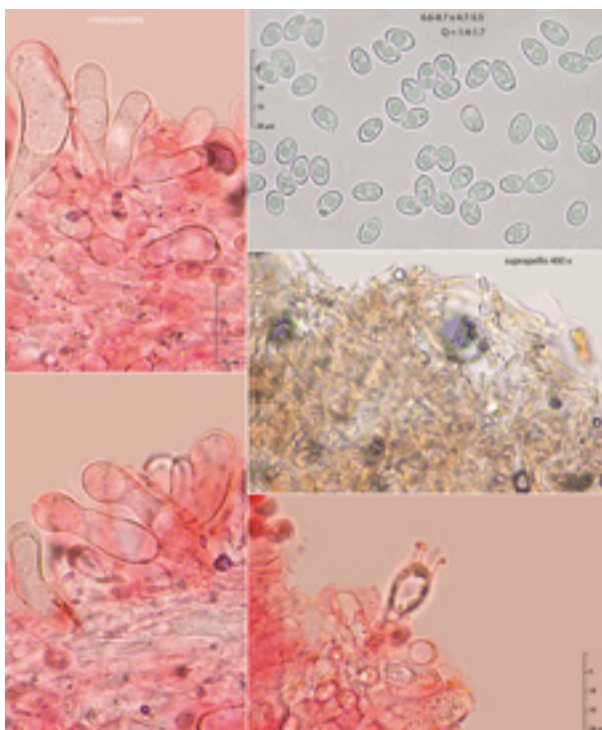
F223 *Laccaria laccata* var. *pallidifolia*
(Peck) Peck



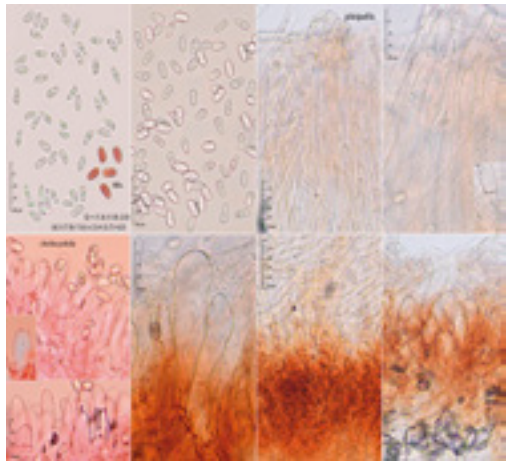
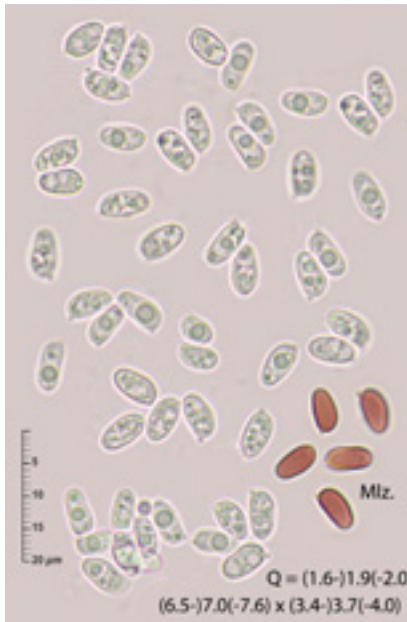
F224 *Lactarius luridus*
(Pers.) Gray



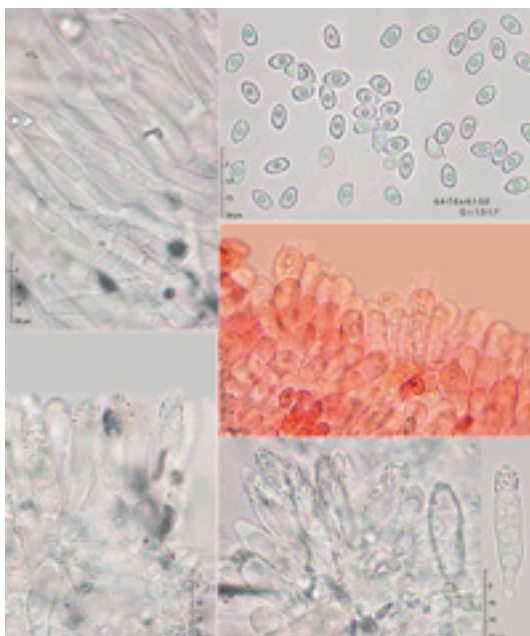
F225 *Lepiota poliochloodes*
Vellinga & Huijser



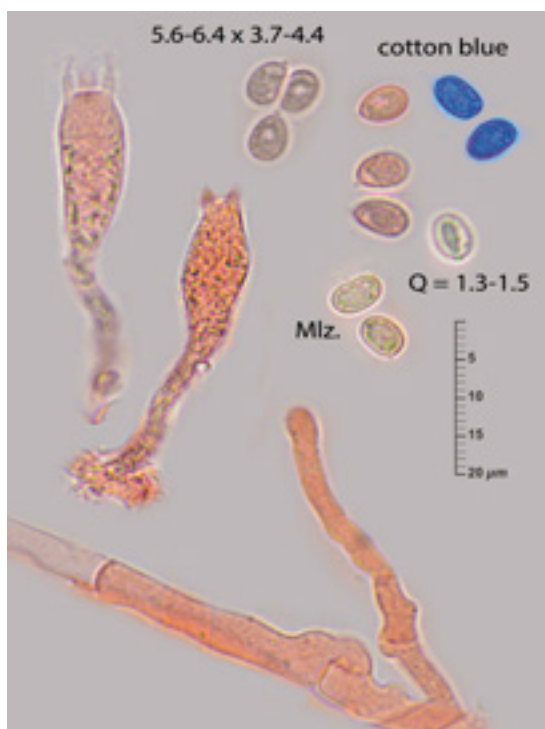
F226 *Leucoagaricus barssii*
(Zeller) Vellinga



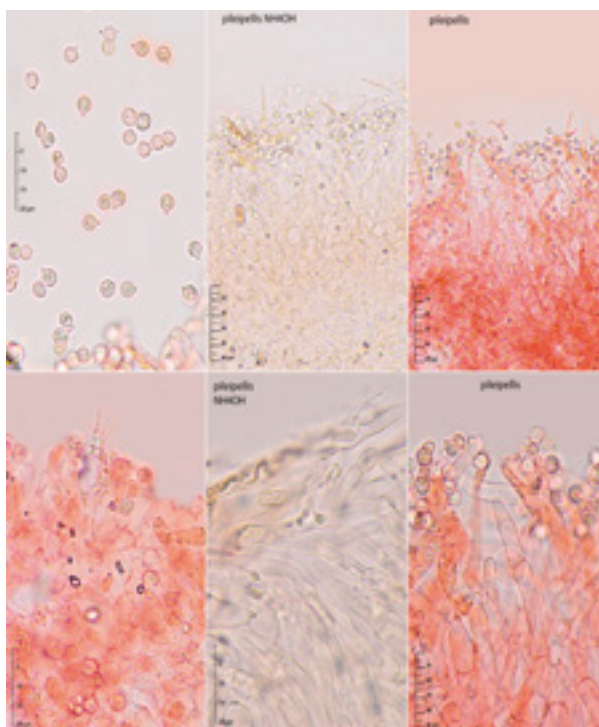
F227 *Leucoagaricus brunneocingulatus*
(P. D. Orton) Bon



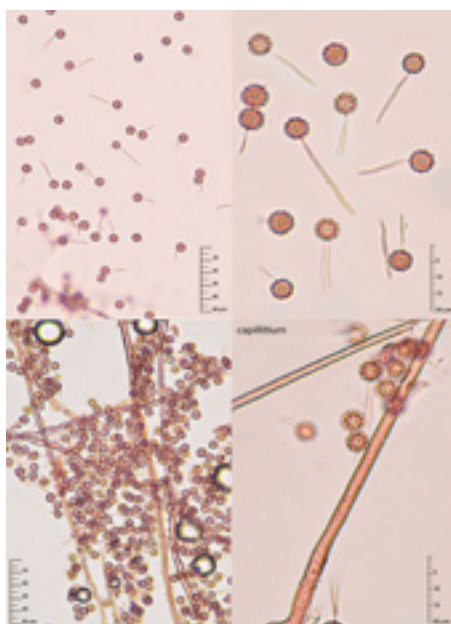
F228 *Leucoagaricus crystallifer*
Vellinga



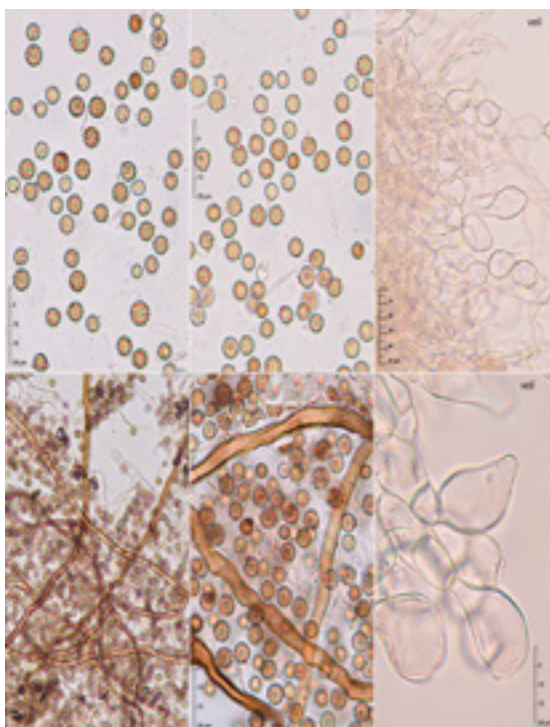
F229 *Leucogyrophana mollusca*
(Fr.) Pouzar



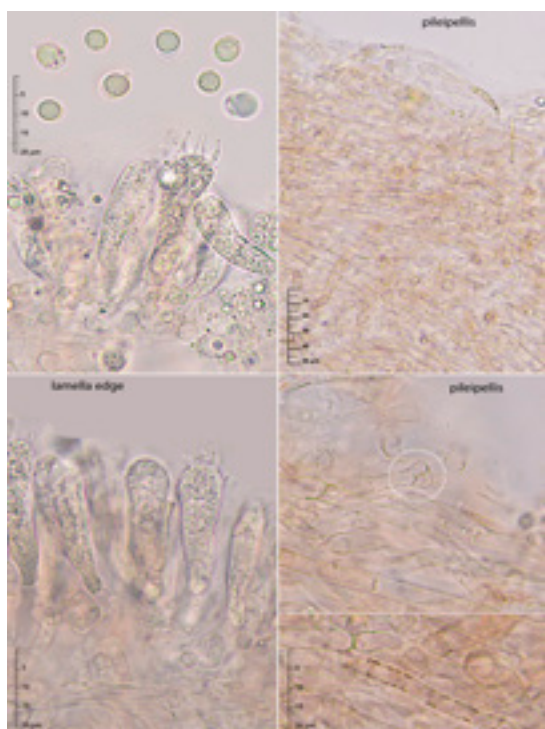
F230 *Limacella delicata* var. *delicata*
(Fr.) Earle



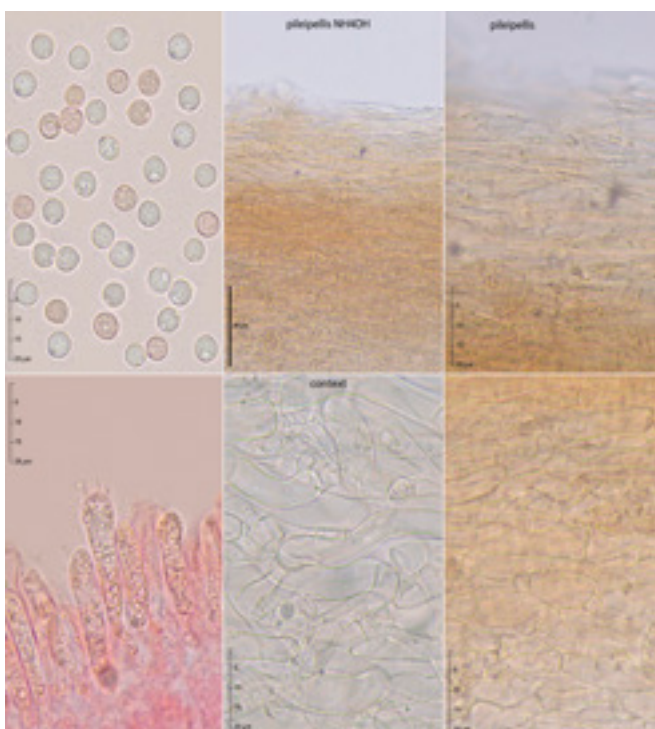
F231 *Lycoperdon atropurpureum*
Vittad.



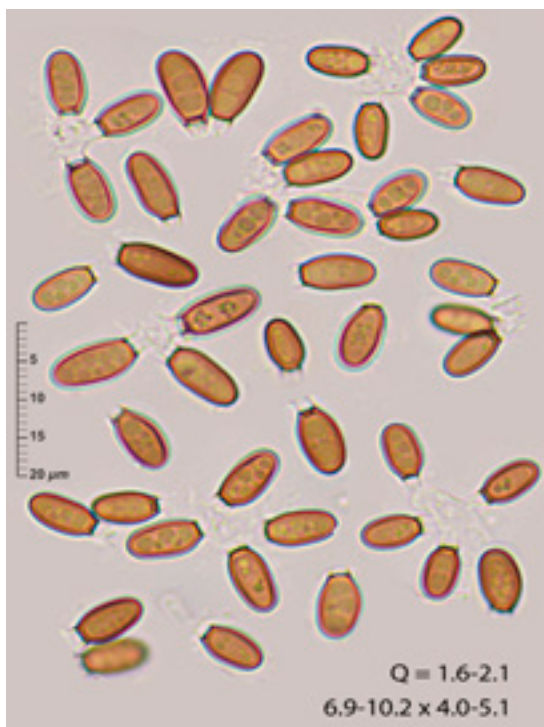
F232 *Lycopodium mammiforme*
Pers.



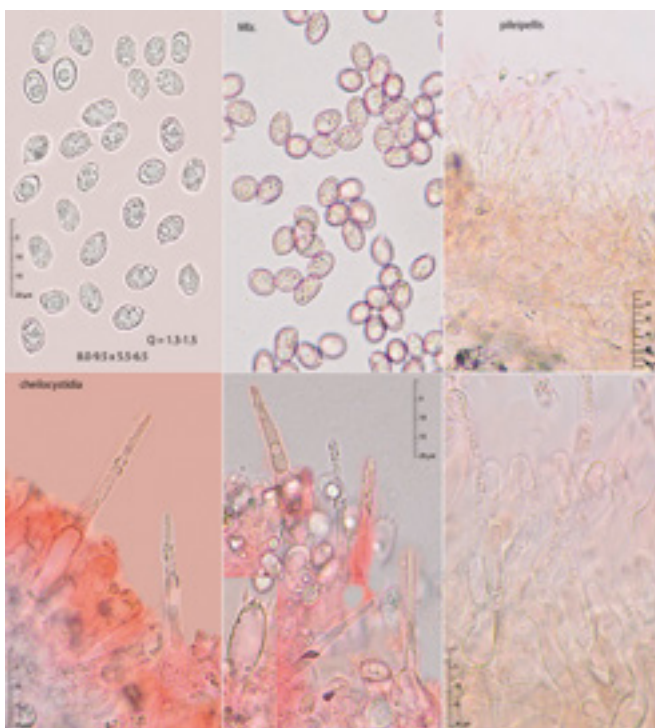
F233 *Lyophyllum caerulescens*
Cléménçon



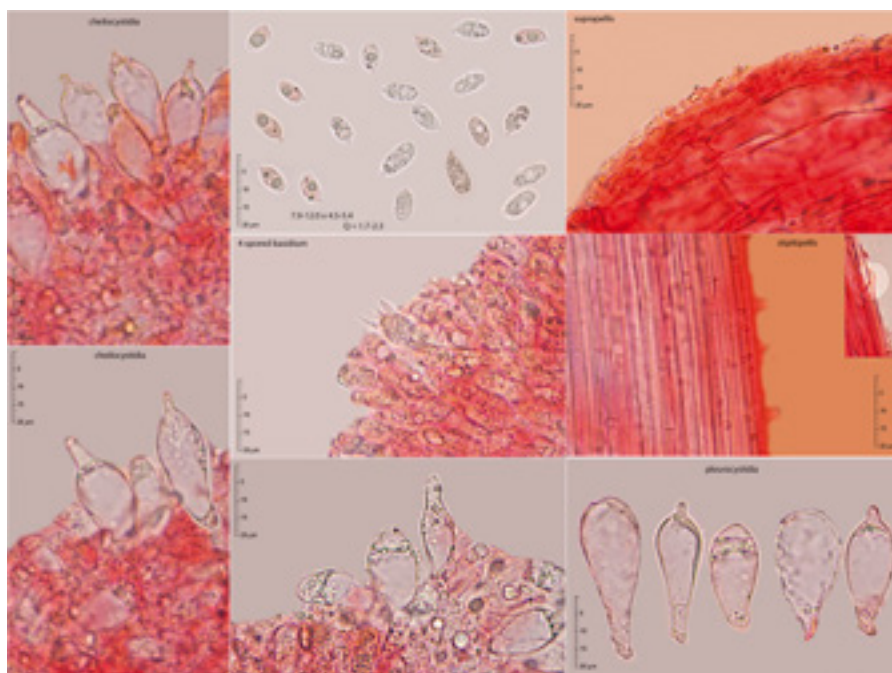
F234 *Lyophyllum conglobatum*
(Vittad.) Bon



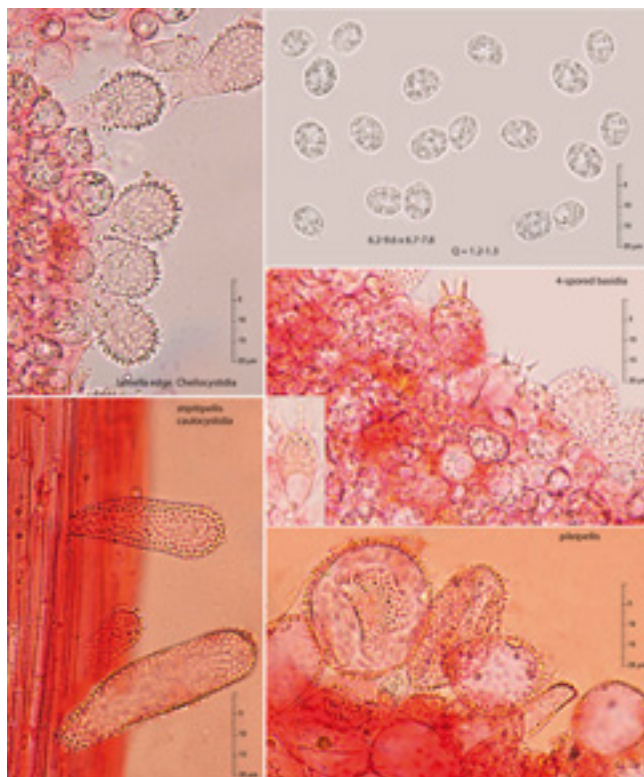
F235 *Melanogaster broomeanus*
Berk. ex Tul. & C. Tul.



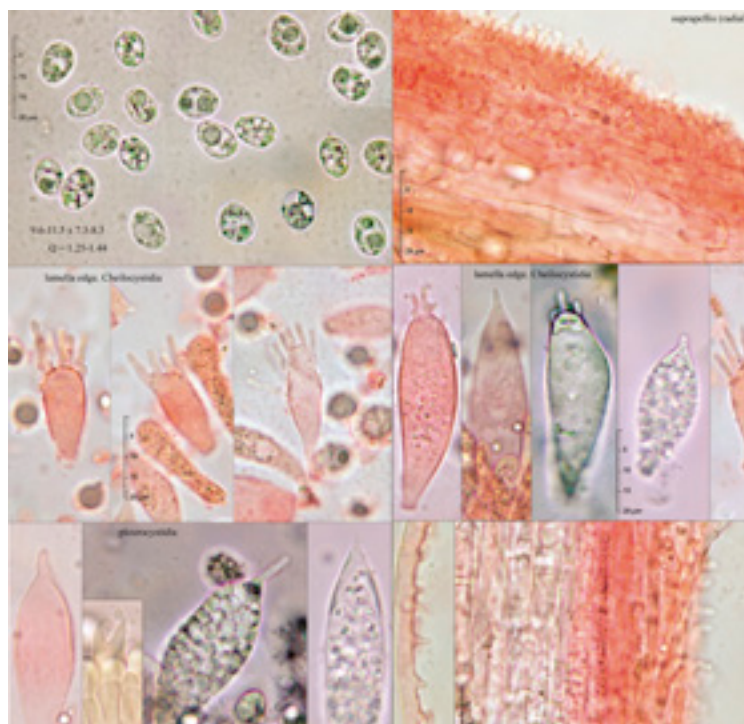
F236 *Melanoleuca excissa*
(Fr.) Singer



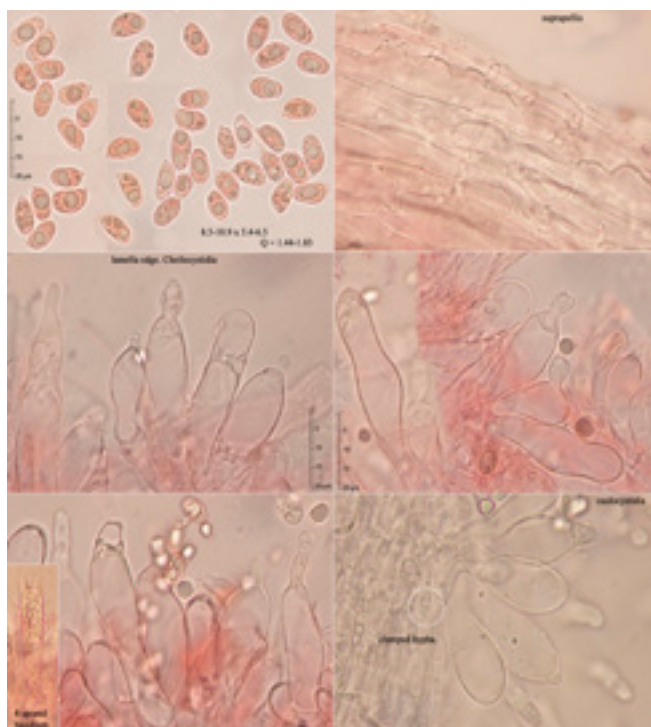
F237 *Mycena abramsii*
(Murrill) Murrill



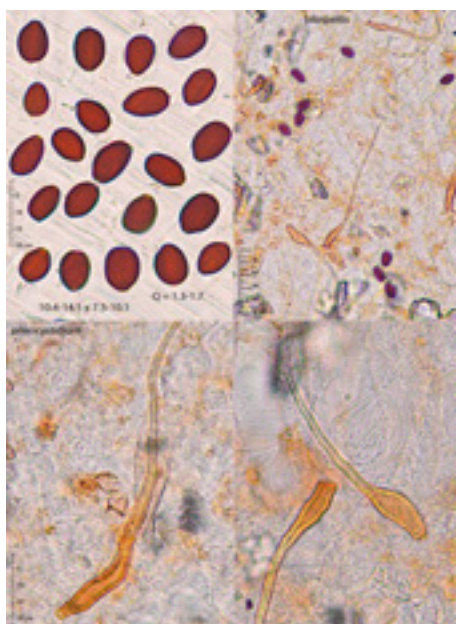
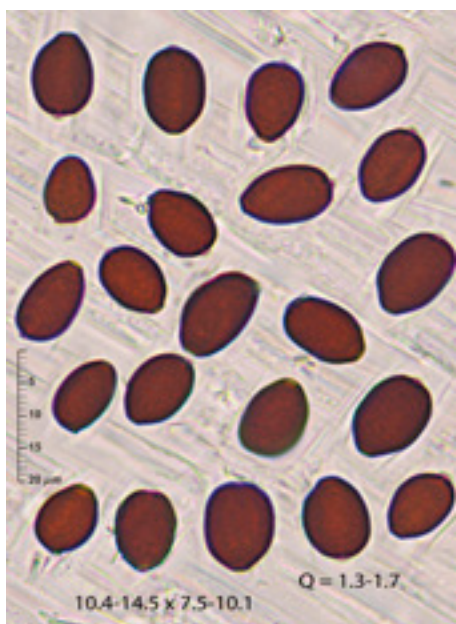
F238 *Mycena corynephora*
Maas Geest.



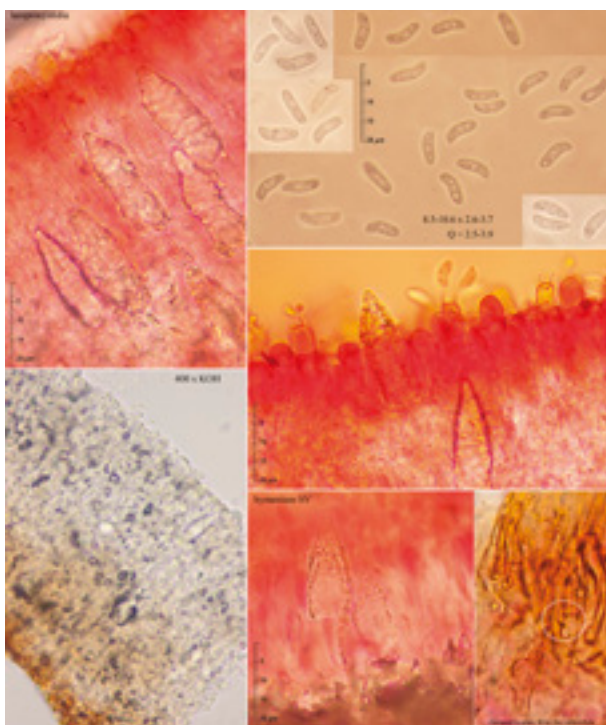
F239 *Mycena erubescens* f. *erubescens*
Höhn.



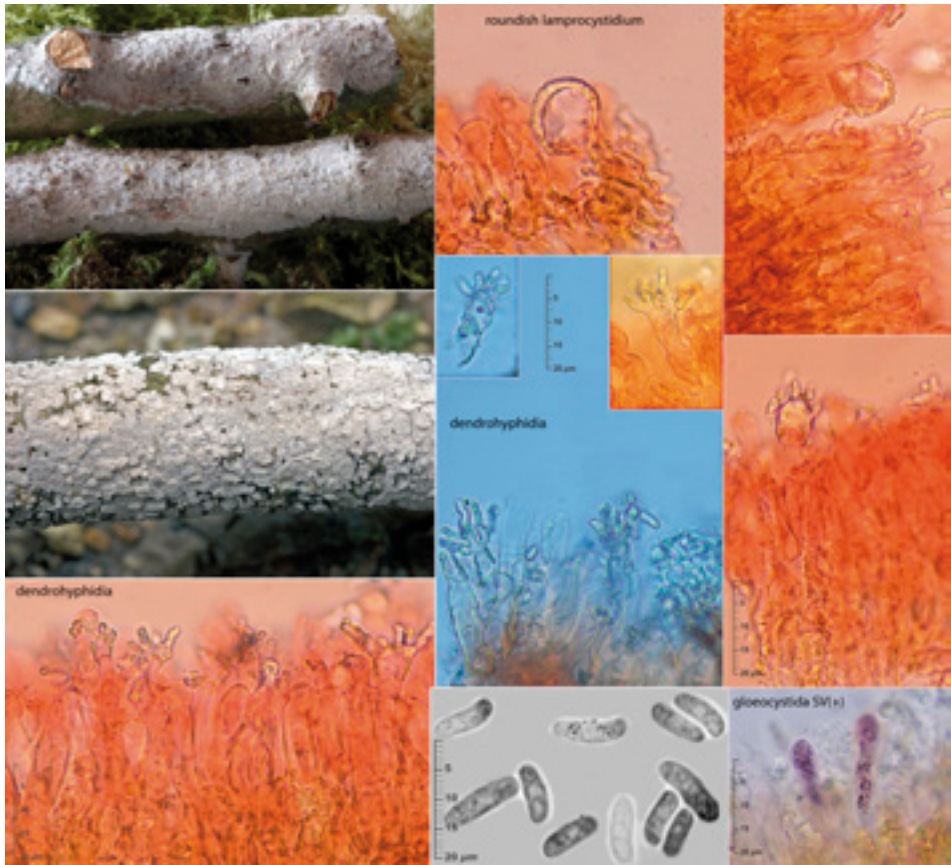
F240 *Mycena leptocephala*
(Pers.) Gillet



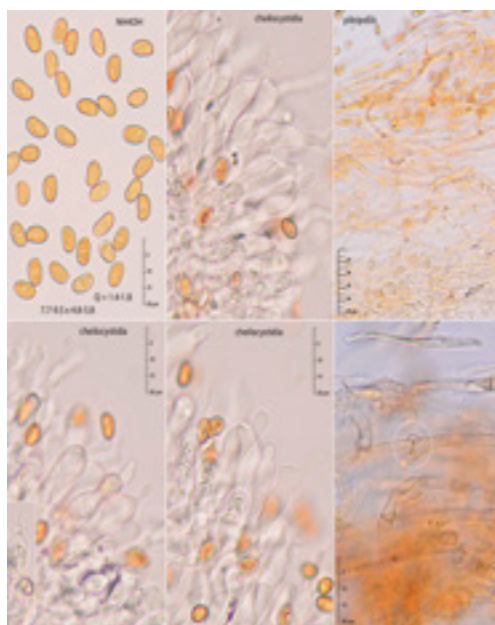
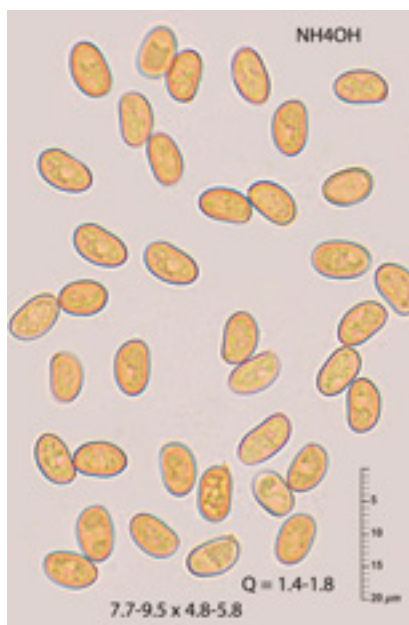
F241 *Parasola auricoma*
(Pat.) Redhead, Vilgalys & Hopple



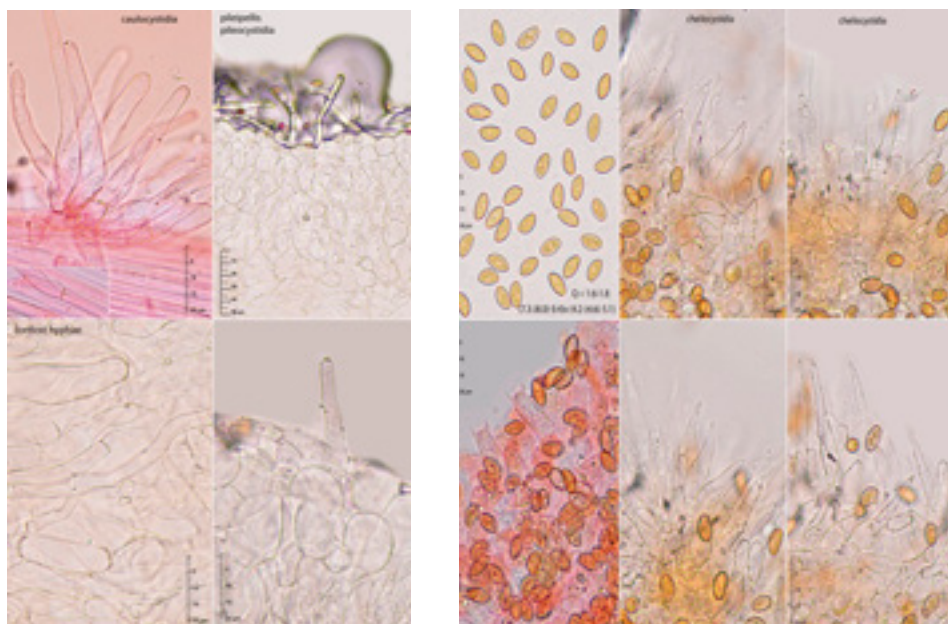
F242 *Peniophora limitata*
(Chaillat ex Fr.) Cooke



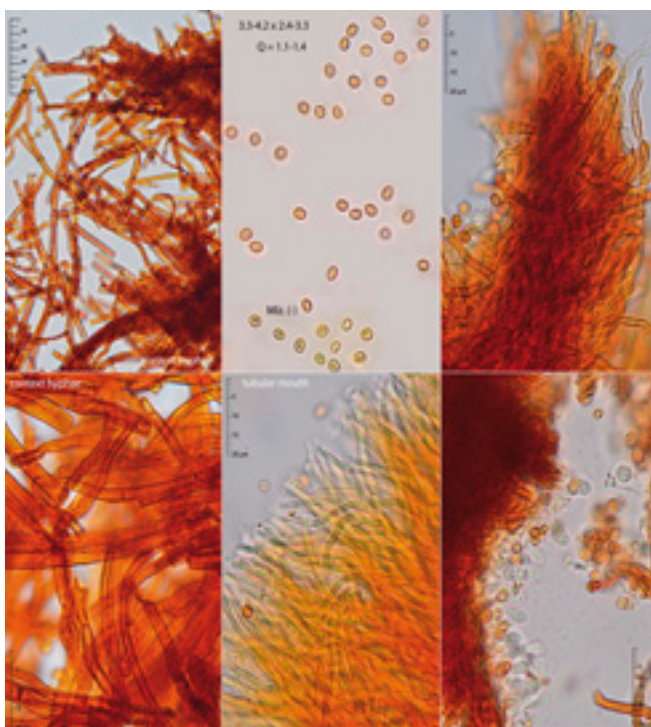
F243 *Peniophora lycii*
(Pers.) Höhn. & Litsch.



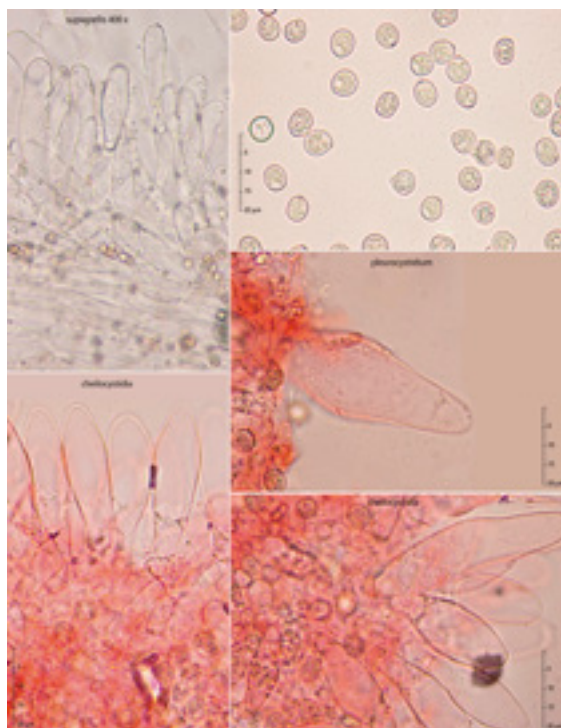
F244 *Pholiota lucifera*
(Lasch) Quél.



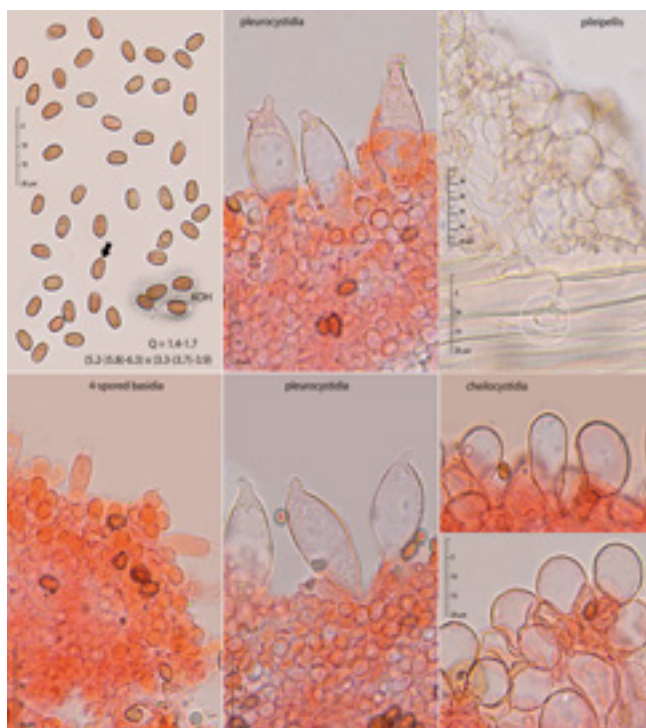
F245 *Pholiotina striipes*
(Cooke) M.M. Moser



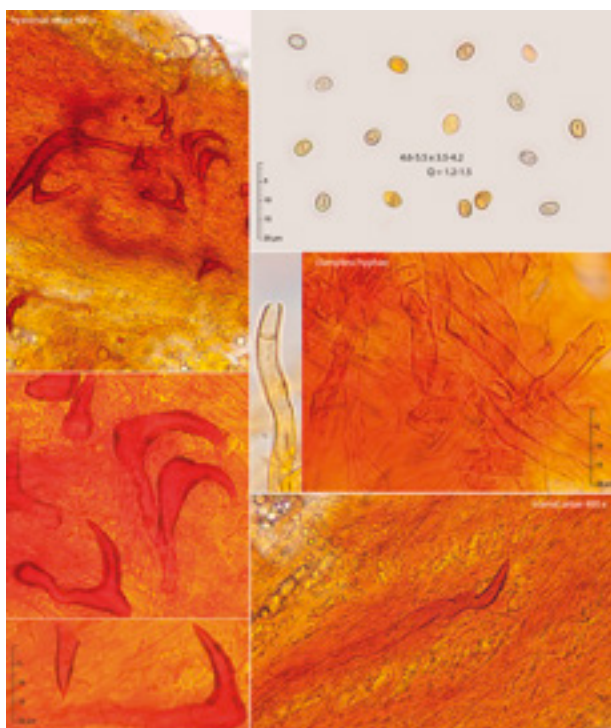
F246 *Phylloporia ribis*
(Schumach.) Ryvardeen



F247 *Pluteus semibulbosus*
(Lasch) Quél.



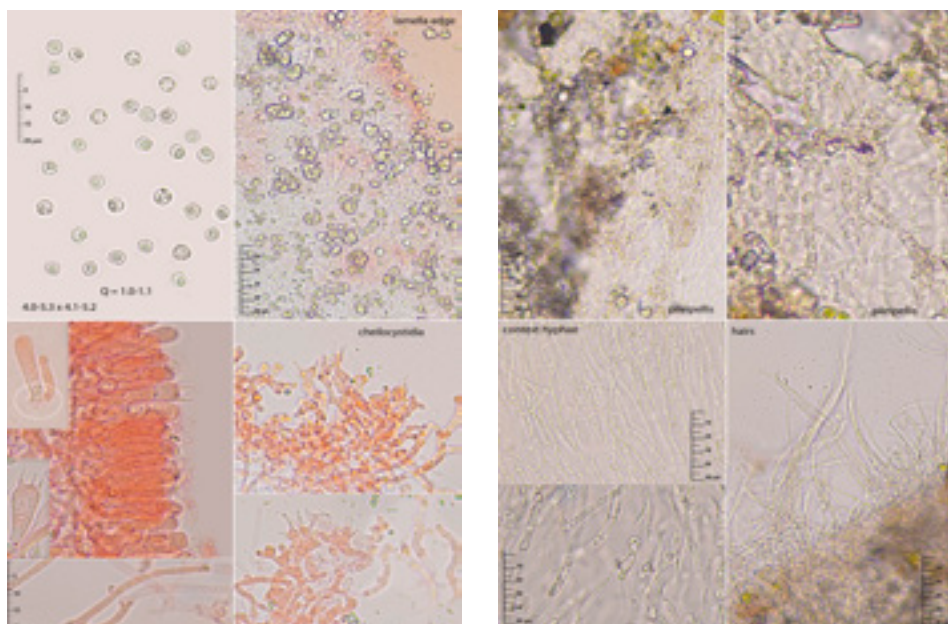
F248 *Psathyrella laevis*
(Romagn.) Singer



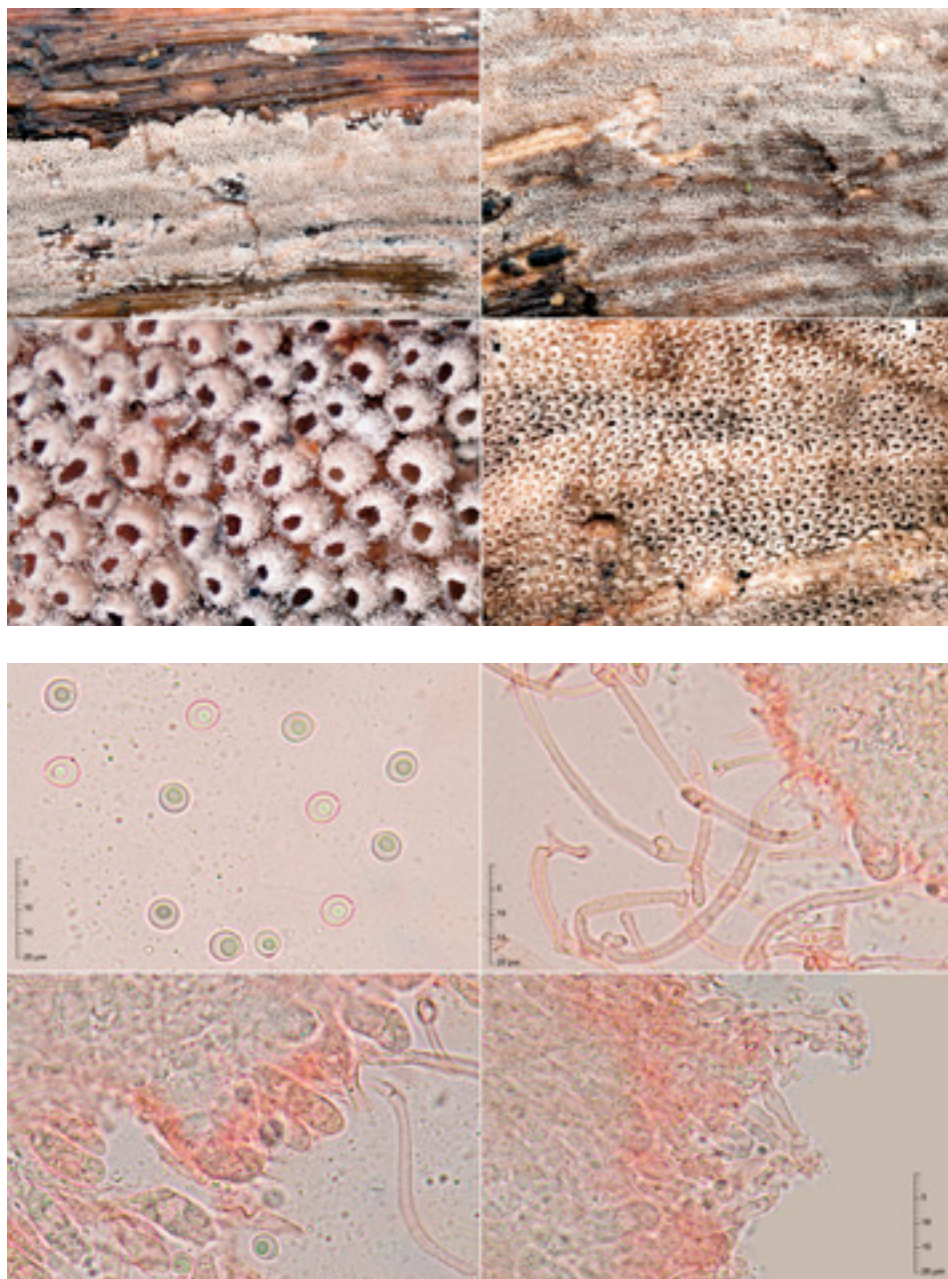
F249 *Pseudoionotus dryadeus*
(Pers.) T. Wagner & M. Fisch.



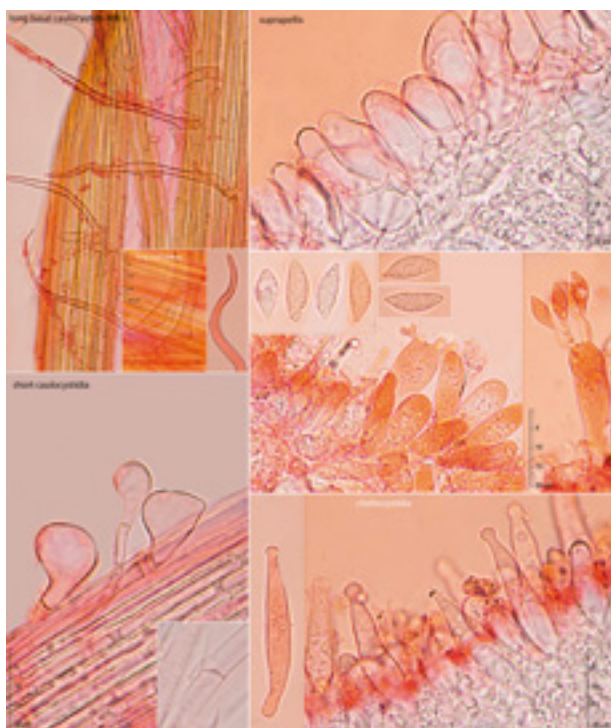
F250 *Puccinia coronata*
Corda



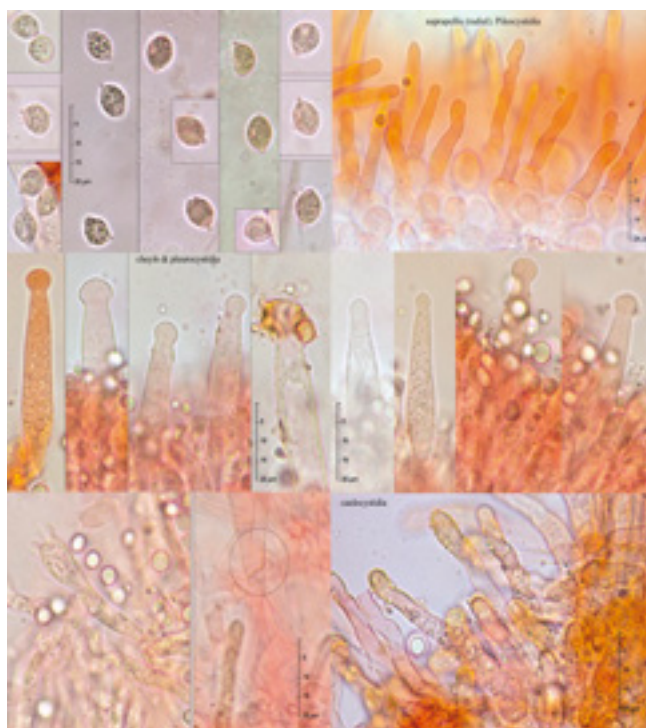
F251 *Resupinatus kavinii*
(Pilát) M. M. Moser



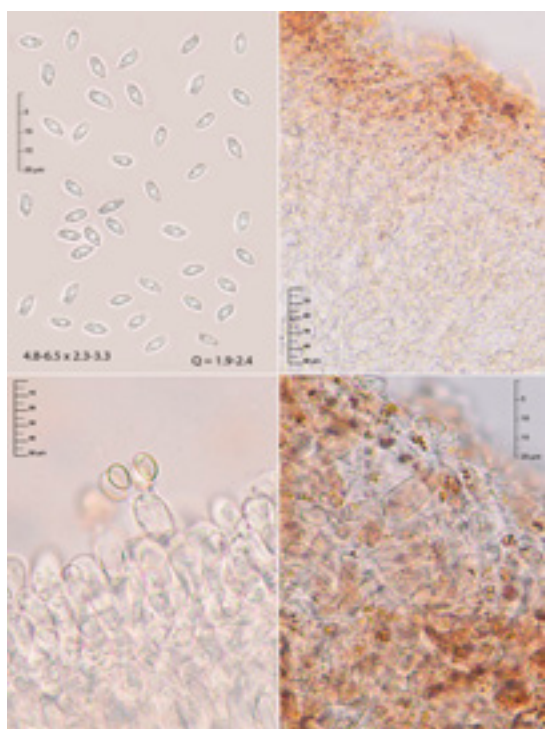
F252 *Resupinatus poriaeformis*
 (Pers.) Thorn, Moncalvo & Redhead



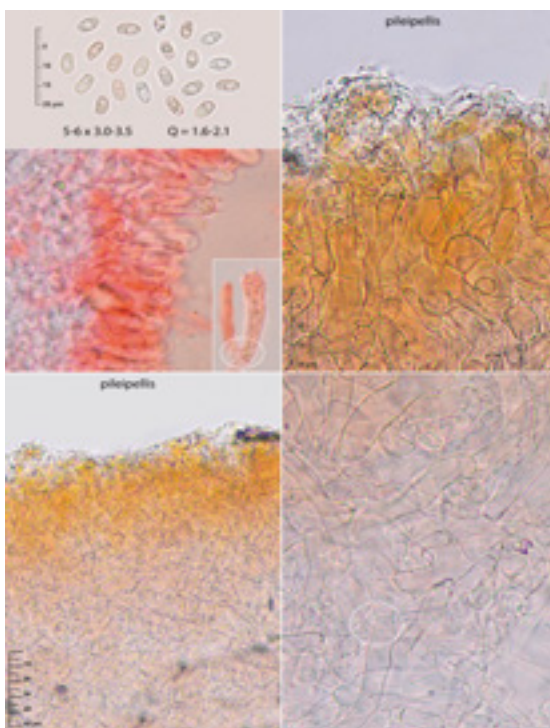
F253 *Rhizomarasmius setosus*
(Sowerby) Antonín & A. Urb.



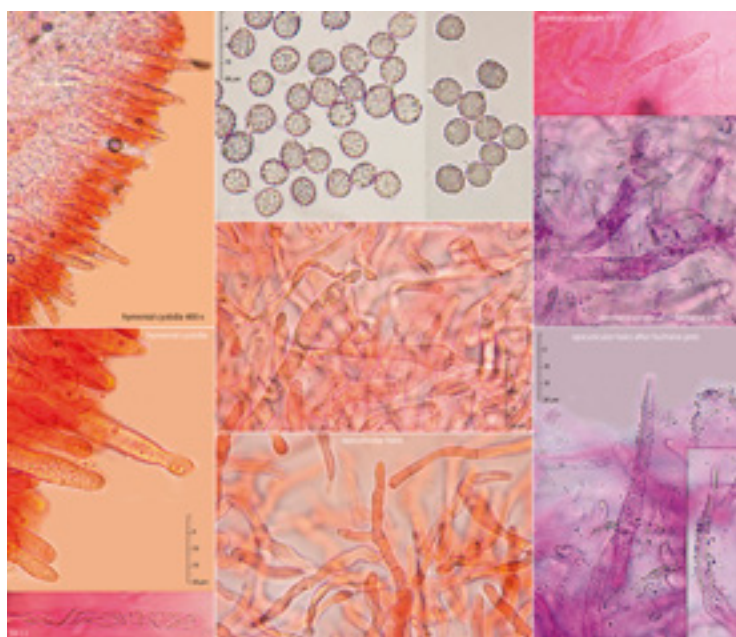
F254 *Rhizomarasmius undatus*
(Berk.) R.H. Petersen



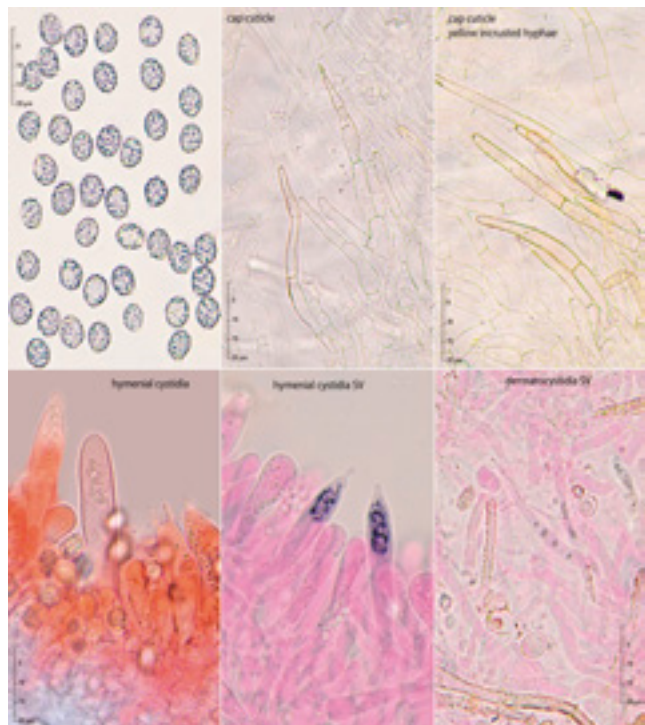
F255 *Rugosomyces carneus*
(Bull.) Bon



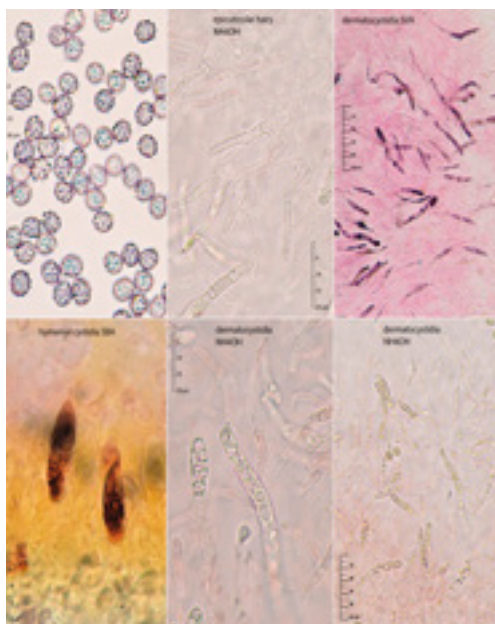
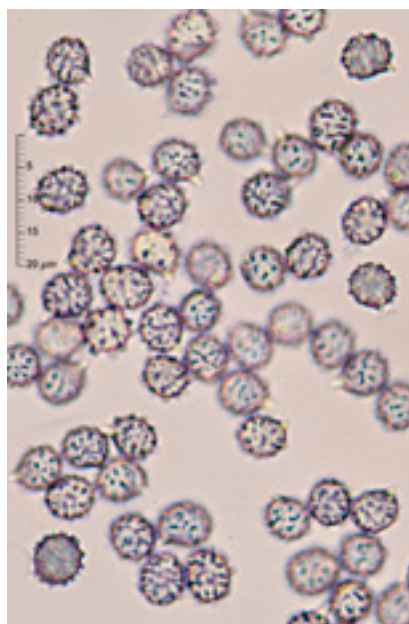
F256 *Rugosomyces obscurissimus*
(A. Pearson) Bon



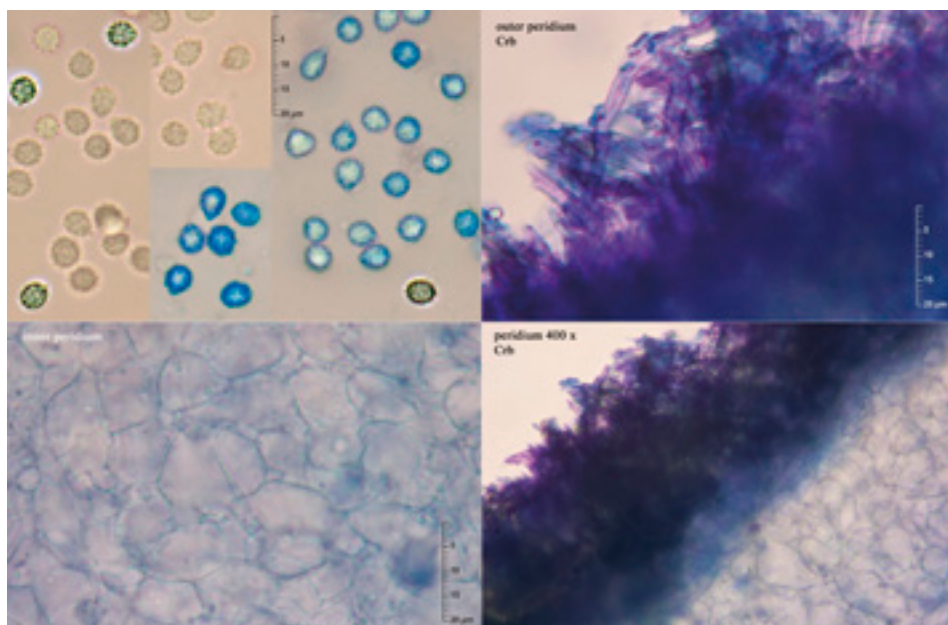
F257 *Russula amarissima*
Romagn. & E.-J. Gilbert



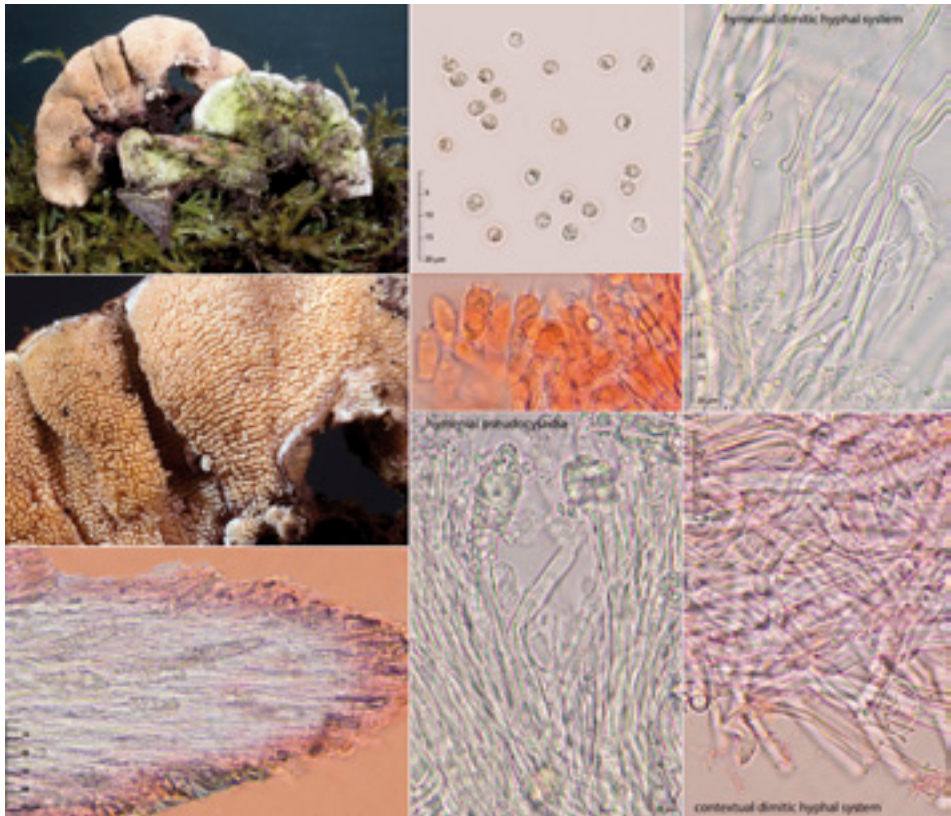
F258 *Russula insignis*
Quél.



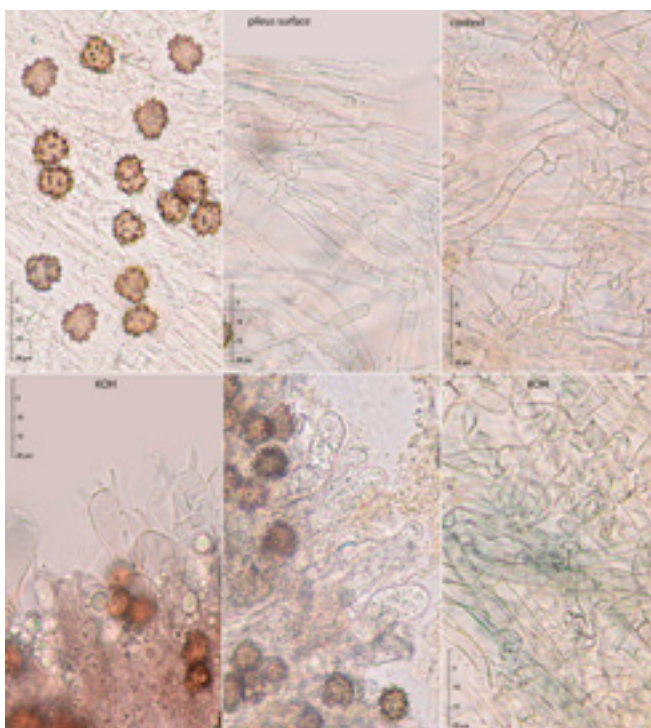
F259 *Russula odorata*
Romagn.



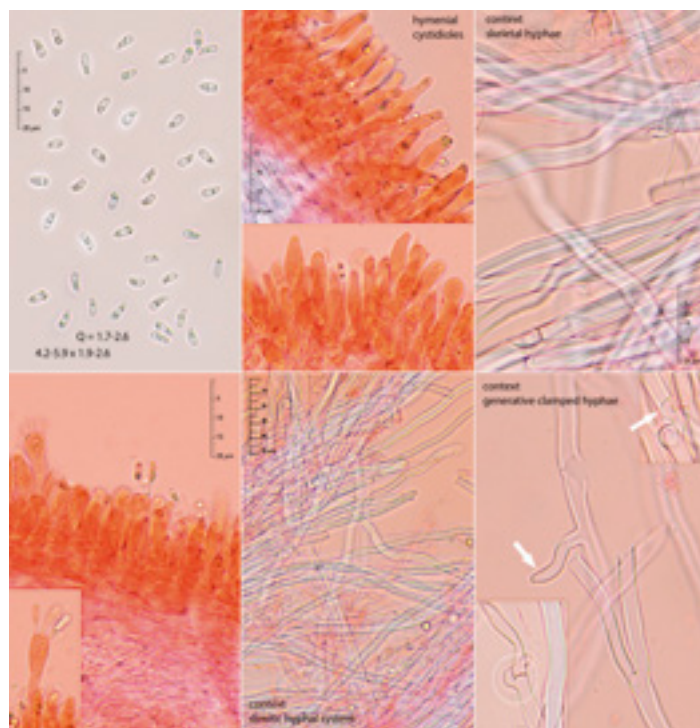
F260 *Sclerogaster compactus*
(Tul. & C. Tul.) Sacc.



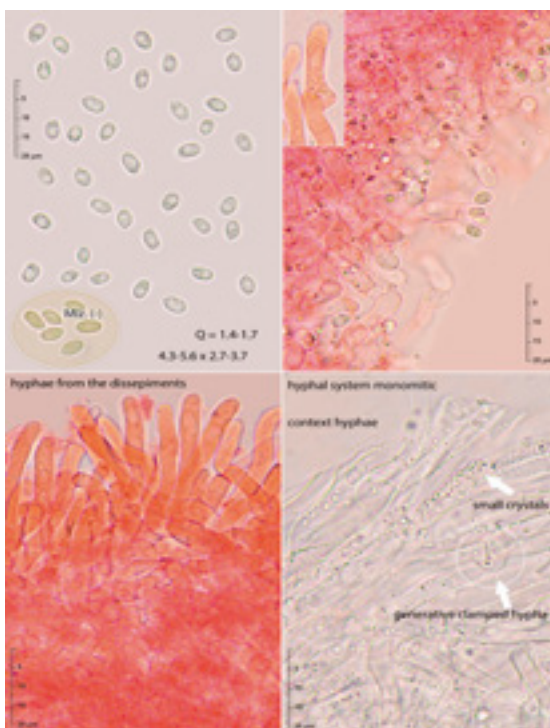
F261 *Steccherinum bourdotii*
Saliba & A. David



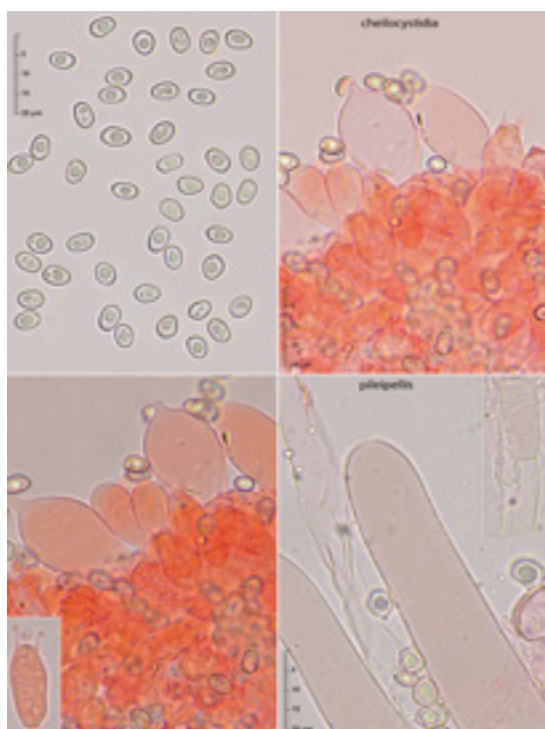
F262 *Thelephora anthocephala*
(Bull.) Fr.



F263 *Tyromyces chioneus*
(Fr.) P. Karst.



F264 *Tyromyces fissilis*
(Berk. & M. A. Curtis) Donk



F265 *Volvariella caesiointacta*
P. D. Orton

Serie DOCUMENTOS

del Jardín Botánico Atlántico de Gijón

1. A propósito de algunas *Orobanche* (*Orobanchaceae*) del noroeste peninsular y de su tratamiento en *Flora ibérica* vol. XIV (2001).
L. Carlón, G. Gómez Casares, M. Laínz, G. Moreno Moral & Ó. Sánchez Pedraja
2. Más, a propósito de algunas *Orobanche* (*Orobanchaceae*) del norte y este de la Península Ibérica (2003).
L. Carlón, G. Gómez Casares, M. Laínz, G. Moreno Moral & Ó. Sánchez Pedraja
3. Más, a propósito de algunas *Orobanche* L. y *Phelipanche* Pomel (*Orobanchaceae*) del oeste del Paleártico (2005).
L. Carlón, G. Gómez Casares, M. Laínz, G. Moreno Moral, Ó. Sánchez Pedraja & G. M. Schneeweiss
4. Lista roja de la flora vascular cubana (2005).
R. Berazaín Iturralde, F. Areces Berazaín, J. C. Lazcano Lara & L. R. González Torres
5. La cubierta vegetal del litoral asturiano (2008).
R. Álvarez Arbesú
6. Más, a propósito de algunas *Phelipanche* Pomel, *Boulardia* F. W. Schultz y *Orobanche* L. (*Orobanchaceae*) del oeste del Paleártico (2008).
L. Carlón, G. Gómez Casares, M. Laínz, G. Moreno Moral, Ó. Sánchez Pedraja & G. M. Schneeweiss
7. Contribuciones al conocimiento de la flora cantábrica, VIII (2010).
L. Carlón, J. M. González del Valle, M. Laínz, G. Moreno Moral, J. M. Rodríguez Berdasco & Ó. Sánchez Pedraja
8. Catálogo florístico del Parque Nacional Picos de Europa (2011).
J. Ignacio Alonso Felpete, Sara González Robinson, Ana Fernández Rodríguez, Iván Sanzo Rodríguez, Amparo Mora Cabello de Alba, Álvaro Bueno Sánchez & Tomás E. Díaz González
9. Los narcisos silvestres del Principado de Asturias y áreas próximas (2013).
Herminio S. Nava Fernández, M^a Ángeles Fernández Casado & Juana Martino Iglesias
10. Contribuciones al conocimiento de la flora cantábrica, IX (2013).
Luis Carlón, Manuel Laínz, Gonzalo Moreno Moral, José Manuel Rodríguez Berdasco & Óscar Sánchez Pedraja
12. El Paisaje Vegetal del Parque Natural de Ponga, Asturias (2014)
Tomás E. Díaz González, M. Álvaro Bueno Sánchez & J. Ignacio Alonso Felpete
13. Catálogo florístico del Parque Nacional Marítimo-Terrestre de las Islas Atlánticas de Galicia (2015)
J. Gaspar Bernárdez Villegas, Carmen Acedo Casado, Jorge Mourinho Lourido, Carmen Lence Paz, Antonio Rigueiro Rodríguez
14. Catálogo revisado de los macromicetos del Jardín Botánico Atlántico de Gijón (2016)
Enrique Rubio Domínguez, Jesús Linde Menéndez, Juan Antonio Sánchez Rodríguez, Alberto Román Vargas, Marta González García, Jorge Díaz García, Pedro Zapico Victorero

Jardín Botánico Atlántico, Divertia S.A.

Avda. del Jardín Botánico, 2.230

33394 Gijón

Teléfono: 985 18 51 32

Fax: 985 13 06 85

www.botanicoatlantico.com

jardin.botanico@gijon.es

Tras las primeras herborizaciones, realizadas entre los años 2004 y 2014 por miembros de la Sociedad Asturiana de Micología de Gijón, en este estudio, fruto del trabajo de una constante herborización entre los años 2016 y 2019, los autores presentan las nuevas incorporaciones al catálogo micológico del Jardín Botánico Atlántico. Muchas de estas especies han servido, a su vez, para incrementar el catálogo de los macromicetos de Asturias que, editado por el RIDEA, sobrepasa en la actualidad los 4.000 taxones.

El Jardín Botánico posee caracteres únicos que lo convierten en un lugar con una muy rica micocenosis, derivada de la conservación de espacios vegetales autóctonos de gran valor ecológico (como la secular carbayeda del Tragamón o las ricas alisedas ribereñas y pantanosas, aledañas al río que por el Jardín discurre), e incrementada por la existencia de muy variadas especies de plantas, exóticas o no, a las que, en algunas ocasiones, acompañan sus *partenaires* fúngicos.

De esta manera, el censo de aquellos más habituales o comunes en el entorno oceánico y templado al que pertenecemos, se ha visto salpimentado con algunos hallazgos de interesantes hongos alóctonos más propios de otras latitudes.

En el estudio figuran tanto hongos con fructificaciones conspicuas y por ello fácilmente visibles, como otros diminutos, no por ello menos interesantes, únicamente detectables con la ayuda de una lupa, y a los que habitualmente se suele prestar una menor atención.

Unos y otros forman parte del rico elenco fúngico existente en el Jardín Botánico Atlántico de Gijón, que ahora presentamos.

ISBN-13: 978-84-617-7797-6



9 788461 777976

PVP 6,00€

Gijón

