

Año
2019

Nº 14

Boletín Micológico de FAMCAL



Una contribución de FAMCAL a la difusión de los conocimientos micológicos en Castilla y León

Boletín Micológico de FAMCAL



Una contribución de FAMCAL a la difusión de los conocimientos micológicos en Castilla y León

COORDINADOR DEL BOLETÍN
Luis Alberto Parra Sánchez

COMITÉ EDITORIAL
Rafael Aramendi Sánchez
Rafael López Revuelta
Luis Alberto Parra Sánchez
Juan Manuel Velasco Santos

COMITÉ CIENTÍFICO ASESOR
Luis Alberto Parra Sánchez
Juan Manuel Velasco Santos
Juan Carlos Zamora Señoret



© Federación de Asociaciones Micológicas de Castilla y León (FAMCAL)
Edita: Federación de Asociaciones Micológicas de Castilla y León (FAMCAL)
<http://www.famcal.es>
Colabora: Junta de Castilla y León. Consejería de Fomento y Medio Ambiente y Fundación Patrimonio Natural
Maquetación e impresión: Héctor soluciones gráficas.
Calle Biguillano, 46. 01130 Murgia (Araba/Álava)
Tels. 945 039 084 - 622 478 023 • hsastreo@gmail.com

Publicado el 20 de septiembre de 2019.
D.L.: VA-726/2012
ISSN: 1886-5984



Reservados todos los derechos
No está permitida la reproducción total o parcial de este libro, ni su tratamiento informático, ni la transmisión de ninguna forma o por cualquier medio, ya sea electrónico, mecánico, por fotocopia, por registro u otros métodos, sin el permiso previo y por escrito del titular del copyright.
La Federación de Asociaciones Micológicas de Castilla y León no se responsabiliza de las opiniones expresadas en los artículos firmados.



Índice

Presentación	9
Contribución al conocimiento del género <i>Psathyrella</i> en la Península Ibérica (V) MUÑOZ, G.	11
Dos interesantes pirenomicetos del norte de la Península Ibérica RUBIO, E. & J.M.C. MARCOTE	29
Breve apunte sobre la primera intoxicación por <i>Agaricus phaeolepidotus</i> en el mundo. Cuadro clínico de la persona afectada y estudio filogenético de los ejemplares recolectados PARRA, L. A. & P. P. DANIÉLS	39
Ascomicetos raros o interesantes de La Rioja, España (V) MARTÍNEZ-GIL, R. & F. MARTÍNEZ	47
Tres especies poco conocidas de los géneros <i>Coprinopsis</i> y <i>Coprinellus</i> : primeras localizaciones en la Península Ibérica. RUIZ, A. & G. MUÑOZ	71
“Hongos y Myxomycetes”, nuestro mundo fotográfico PAZ, A. & C. LAVOISE	83
Alimentos y bebidas producidos por fermentación con intervención de hongos (I): alimentos de origen animal y de cereales VELASCO, J.M.	109
Situación actual de la declaración de terrenos para el aprovechamiento micológico de acuerdo con el Decreto 31/2017, de 5 de octubre, que regula el Recurso Micológico Silvestre en Castilla y León CENTENO, F., D. VILLADA & A.M. SÁNCHEZ	145
Nuevos hallazgos de textos sobre hongos anteriores a 1700. IV GARCÍA-ROLLÁN, M.	153
Crónica del XVII Encuentro de La Federación de Asociaciones Micológicas de Castilla y León en Segovia SAIZ, R.L.	163
Normas para la presentación de los trabajos	169
Suscripción y petición de ejemplares del boletín micológico de FAMCAL	175



Presentación

Este año, dedicaré la presentación del Boletín Micológico de FAMCAL a comentar el nuevo Protocolo de Colaboración, que, con fecha 10 de julio de 2019, y por un periodo de tres años, se ha firmado entre la Consejería de Fomento y Medio Ambiente de la Junta de Castilla y León y la Federación de Asociaciones Micológicas de Castilla y León (FAMCAL), para el desarrollo de actividades de divulgación, investigación, formación y promoción de la micología en Castilla y León.

FAMCAL se ha comprometido a mantener las actividades que ya venía realizando, como por ejemplo la edición del *Boletín Micológico FAMCAL*, la organización de jornadas a través de sus asociaciones, la promoción del asociacionismo y la incorporación de nuevas asociaciones a FAMCAL, la elaboración de un inventario micológico de Castilla y León (IMCAL) y la confección de futuras listas de especies que requieren medidas de especial conservación, la realización de cursos y jornadas de formación y la colaboración con otras organizaciones y agentes de los sectores implicados en la gestión de la diversidad fúngica. Además, FAMCAL también se compromete a:

- a.- Asesorar a la Consejería en el desarrollo de la normativa reguladora relacionada con los hongos, algo que tampoco es nuevo, ya que incluso sin la firma del presente protocolo, FAMCAL ha enviado a través del Gobierno Abierto, todas sus propuestas para mejorar la normativa que se iba a aprobar, priorizando siempre la conservación del recurso.
- b.- Contribuir a la gestión micológica de base científica de los Parques Micológicos que se declaren.
- c.- Presentar una memoria de las actividades vinculadas a este protocolo realizadas por FAMCAL y sus asociaciones.

Por su parte, la Consejería se compromete a seguir colaborando con FAMCAL en la elaboración, distribución y mejora del Boletín de FAMCAL, en la organización y promoción de actividades de formación en micología y en dar publicidad a las actividades promovidas por FAMCAL y sus asociaciones. Además, la Consejería también se compromete a:

- a.- Facilitar y promover la celebración de las jornadas micológicas de FAMCAL o de sus asociaciones.
- b.- Consultar a FAMCAL en la elaboración de la normativa reguladora en materia micológica.

En este último punto, es donde FAMCAL seguirá luchando para que, por un lado, se priorice la conservación de especies que son sometidas a una presión recolectora enorme en Castilla y León o que por su rareza necesitan protección y, por otro, para que se facilite a las asociaciones micológicas la realización de sus actividades al amparo del aprovechamiento episódico, incluso en zonas acotadas, limitando la obligación de poseer autorización a la recolección de setas que están en listas cerradas, por ser especies comercializables de acuerdo a la legislación nacional, o para autoconsumo en determinadas zonas, lo que a su vez facilitaría también la vigilancia del recurso micológico.

En relación con la conservación del recurso, entre otras cosas, nos gustaría ver como Castilla y León sigue el criterio de los países con gran cultura micológica y gastronómica y protege al perrechico (*Calocybe gambosa*) una seta que, incomprensiblemente, ha quedado fuera de las tallas mínimas de 4 cm de diámetro, permitiéndose recolectar en Castilla y León con 3 cm (Disposición transitoria Primera, apartado b, del Decreto 31/2017), solo porque algunos cocineros, siguen demandando la calidad "botón" pensando que tiene mejor



aroma o textura. Esto es un error catastrófico por múltiples razones de índole ecológica, sanitaria, económica y gastronómica. Ecológicamente, está comprobado que un perrechico con 3 cm se recolecta antes de que pueda reproducirse por esporas, lo que unido a que es una seta que fructifica usualmente formando corros de brujas en el mismo lugar, lleva irremediablemente a la desaparición de los puntos de recolección. Sanitariamente, la recolección con un menor tamaño aumenta el riesgo de que sea confundido con especies tóxicas. Económicamente, porque se pierde una enorme cantidad de producto final que se obtendría si la seta hubiese alcanzado los 4 centímetros. Y, gastronómicamente, porque en el perrechico, como también ocurre con la fruta, incrementa la cantidad de sustancias que le dan su olor y sabor característico con la maduración,

sin perder en absoluto la textura. A esto se une que una gran parte de la producción de perrechicos es vendida a intermediarios que la llevan a otras comunidades, donde la recolección continua e indiscriminada, que aquí queremos evitar, ha convertido en muy rara esta especie. De cualquier forma, sin la implicación de todos los niveles de la Consejería en la vigilancia y control de las tallas mínimas, o de las futuras especies no recolectables, la regulación de estos aspectos será papel mojado.

Estoy convencido de que la colaboración entre la Consejería y FAMCAL es la mejor manera para alcanzar el objetivo de este Protocolo, que no es otro que la conservación de la biodiversidad fúngica en Castilla y León a través de la gestión sostenible del recurso micológico.

**El Coordinador
del Boletín Micológico de FAMCAL
Luis Alberto Parra Sánchez**



Contribución al conocimiento del género *Psathyrella* en la Península Ibérica (V)

MUÑOZ, G.

Avda. Valvanera 32, 5.º dcha. 26500 Calahorra, La Rioja, España (Grupo Cultural Micológico Verpa).

E-mail: guillermomunoz1981@gmail.com

Resumen: MUÑOZ, G. (2019). Contribución al conocimiento del género *Psathyrella* en la Península Ibérica (V). *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 11-28. Se describen e iconografían macro y microscópicamente cuatro taxones del género *Psathyrella* (Fr.) Quéél. recolectados en la Península Ibérica: *Psathyrella ammophila* (Durieu & Lév.) P.D. Orton, *P. complutensis* Heykoop & G. Moreno, *P. olympiana* A.H. Sm. y *P. pseudogracilis* (Romagn.) M.M. Moser. Se aporta también información sobre corología, nomenclatura, características morfológicas y taxones similares.

Palabras clave: *Psathyrella*, taxonomía, corología, nomenclatura, Península Ibérica.

Summary: MUÑOZ, G. (2019). Contribution to the knowledge of the genus *Psathyrella* in the Iberian Peninsula (V). *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 11-28. Four taxa of the genus *Psathyrella* (Fr.) Quéél. collected in the Iberian Peninsula are macro- and microscopically described and iconographed: *Psathyrella ammophila* (Durieu & Lév.) P.D. Orton, *P. complutensis* Heykoop & G. Moreno, *P. olympiana* A.H. Sm. and *P. pseudogracilis* (Romagn.) M.M. Moser. Information about chorology, nomenclature, morphological characters and similar taxa is also provided.

Keywords: *Psathyrella*, taxonomy, chorology, nomenclature, Iberian Peninsula.

INTRODUCCIÓN

Presentamos en esta ocasión cuatro taxones de *Psathyrella* (Fr.) Quéél. Como ya comentamos en el anterior trabajo (MUÑOZ & SÁNCHEZ, 2018), este género, al igual que otros muchos, está siendo sometido a cambios profundos, sobre todo a raíz de los estudios moleculares publicados en los últimos años (LARSSON & ÖRSTADIUS, 2008; PADAMSEE & al., 2008; VASUTOVÁ & al., 2008; NAGY & al., 2013; ÖRSTADIUS & al., 2015; HEYKOOP & al., 2017), de modo que muchas especies que estaban integradas en él han sido transferidas a otros géneros y otras especies similares morfológicamente se han separado de sus vecinas (por ejemplo, los taxones de la sección *Spadiceae*, caracterizados por tener en común cistidios cristálíferos de paredes gruesas) por tener diferentes características genéticas.

No obstante, debemos seguir prestando la misma importancia que antes a los datos morfológicos y ecológicos e intentar conjugar estos con los resultados moleculares. Es más, recomendamos desde aquí recurrir a la biología molecular una vez los otros datos están completamente estudiados y,

si es posible, con varias opciones diagnósticas en mente; de este modo, opinamos que el estudio molecular puede aportar mucha luz al caso concreto, mientras que si este estudio se hace inicialmente, en muchas ocasiones arrojará más oscuridad que luz al problema planteado.

Al hilo de lo anteriormente comentado y como complemento a lo que ya expusimos en un trabajo anterior (MUÑOZ & CABALLERO, 2012), indicaremos a continuación las características macro y microscópicas más importantes en el estudio del género *Psathyrella s.l.*, y que son las que nosotros trabajamos siempre:

A.- Sombrero: diámetro, forma, color en estado húmedo, color que adquiere al ir deshidratándose (especialmente si toma tonos rosados), estriación, presencia de velipellis (hay que fijarse bien en los primordios) y, de haberla, si es abundante o escasa.

B.- Láminas: forma, color, densidad y, muy importante, si la arista está o no coloreada de marrón rojizo, color de la esporada.

C.- Estípites: medidas, color, superficie (pruinosa, fibrosilla, lisa, etc), presencia o no de zona



pseudoanular o de anillo bien conformado, presencia de cordones miceliares basales o de rizomorfo más o menos marcado.

D.- Carne: olor (reseñable en escasísimas especies).

E.- Esporas: medidas, forma, color (el cambio de color con KOH se mira siempre pero en la mayor parte de las ocasiones virará al marrón oscuro), presencia de poro germinativo y si éste es grande y visible o pequeño.

F.- Basidios: anchura, principalmente (para delimitar *P.* subg. *Psathyrella*, que los tiene relativamente anchos, generalmente de más de 10 μm , y *P.* subg. *Psathyra*, que los tiene de menos de 10 μm , entre otras características diferenciadoras de ambos subgéneros).

G.- Queilocistidios: proporción en relación a los paracistidios, morfología, espesor de la pared, tamaño.

H.- Pleurocistidios: presencia (y en su caso frecuencia) o ausencia de los mismos, morfología, espesor de la pared, tamaño.

I.- Pileipellis: de valor taxonómico muy limitado; solemos fijarnos en la presencia o ausencia de pileocistidios, aunque no parece tener relevancia.

J.- Caulipellis: de valor taxonómico muy limitado.

K.- Fíbulas: presencia o ausencia de las mismas (generalmente basta con mirar las hifas del estípite para confirmar este dato).

L.- Pigmentación de la arista laminar: este dato es importante para separar algunas especies; para ello lo mejor es colocar la arista de la lámina en el porta y observarla en agua, sin aplastar el cubre o aplastándolo ligeramente; debemos observar si hay o no una línea coloreada de marrón rojizo; en caso de haberla, puede ser continua o discontinua.

No hay consenso sobre el medio a emplear para observar las diferentes estructuras; nosotros, para las esporas y la pileipellis, usamos agua, mientras que para estudiar los cistidios y la caulipellis, empleamos rojo Congo amoniaco. El amoníaco y la potasa los utilizamos sólo puntualmente.

MATERIAL Y MÉTODOS

Las colecciones estudiadas han sido fotografiadas macroscópicamente "in situ" con una

cámara digital Nikon D50, usando trípode y luz natural. Una vez en el laboratorio, a cada recolección se le ha asignado un número de herbario, que coincide con el número de imagen correspondiente. Las descripciones macroscópicas están basadas en el material fresco, que posteriormente se ha deshidratado para su conservación en herbario. Para la realización de las preparaciones microscópicas se han empleado agua, rojo Congo amoniaco, amoníaco y potasa. Para las observaciones microscópicas y sus correspondientes descripciones, se ha utilizado un microscopio óptico Motic BA300 con cámara microfotográfica Moticam, conectada a un ordenador personal. Posteriormente, las imágenes tomadas han sido tratadas con un programa informático para imágenes (Adobe Photoshop). Las descripciones, tanto macroscópicas como microscópicas, están siempre basadas en las observaciones del autor sobre sus colecciones, siendo en el apartado de comentarios en el que estas descripciones, medidas, etc., son comparadas con la bibliografía. El material ha sido depositado en el herbario particular del autor, indicado aquí como GM. Para la nomenclatura de los autores se ha seguido la propuesta en la web de INDEX FUNGORUM (s. d.) en Authors of Fungal Names.

RESULTADOS

1.- *Psathyrella ammophila* (Durieu & Lév.)

P.D. Orton, *Trans. Br. Mycol. Soc.* 43: 180 (1960). (Figs. 1 y 2).

= *Agaricus ammophilus* Durieu & Lév., *Expl. Sci. Algérie* 1(5): pl. 31, fig. 8 (1846) [1846-49]. [basón.]

= *Psilocybe ammophila* (Durieu & Lév.) Gillet, *Hyménomycètes* (Alençon): 587 (1878).

= *Psathyra ammophila* (Durieu & Lév.) Qué., *Bull. Soc. Bot. Fr.* 26: 52 (1879).

= *Drosophila fatua* var. *ammophila* (Durieu & Lév.) Qué., *Enchir. Fung.* (Paris): 117 (1886).

= *Drosophila ammophila* (Durieu & Lév.) Qué., *Fl. Mycol. Fr.*: 62 (1888).

= *Deconica ammophila* (Durieu & Lév.) Morgan, *J. Mycol.* 13: 145 (1907).

= *Hypholoma ammophilum* (Durieu & Lév.) Bi-giard & Guillemin, *Fl. Champ. Sup. Fr.*: 345 (1909).

– *Drosophila ammophila* (Durieu & Lév.) Kühner & Romagn., *Fl. Anal. Champ. Sup.*: 358 (1953)



Fig. 1. *Psathyrella ammophila*. Basidiomas (GM-3236). Foto: G. Muñoz.

[*nom. inval.*, sin referencia completa y directa al lugar de publicación del basónimo; art. 41.5]

Material estudiado: HUESCA: Aniés, 42° 17' 35" N - 0° 34' 30" W, 760 m, sobre arena húmeda amontonada, en claro de bosque de *Quercus ilex*, 14-IX-2018, leg. A. Palazón, I. García & G. Muñoz, GM-3236.

Descripción macroscópica

Píleo de 1 a 2,5 cm de diámetro, primero cónico, luego convexo, no mamelonado; higrófono; superficie radialmente fibrillosa, de color pardo grisáceo en estado húmedo, tornándose pardo apagado o blanquecino al ir deshidratándose; margen no estriado; velipellis observada sólo en uno de los ejemplares, a modo de fibrillas blanquecinas próximas al margen, que pronto desaparecen. Láminas escotadas, ventrudas, distanciadas, con laminillas intercaladas; primero grisáceas o blanco grisáceo, después negruzcas; arista indentada, blanquecina. Esporada negruzca. Estípote de 2-3 x 0,1-0,2 cm, hueco, vistosamente radicante en la

base, que penetra 2-3 cm en el sustrato y que es algo más gruesa que el diámetro del estípote; superficie lisa o ligeramente pruinoso, blanca. Carne escasa, frágil, de color grisáceo; olor y sabor débiles, no significativos.

Descripción microscópica

Basidiosporas lisas, de color marrón rojizo en agua, marrón oscuro en KOH al 5%, elipsoides, ligeramente faseoliformes en visión lateral, con poro germinativo central, de 8,8-10-11,2 x 4,9-5,5-6 μm , $Q = 1,7-1,9-2,1$. Basidios hialinos, claviformes, tetraspóricos en su mayoría, con algunos bispóricos, de 20-35 x 10-12 μm . Arista laminar estéril, ocupada por queilocistidios predominantemente lageniformes o sublageniformes, algunos utriformes o claviformes, de 27-48 x 8-18 μm , acompañados de numerosos paracistidios claviformes o esferopedunculados, de 20-40 x 8-15 μm . Pleurocistidios poco frecuentes, lageniformes, de 30-50 x 12-14 μm . Pileipellis de tipo celular, compuesta por células subglobosas o piriformes de 20-50 μm

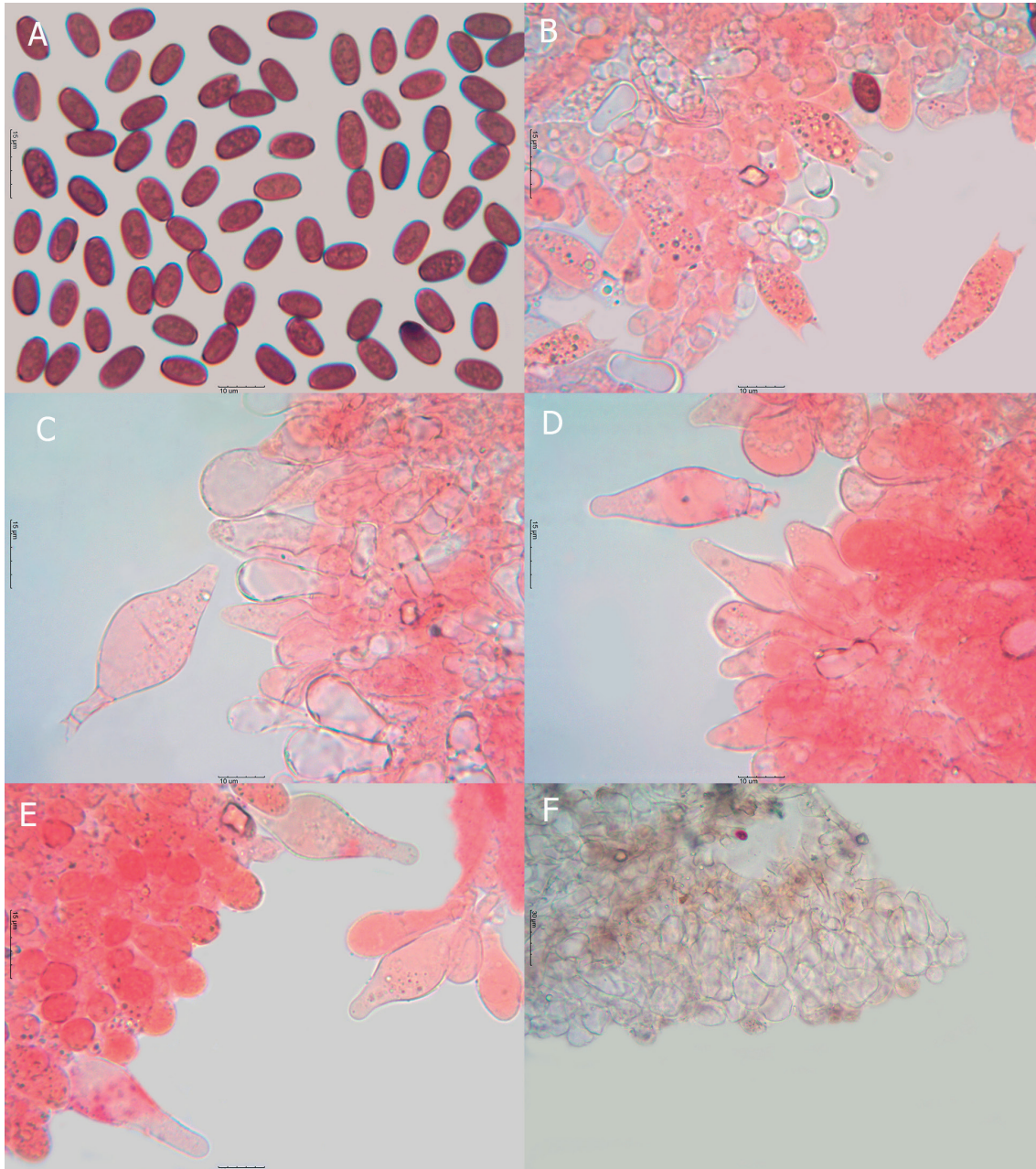


Fig. 2. *Psathyrella ammophila*. A: Basidiósporas. B: Basidios. C-D: Arista. E: Pleurocistidios. F: Pileipellis. Fotos: G. Muñoz.

de diámetro. Caulipellis no estudiada. Fíbulas presentes en todas las estructuras.

Comentarios

Especie relativamente frecuente, de amplia distribución en la Península Ibérica, citada también en la mayor parte de los países europeos (MELZER, s.d.) y en África (MALENÇON & BERTAULT,

1970), de donde además es la descripción original, procedente de Argelia (DURIEU DE MAISONNEUVE, 1848).

Las características morfológicas de nuestra colección coinciden bien con las reportadas por otros autores (KÜHNER & ROMAGNESI, 1953; KITS VAN WAVEREN, 1977, 1985; MOSER, 1980; BON, 1988; COURTECUISSÉ & DUHEM, 1994;



GERHARDT & *al.*, 2000; CETTO, 2005; CONSIGLIO, 2005; LUDWIG, 2007; BOCCARDO & *al.*, 2008; ÖRSTADIUS & KNUDSEN, 2008; EYSSARTIER & ROUX, 2011; GUIMBERTEAU, 2011; MELZER, s.d.). Macroscópicamente se caracteriza por la superficie fibrillosa de color pardo o pardo grisáceo del píleo, las láminas relativamente separadas y, sobre todo, el aspecto del estípite, con un rizomorfo que penetra varios centímetros en el sustrato y que, habitualmente, al menos en la zona más proximal, es más ancho que el diámetro del resto del pie (KITS VAN WAVEREN [1977] indica que no es realmente un rizomorfo, sino parte del pie, apoyándose en diferentes ilustraciones aportadas en la literatura; para nosotros sí que puede considerarse un rizomorfo, como mínimo, un pie radicante); queremos destacar la plancha de LUDWIG (2007), que nos parece que representa perfectamente el aspecto de esta especie y su variabilidad. Microscópicamente posee esporas elipsoides de tamaño medio dentro del género, queilocistidios predominantemente lageniformes, más o menos ventrudos, y escasos pleurocistidios. Las medidas esporales de nuestra colección son algo más pequeñas y más estrechas a las reportadas en la literatura. En cuanto al hábitat, todos los autores citados anteriormente indican que es exclusiva de dunas litorales, habitualmente en relación con *Ammophila arenaria*; sin embargo, nuestra colección procede del claro de un carrascal, creciendo sobre un montón de arena húmeda, en una zona muy alejada de la costa (provincia de Huesca); entendemos que, al igual que ocurre con otras especies típicas de zonas litorales como *Agaricus devoniensis* P.D. Orton o *Lepiota brunneolilacea* Bon & Boiffard, esta especie también puede crecer en zonas de interior que reúnan similares características, es decir, suelos arenosos o semiarenosos. De hecho, HEYKOOP & *al.* (2017) también han localizado esta especie en una zona de interior, en Alcalá de Henares, en suelo margo-oso arenoso, bajo *Kochia prostrata*; ÖRSTADIUS & *al.* (2015), también indican que puede crecer en zonas abiertas no costeras con suelo arenoso seco. Aun así, el hábitat de nuestra recolecta difiere algo del indicado en estos dos trabajos, ya que no es una zona abierta de suelo arenoso seco, sino un carrascal, sobre arena húmeda, sin presencia de *A. arenaria* ni de *K. prostrata*. Resulta interesan-

te destacar que las medidas esporales dadas por HEYKOOP & *al.* (2015) están muy próximas a las observadas por nosotros y que, como hemos comentado, se quedan pequeñas en relación a las reportadas en el resto de la literatura consultada.

Desde un punto de vista morfológico, se trata de una especie de difícil confusión; algunos taxones que pueden compartir hábitat (suelos arenosos) son *Psathyrella dunensis* Kits van Wav., de sombrero no fibrilloso, con tonos rosados evidentes, ausencia de rizomorfo y esporas más pequeñas; *P. halophila* Esteve-Rav. & Enderle, diferente macroscópicamente, con esporas algo más pequeñas, queilocistidios espatulados y ausencia de pleurocistidios, y *P. flexispora* T.J. Wallace & P.D. Orton, también diferente macroscópicamente, y con cistidios fusiformes. *Psathyrella arenulina* (Peck) A.H. Sm. es muy similar, siendo, según SMITH (1972), el equivalente americano de *P. ammophila*, pero tendría esporas algo más estrechas; no obstante, el mismo autor americano comenta que deben ampliarse los estudios de ambas especies; así, posteriormente KITS VAN WAVEREN (1985) sugiere que puedan ser coespecíficas, algo también compartido por MELZER (s. d.); mismas consideraciones hace el autor holandés para *Psilocybe subammophila* Cleland, taxón australiano que muy probablemente también sea coespecífico (KITS VAN WAVEREN, 1977).

Siguiendo la sistemática de KITS VAN WAVEREN (1977, 1985) pertenece, en solitario, a *P. sect. Ammophilae* (Morgan) Kits van Wav., en cuya definición se incluyen especies que crecen en dunas costeras cambiantes, de tamaño mediano (1-5 cm de diámetro de píleo), carnosas, no estriadas, de color marrón oscuro, higrófanos, sin tonos rosados al deshidratarse, con velo fugaz pero presente, arista laminar no pigmentada de rojo, estípite con gran porción introducida en la arena, basidios tetraspóricos, aislados pleurocistidios y trama himenial pigmentada.

Filogenéticamente, según los estudios de NAGY & *al.* (2013), ÖRSTADIUS & *al.* (2015) y HEYKOOP & *al.* (2017), pertenece al clado *spadi-ceogrisea*, en el que, por ejemplo, HEYKOOP & *al.* (2017) indican que están incluidas, entre otras, *Psathyrella phagophila* Romagn., *P. clivensis* (Berk. & Broome) P.D. Orton, *P. fatua* (Fr.) Konrad



& Maubl., *P. spadiceogrisea* (Schaeff. : Fr.) Maire, *P. striatoannulata* Heykoop, G. Moreno & M. Mata y *P. sublatispota* Örstadius, S.-A. Hanson & E. Larss., todas ellas bastante diferentes morfológicamente.

En la plancha original (DURIEU DE MAISONNEUVE, 1848), la autoría del nombre *Agaricus ammophilus* es "Lév. & Durieu" (con el orden de los autores inverso al que aparece en el resto de hongos publicados en esa obra y también de forma inversa a como se cita en las obras monográficas del género *Psathyrella* (Fr.) Quél.). Revisando y comparando el tomo de texto (DURIEU DE MAISONNEUVE, 1850) con las leyendas de las planchas, se puede constatar que la autoría es citada de modo consistente como "DR et Lév" en la tabla alfabética de las especies representadas, en la explicación de cada ilustración y en la tabla de las planchas de la flora de Argelia, en la que siempre Durieu aparece como primer autor en las autorías conjuntas, bien con Lévaille, bien con Montagne, por lo que interpretamos que la autoría "Lév. & Durieu" que aparece en la plancha de 1848 es un error que fue corregido en esta obra posterior y es también corregido en el presente trabajo. Por otro lado, la fecha de publicación del basónimo en el año 1868 que reportan muchos autores (KITS VAN WAVEREN, 1977, 1985; CONSIGLIO, 2005; HEYKOOP & al., 2018; MELZER, s. d.) es incorrecta, ya que la plancha en color fue publicada en 1848 y, según el artículo 38.10 del Código de Nomenclatura (TURLAND & al., 2018), para especies de hongos publicadas antes del 1 de enero de 1908, una única figura se considera ilustración con análisis y, por tanto, es válida, siempre y cuando vaya acompañada del nombre de la especie en latín, como ocurre en el caso que nos ocupa; por tanto, la fecha válida de publicación es 1848, como indican INDEX FUNGORUM (s. d.) y MYCOBANK (s. d.). La combinación realizada por KÜHNER & ROMAGNESI (1953) al género *Drosophila* Quél. es inválida, ya que no incluye una referencia completa y directa al basónimo, tal como indica el artículo 41.5 del Código para nombres desde el 1 de enero de 1953 y por ello figura de forma errónea como válidamente publicada en las bases de datos INDEX FUNGORUM (s. d.), MYCOBANK (s. d.) y en obras de autores como SINGER (1962). Pero es que además, de haber sido válidamente publicada por

KÜHNER & ROMAGNESI (1953), la combinación en *Drosophila* por estos autores no tendría estatus nomenclatural al ser un isónimo posterior (Art. 6.3, Nota 2) de la combinación llevada a cabo muchos años antes, de forma válida y correcta, por QUÉLET (1888). Algunos autores como QUÉLET (1879), COOKE (1876) o MASSEE (1892) atribuyen la autoría de *Agaricus ammophilus* a Montagne; esto se explica en parte porque Montagne colaboró en la obra "Exploration scientifique de l'Algérie" (aunque no en la parte donde se describe *Agaricus ammophilus*) y en parte porque FRIES (1874) citó a Montagne como autor, lo que hizo que muchos micólogos posteriores utilizaran esta autoría. *Agaricus ammophilus* (Ménier) Sacc. (SACCARDO, 1895) es un nombre ilegítimo de acuerdo al artículo 53.1 del Código (TURLAND & al., 2018), homónimo posterior de *Agaricus ammophilus* Durieu & Lev.; BON (1981) designa un nombre nuevo para esta especie, *Agaricus menieri* Bon, basado en *Psalliota ammophila* Ménier.

2.- *Psathyrella complutensis* Heykoop & G. Moreno, in Crous & al., *Persoonia* 35: 295 (2015). (Fig. 3).

Material estudiado: ZARAGOZA: Zaragoza, Parque de Torrero, 41° 37' 32" N - 0° 53' 2" W, 243 m, en claro de plantación de *Pinus halepensis*, al borde de un camino, en terreno arcilloso-arenoso, entre la hierba húmeda, creciendo directamente terrestre, 01-XII-2011, leg. G. Muñoz, GM-2436.

Descripción macroscópica

Píleo de 1 a 1,5 cm de diámetro, convexo, no mamelonado; superficie higrófana, estriada radialmente y de color marrón castaño con tonos rubiginosos en estado húmedo, al ir deshidratándose desaparece la estriación, se observan pequeñas arrugas y el color se torna pardo apagado; velipellis escasa pero presente a modo de pequeñas fibrillas blanquecinas adheridas en la zona central, sin restos de velo en el margen. Láminas escotadas, ventradas, anchas, algo distanciadas, con laminillas intercaladas; primero de color grisáceo, luego negruzco; arista blanquecina. Esporada negruzca. Estípite de 2-2,5 x 0,1 cm, fino y estilizado, cilíndrico, no bulboso; superficie pruinosa en el



Fig. 3. *Psathyrella complutensis*. A: Basidiomas (GM-2436). B: Basidiósporas. C: Arista laminar. Fotos: G. Muñoz.

ápice, lisa en el resto, de color blancuzco con manchas pardas. Carne muy escasa y frágil, de color gris parduzco; olor y sabor inapreciables.

Descripción microscópica

Basidiósporas lisas, estrechamente elipsoides, subcilíndricas, de color marrón rojizo en agua y marrón oscuro en KOH al 5%, con el ápice truncado y presencia de poro germinativo central evidente, de $11,3\text{-}12,1\text{-}12,8 \times 5,3\text{-}5,8\text{-}6,3 \mu\text{m}$; $Q = 1,9\text{-}2,1$

$2,3$. Basidios hialinos, claviformes, tetraspóricos, de $15\text{-}25 \times 10\text{-}12 \mu\text{m}$. Arista laminar estéril, ocupada por abundantes queilocistidios de paredes delgadas, hialinos o subhialinos, lageniformes o lageniformes con tendencia fusiforme, algunos anchamente fusiformes, aisladamente claviformes, de $25\text{-}40 \times 8\text{-}10 \mu\text{m}$, entremezclados con escasos paracistidios de $10\text{-}15 \times 5\text{-}7 \mu\text{m}$. Pleurocistidios ausentes. Pileipellis de tipo celular, formada por 2-3 capas de células subglobosas o anchamente



claviformes. Caulipellis con caulocistidios presentes en la parte superior del pie, similares a los queilocistidios. Fíbulas ausentes.

Comentarios

Especie descrita recientemente a partir de recolectas procedentes de España y Suecia (CROUS & *al.*, 2015). Las colecciones españolas, seis en total, se localizaron en Madrid (Alcalá de Henares), en suelo margoso, entre musgos y siempre en presencia de *Kochia prostrata*; la única recolecta sueca se efectuó en el mismo tipo de suelo.

Nuestra colección representa la primera cita tras las indicadas en la descripción original. El tipo de suelo en el que se ha encontrado es muy similar al referido en el protólogo, aunque no percibimos la presencia de *Kochia prostrata*.

En el momento de la recolección, en 2011, y tras realizar el pertinente estudio macro y microscópico, únicamente pudimos llegar a que se trataba de una especie próxima a *P. effibulata* Örstadius & E. Ludw. y a *P. vinosofulva* P.D. Orton, pero había caracteres que no encajaban completamente con ninguna de las dos. Como cuarta herramienta tras la ecología, la macroscopía y la microscopía, realizamos estudio molecular de la región ITS, el cual, al compararlo en GENBANK (s. d.), arrojó un 97,84% de identidad con un 98% de cobertura con *P. effibulata*, y un 96,17% de identidad con un 100% de cobertura con *P. bipellis* (Qué. A.H. Sm.); resultando obvio que no se trataba de *P. bipellis*, tampoco nos convencía la opción de *P. effibulata* ya que, aunque genéticamente estaba muy próxima, las medidas esporales eran considerablemente mayores en nuestra colección (esto nos habla de lo cuidadosos que tenemos que ser con los estudios moleculares, ya que especies diferentes pueden estar genéticamente tan próximas que podemos erróneamente considerarlas como coespecíficas cuando no lo son); otra opción que consideramos fue que se tratara de *P. vinosofulva* sin pleurocistidios, pero en las colecciones estudiadas por el autor de este trabajo, además de encontrar siempre un gran número de pleurocistidios, éstos son típicamente espatulados y, macroscópicamente, muestra llamativos colores vinosos y velo fuertemente desarrollado. Hace pocos meses (en 2018), volviendo a estudiar la colección, encontramos

las publicaciones de *P. complutensis* (CROUS & *al.*, 2015; HEYKOOP & *al.*, 2017), donde observamos que tanto el hábitat, como las características macro y microscópicas encajaban a la perfección con nuestra recolecta. Volvimos a comparar la secuencia ITS en GENBANK (s. d.) y el resultado arrojó una identidad del 100% y una cobertura del 98% con el holotipo de *P. complutensis*. Por tanto, concluimos que *P. complutensis* es una especie próxima a los taxones anteriormente citados, caracterizada por crecer en suelos margosos y presentar basidiomas de pequeño tamaño con píleo de color marrón castaño o rojizo, velipellis presente aunque lábil, láminas separadas y ventrudas, pie cilíndrico o levemente engrosado en la base y muy frágil, esporas grandes, subcilíndricas o estrechamente elipsoides, queilocistidios abundantes, lageniformes o sublageniformes, escasos paracistidios y ausencia de pleurocistidios. Además de los taxones ya citados, podría parecerse también a *P. purpureobadia* Arnolds (ARNOLDS, 2003), de porte ligeramente mayor, colores vinosos similares a los de *P. vinosofulva* y *P. bipellis*, pleurocistidios abundantes, esporas de mayor tamaño y queilocistidios de diferente morfología; otras, como *P. prona* (Fr.) Gillet, etc, se diferencian fácilmente por la presencia de fíbulas, entre otras cosas.

Comparando nuestros hallazgos con los descritos en el protólogo, observamos que nuestros ejemplares muestran sólo velo residual, probablemente debido a que no hemos encontrado primordios (en los que, según la descripción original, el velo es copioso) y a la extrema humedad ambiental que reinaba, con fuertes lluvias en los días previos. Microscópicamente todos los caracteres son coincidentes, excepto la morfología predominante de los queilocistidios, que en nuestra colección es lageniforme, mientras que en las colecciones originales, aunque también había cistidios lageniformes, se mezclaban con otros utriformes o fusiformes (probablemente el hecho de contar con un mayor número de colecciones haya influido en esta característica).

De acuerdo a los estudios moleculares llevados a cabo por CROUS & *al.* (2015) y HEYKOOP & *al.* (2017), *P. complutensis* pertenece al clado *vinosofulva* de ÖRSTADIUS & *al.* (2015), junto a otras especies de características morfológicas simila-



res, *P. effibulata*, *P. purpureobadia* y *P. vinosofulva*; además del aspecto macroscópico, todas ellas tienen en común que carecen de fíbulas y, por tanto, en este caso los resultados de los estudios genéticos son acordes con los estudios morfológicos previamente realizados.

3.- *Psathyrella olympiana* A.H. Sm., *Contr. Univ. Mich. Herb.* 5: 36 (1941). (Figs. 4 y 5).

Material estudiado: LUGO: Concello de Lugo, 43° 1' 13" N - 7° 35' 19" W, 450 m, sobre madera degradada de planifolio, probablemente *Betula* sp., varios ejemplares creciendo de forma subcespitosa, 02-XI-2013, leg. A. Caballero & G. Muñoz, GM-2848.

Descripción macroscópica

Píleo de 2 a 3 cm de diámetro, primero hemisférico, después cónico o cónico-acampanado, no mamelonado; superficie higrófana, ligeramente rugosa (sobre todo en la zona central) y de color marrón castaño, marrón leonado o marrón rojizo en estado húmedo, que al deshidratarse se torna

pardo apagado, haciéndose más pronunciadas las arrugas; margen no estriado; velipellis muy poco patente, aunque presente, a modo de fibrillas blanquecinas muy lábiles, en el margen de los ejemplares más jóvenes, uniendo éste con el pie. Láminas escotado-adherentes, ventrudas, apretadas, con lamélulas intercaladas; primero blanquecinas, luego grisáceas, al final negruzcas; arista irregular, blanquecina; esporada negruzca. Estípite de 3-5 x 0,3-0,5 cm, progresivamente engrosado hacia la base, no bulboso; superficie finamente pruinosa, blanca. Carne escasa, frágil, blanquecina; olor y sabor no significativos.

Descripción microscópica

Basidiósporas lisas, elipsoides, subcilíndricas, faseoliformes en visión lateral, de color marrón rojizo en agua y marrón muy oscuro en KOH al 5%, con poro germinativo central poco evidente, casi inapreciable, de 8,1-9,9 x 4,6-5,2-5,7 μm , $Q = 1,5-1,7-1,9$. Basidios hialinos, claviformes, tetraspóricos, de 18-25 x 7-9 μm . Arista laminar estéril, ocupada por abundantes queilocistidios utriformes a anchamente utriformes, ocasionalmente



Fig. 4. *Psathyrella olympiana*. Basidiomas (GM-2848). Foto: G. Muñoz.

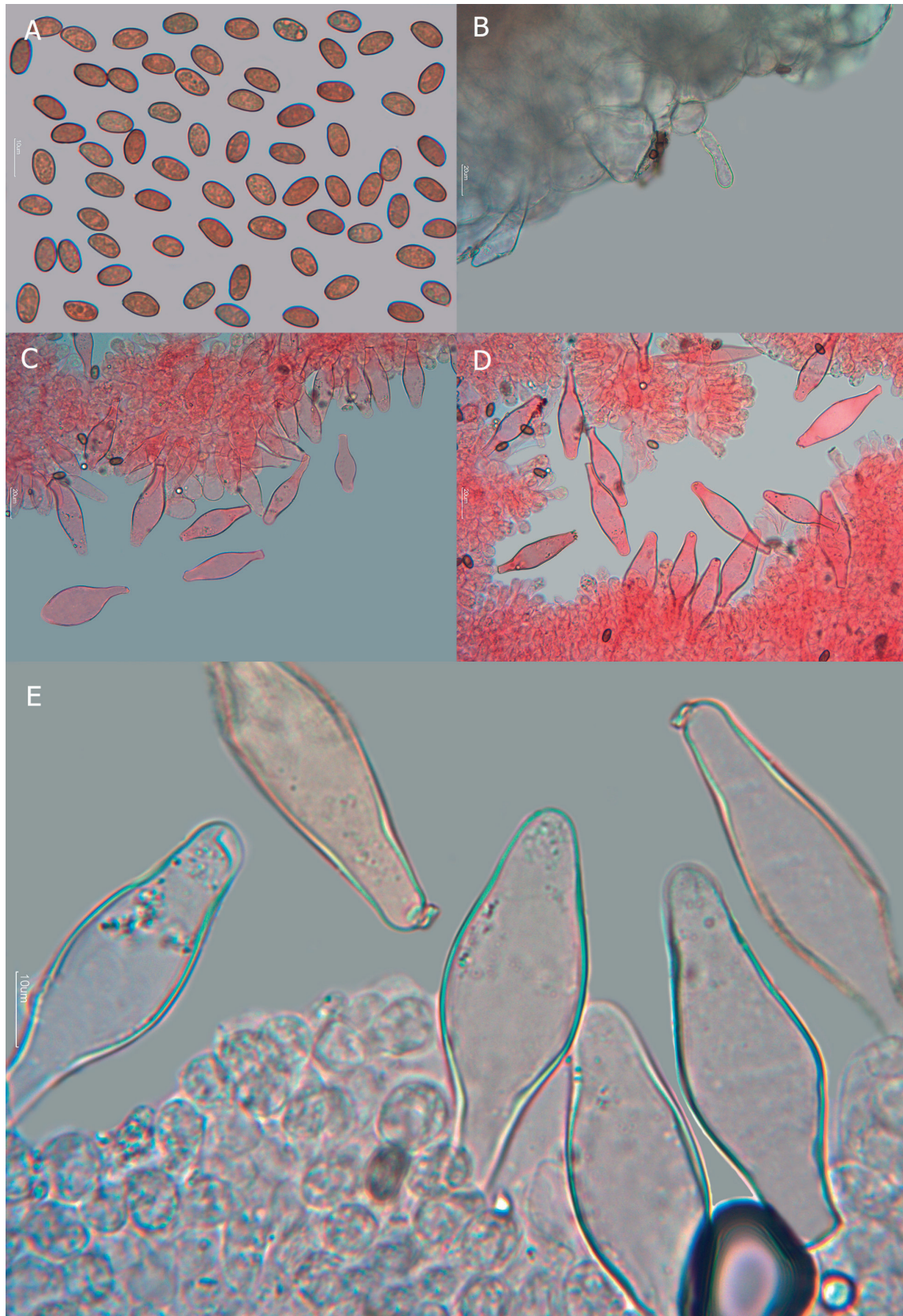


Fig. 5. *Psathyrella olympiana*. A: Basidiósporas. B: Pileocistidio. C: Arista laminar. D-E: Pleurocistidios. Fotos: G. Muñoz.



subcapitados, de 40-50(-60) x (11,5-)13-16(-23) μm , con paredes gruesas de 0,7-1 μm ; en algunos de ellos se aprecian concreciones cristalíferas en el ápice que desaparecen con KOH; se entremezclan con escasos paracistidios banales, claviformes o esferopedunculados, de 15-35 x 7-12 μm , de paredes delgadas. Pleurocistidios extraordinariamente abundantes, similares a los queilocistidios, de 50-72 x 13-18,5 μm , con paredes gruesas de 0,7-1,1 μm ; una cierta proporción de ellos presenta también concreciones cristalinas, más frecuentemente que en los queilocistidios. Pileipellis de tipo celular, compuesta por una gruesa capa de células globosas o piriformes, con presencia de aislados pileocistidios lageniformes o anchamente lageniformes. Caulipellis no estudiada. Fíbulas presentes.

Comentarios

Especie poco frecuente en la Península, citada en Asturias (RUBIO & *al.*, 2005), Barcelona (DUEÑAS, 2015), La Coruña, Lugo y Pontevedra (RODRÍGUEZ-VÁZQUEZ & CASTRO, 2016). El mayor número de referencias se encuentra en Galicia, ya que tanto las citas de Lugo como las de Pontevedra incluyen varias colecciones diferentes cada una; precisamente, nuestra recolecta procede de Lugo, hallada durante la celebración del VII Encuentro Internacional de Micología del Arco Atlántico, en 2013.

Fue descrita en Estados Unidos (SMITH, 1941) creciendo aislada o en pequeños grupos sobre madera de aliso y álamo, algo que el mismo autor refiere también posteriormente (SMITH, 1972). Estudiando las georreferencias peninsulares, observamos que se desconoce el hábitat de las colecciones gallegas, al menos según la bibliografía consultada (RODRÍGUEZ-VÁZQUEZ & CASTRO, 2016), mientras que la asturiana crecía sobre madera de planifolio indeterminado y la de Barcelona en medio de un camino forestal sin más especificación. Revisando la bibliografía europea, la mayor parte de autores hacen referencia a su crecimiento sobre madera que, a veces, puede estar enterrada (MOSER, 1980; KITS VAN WAVEREN, 1985; COURTECUISSÉ & DUHEM, 1994; BREITENBACH & KRÄNZLIN, 1995; LUDWIG, 2007; MELZER, s. d.), preferentemente en bosques naturales de caducifolios (*Fagus*, *Carpinus* y *Quercus*

[DERBSCH, 1977]), aunque también en plantaciones artificiales de *Abies* (ENDERLE, 1987). Nosotros la hemos encontrado sobre madera degradada de planifolio, probablemente *Betula*, sustrato ya indicado por ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2008), quienes también señalan *Alnus* y *Fraxinus*. Todos los autores precisan que, aunque puede crecer solitaria, lo más habitual es que salga en grupos más o menos cespitosos, algo que también hemos observado en nuestra recolecta.

Siguiendo la sistemática de KITS VAN WAVEREN (1985), pertenece a *P. sect. Spadiceae* (Morgan) Kits van Wav. y, dentro de la misma, macroscópicamente presenta un aspecto anodino (ejemplares de tamaño medio, relativamente robustos, con sombrero de color marrón de intensidad variable, velo blanquecino poco manifiesto y estípite blanquecino y pruinoso; quizás el dato más relevante macroscópicamente sea la forma de crecimiento, habitualmente subcespitosa sobre madera degradada de planifolio); por el contrario, microscópicamente está bien caracterizada por la presencia de cistidios de paredes gruesas, utriformes o subutriformes, algunos fusiformes (más o menos abundantes según colecciones) presentando, sólo algunos de ellos, concreciones cristalíferas en el ápice. Nuestra colección encaja bien con lo reflejado en la bibliografía, incluyendo la imagen que aparece en el protólogo (SMITH, 1941); de entre la iconografía publicada, debemos destacar la fotografía de BREITENBACH & KRÄNZLIN (1995) y, sobre todo, la magnífica plancha de LUDWIG (2007). Los ejemplares de nuestra colección, aunque tenían velo, éste era muy escaso (visible sólo en el margen de algunos ejemplares), probablemente por las condiciones ambientales de elevada humedad y la lluvia caída en los días previos; las medidas esporales coinciden muy bien con las dadas por KÜHNER & ROMAGNESI (1953), MOSER (1980), KITS VAN WAVEREN (1985), BREITENBACH & KRÄNZLIN (1995), LUDWIG (2007), ÖRSTADIUS & KNUDSEN (2008) o MELZER (s. d.); las mediciones también encajan bien con las dadas en la descripción original de SMITH (1941), de 7-9(10) x 4-5 μm ; los cistidios, en cambio, en los dibujos del autor americano son predominantemente fusiformes, pero VASUTOVÁ (2008), que estudió el holotipo, refiere que son más anchos a los



reflejados por SMITH (1941, 1972), coincidiendo bien, por tanto, con los observados por nosotros y por todos los autores mencionados anteriormente.

Las especies con cistidios cristalíferos que más podrían parecerse son *Homophron cernuum* (Vahl : Fr.) Örstadius & E. Larss. (= *P. cernua* [Vahl : Fr.] M. Lange y *Homophron spadiceum* (P. Kumm.) Örstadius & E. Larss. (= *P. spadicea* [P. Kumm.] Singer), pero ambas carecen de velipellis, muestran láminas de color marrón arcilla en la madurez y, microscópicamente, presentan esporas ligeramente anguladas y cistidios de diferente morfología, lageniformes o claviformes, con paredes más delgadas y más frecuentemente cristalíferos. *Psathyrella spintrigeroides* P.D. Orton, también perteneciente a *P. sect. Spadiceae* (Morgan) Kits van Wav., muestra velo más copioso y cistidios fusiformes no cristalíferos. Otras especies, fuera de la sección, que son similares, son *Psathyrella spadiceogrisea* (Schaeff. : Fr.) Maire, habitualmente no lignícola y sin crecimiento fasciculado, microscópicamente muy diferente, *Psathyrella almerensis* Kits van Wav., tampoco lignícola y también diferente microscópicamente, etc. Algunas especies descritas por SMITH (1972), concretamente *Psathyrella cloverae* A.H. Sm., *P. ferrugipes* A.H. Sm. y *P. solitaria* A.H. Sm., podrían ser coespecíficas aunque, al no haber estudiado los holotipos, no podemos asegurarlo, por lo que nos limitamos a exponer que esto lo sugieren autores como MELZER (s. d.), LUDWIG (2007) y KITS VAN WAVEREN (1985).

Psathyrella amstelodamensis Kits van Wav. (KITS VAN WAVEREN, 1971), posteriormente combinada como forma de *P. olympiana*, (KITS VAN WAVEREN, 1985), se diferenciaría por un mayor desarrollo de la velipellis, el color marrón oscuro o marrón rojizo de las láminas, las esporas de colorido más pálido, el crecimiento terrestre y los cistidios más anchos; actualmente, algunos autores la consideran coespecífica de *P. olympiana* (LUDWIG, 2007; MELZER, s. d.; INDEX FUNGORUM, s. d.). *Psathyrella olympiana* f. *caespitosa* Kits van Wav. (KITS VAN WAVEREN, 1985) diferiría de la forma tipo por el crecimiento marcadamente cespitoso (hasta 20-40 ejemplares) y los sombreros más pequeños, levemente umbonados y que se deshidratan desde el margen y no desde el centro; como

ocurre en el caso anterior, algunos autores tienden a sinonimizarla con la forma tipo (LUDWIG, 2007; MELZER, s. d.; INDEX FUNGORUM, s. d.). En relación a esta última forma, merece la pena reseñar las ilustraciones que figuran en CETTO (2006), donde se ven ejemplares típicos de *P. olympiana* pero muy hidratados en la foto superior (muy similares a los nuestros, con velo muy escaso o casi ausente) y algo deshidratados, iniciándose la deshidratación desde la periferia, en la imagen inferior (la forma de secarse que indica Kits van Waveren); al hilo de estas imágenes, el autor italiano comenta literalmente que "è un esempio di come diverso può essere uno stesso fungo in vari momenti di crescita e la difficoltà in questo Genere della determinazione macroscopica. Per una sicura identificazione è necessario a osservazioni più intime, microscopiche. Il Genere Psathyrella è un Genere molto difficile"; no podemos estar más de acuerdo con estas apreciaciones. También en relación a esta última forma, EYSSARTIER & ROUX (2011) comentan que, macroscópicamente, por su forma de crecimiento, podría recordar a *P. multipedata* (Peck. A.H. Sm.) y *P. piluliformis* (Bull. : Fr.) P.D. Orton, muy diferentes, por otro lado, tanto macro como microscópicamente.

Los estudios moleculares llevados a cabo por LARSSON & ÖRSTADIUS (2008), VASUTOVÁ & al. (2008), NAGY & al. (2013), ÖRSTADIUS & al. (2015) y HEYKOOP & al. (2017) determinan que *P. olympiana* pertenece al clado *pygmaea*, junto a *P. pygmaea* (Bull. : Fr.) Singer; así, la sección *Spadiceae* no está bien respaldada genéticamente ya que las especies que poseen su principal carácter diferenciador, que son los cistidios cristalíferos y/o de paredes gruesas, no pertenecen todas al mismo clado, sino a tres diferentes, el ya mencionado clado *pygmaea*, el clado *fibrillosa* (donde se incluiría *P. spintrigeroides*) y el género *Homophron* (donde se incluirían *H. spadiceum* y *H. cernuum*). Ciertamente, *P. olympiana* difiere de *P. spadicea* y *P. cernua* en la presencia de velo (aunque por lo demás son muy similares) y difiere de *P. spintrigeroides* en que esta última no posee cistidios cristalíferos, pero tampoco se parece mucho macroscópicamente a *P. pygmaea*; por tanto, los hallazgos moleculares ayudan y respaldan algunas diferencias morfológicas observadas (no otras); volvemos a incidir en



que se requieren más estudios que intenten conjugar mejor los hallazgos genéticos con los sistemas de clasificación morfológicos.

4.- *Psathyrella pseudogracilis* (Romagn.) M.M. Moser, in Gams, *Kl. Krypt.-Fl.* Ed. 3 (Stuttgart) 2b/2: 214 (1967). (Figs. 6 y 7).



Fig. 6. *Psathyrella pseudogracilis*. A: Basidiomas (GM-3205). B: Basidiomas (GM-2595). Fotos: G. Muñoz.

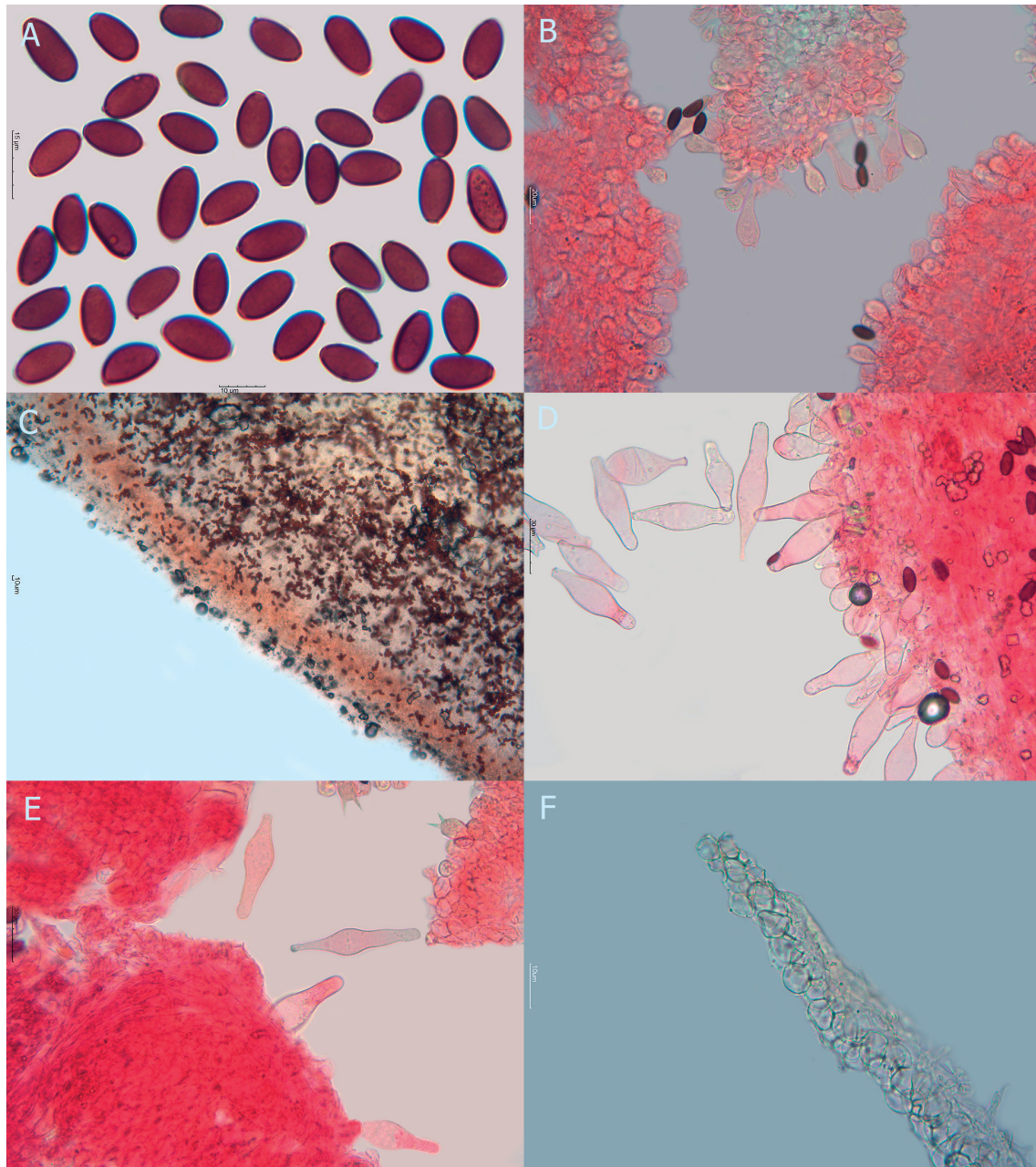


Fig. 7. *Psathyrella pseudogracilis*. A: Basidiósporas. B: Basidios. C: Pigmentación continua de la arista laminar. D: Arista laminar. E: Pleurocistidios. F: Pileipellis. Fotos: G. Muñoz.

≡ *Drosophila pseudogracilis* Romagn., *Bull. Mens. Soc. Bot. Lyon* 21: 152 (1952). [basón.]

– *Psathyrella pseudogracilis* (Romagn.) M.M. Moser, in Gams, *Kl. Krypt.-Fl.* Ed. 2 (Stuttgart) 2b2: 235 (1955). [nom. inval., sin referencia completa y directa al lugar de publicación del basónimo; art. 41.5]

– *Psathyrella pseudogracilis* (Romagn.) Natorst-Windahl, *Friesia* 6: 300 (1961). [nom. inval.,

sin referencia completa y directa al lugar de publicación del basónimo; art. 41.5]

Material estudiado: NAVARRA: Erremendía, 42° 51' 56.1" N - 1° 11' 42.4" W, 1045 m, en medio de un camino, entre la hojarasca, en bosque mixto de *Fagus sylvatica* y *Pinus sylvestris*, 30-IX-2012, leg. J.M. Galardi & G. Muñoz, GM-2595. ZARAGO-



ZA: Bulbunte, 41° 49' 29" N - 1° 34' 50.4" W, 520 m, en zona herbosa húmeda, a orillas del río Huecha, en plantación de *Juglans regia* (nogales), 01-VI-2018, leg. G. Muñoz, GM-3205.

Descripción macroscópica

Píleo de 1 a 3 cm de diámetro, primero hemisférico, luego convexo, al final casi aplanado, no mamelonado; cutícula higroscópica, lisa, de color crema blanquecino o pardo claro y con el margen estriado cuando húmedo, al ir deshidratándose va palideciendo, adquiere tonos rosados más o menos evidentes y desaparece la estriación marginal; velipellis no observada en ningún ejemplar. Láminas escotadas, relativamente separadas, muy delgadas, ventradas, con laminillas intercaladas, primero blanquecinas, luego grisáceas, al final negruzcas; arista blanca, con presencia de una línea continua submarginal coloreada de rojizo. Esporada negruzca. Estípites de 3-7 x 0,1-0,3 cm, frágil, estilizado, cilíndrico, no bulboso, hueco, liso o muy finamente pruinoso en el ápice, con la base levemente algodonosa en algunos ejemplares y presencia en ella de finos cordones miceliares de color blanquecino. Carne muy escasa, frágil, grisácea; olor y sabor no significativos.

Descripción microscópica

Basidiósporas lisas, de color marrón rojizo en agua y marrón oscuro en KOH al 5%, elipsoides, algunas subcilíndricas, subfaseoliformes en visión lateral, con poro germinativo central, de 11,7-13,3-15 x 6,4-7,1-7,8 μm , Q = 1,7-1,9-2,1. Basidios hialinos, claviformes, tetraspóricos, de 20-28 x 10-12 μm . Arista laminar estéril, ocupada por abundantes queilocistidios utriformes, subutriformes, anchamente lageniformes o lageniformes, de 30-75 x 13-17 μm , acompañados de numerosos paracistidios claviformes o esferopedunculados de 15-25 x 5-10 μm . Pleurocistidios abundantes, similares a los queilocistidios, de 50-80 x 13-17 μm . Pileipellis de tipo celular, con 3-4 capas de células globosas, subglobosas o piriformes. Caulipellis no estudiada. Fíbulas presentes.

Comentarios

El epíteto de esta especie hace referencia a su gran parecido con *Psathyrella gracilis* (Fr.) Quéf,

nombre actualmente considerado generalmente un sinónimo no prioritario de *Psathyrella corrugis* (Pers.) Konrad & Maubl.

Las dos colecciones que hemos estudiado encajan muy bien con las descripciones e imágenes consultadas en la literatura (KITS VAN WAVEREN, 1976, 1985; BREITENBACH & KRÄNZLIN, 1995; CETTO, 2005; CONSIGLIO, 2005; LUDWIG, 2007; ÖRSTADIUS & KNUDSEN, 2008; BOCCARDO & al., 2008; EYSSARTIER & ROUX, 2011; MELZER, s. d.). No hemos observado velo en ningún ejemplar, algo que atribuimos a la humedad ambiental y a que éste es muy lábil, tal y como indican los autores anteriormente señalados. Siguiendo la sistemática de KITS VAN WAVEREN (1985), *P. pseudogracilis* se incluye en *P.* (Fr.) Quéf. sect. *Psathyrella*, que engloba un grupo de taxones muy difíciles de diferenciar macroscópicamente ya que todos, o la mayoría, muestran sombrero de tamaño mediano, revestimiento higrófono de colores pálidos (grisáceos o parduzcos) que al deshidratarse adquiere tonos rosados, y estípites fino y estilizado, sin olor ni sabor reseñables; de entre ellos, debemos destacar la ya mencionada *P. corrugis*, *P. microrhiza* (Lasch) Konrad & Maubl., *P. orbicularis* (Romagn.) Kits van Wav. y *P. longicauda* P. Karst; el estudio microscópico resulta decisivo, ya que *P. pseudogracilis* se diferencia fácilmente por ser la única que posee cistidios utriformes o subutriformes.

Se trata de una especie frecuente en la Península Ibérica, así como también en el resto de Europa (MELZER, s. d.). Según la bibliografía consultada, crece de forma solitaria o en pequeños grupos entre la hierba de los caminos, linderos de bosques, parques, sobre pequeños restos de madera (BREITENBACH & KRÄNZLIN, 1995), preferentemente en suelos ricos en humus y con abundante materia orgánica (ÖRSTADIUS & KNUDSEN, 2008); nuestras colecciones se encontraban en un hábitat acorde a lo indicado (orilla de un camino en un bosque de hayas y pinos y entre la hierba húmeda en una plantación de nogales).

Se han descrito algunas formas, como *Drosophila pseudogracilis* f. *minor* (ROMAGNESI, 1975), de menor tamaño y con esporas ligeramente más pálidas, probablemente sin relevancia taxonómica, ya que posteriormente sólo se ha reflejado este nombre como sinónimo del nombre de la



forma autónoma por MELZER (s. d.) y KITS VAN WAVEREN (1976, 1985); y *Psathyrella pseudogracilis* f. *substerilis* E. Ludw. (LUDWIG, 2007), que se diferenciaría de la forma tipo por los colores más pálidos del píleo, las láminas de color blanco y los basidios, en su mayor parte, estériles.

MOSER (1955) combina la especie al género *Psathyrella* (Fr.) Quél., pero de forma inválida, ya que no incluye una referencia completa y directa al basónimo, tal y como indica el artículo 41.5 del Código para nombres posteriores a 1953 (TURLAND & al., 2018); posteriormente, sí la combina de forma válida (MOSER, 1967); algunos autores, como KITS VAN WAVEREN (1976) o SELIER & al. (2015), refieren como válida la combinación a *Psathyrella* (Fr.) Quél. de NATHORST-WINDAHL (1961), indicándola como *P. pseudogracilis* (Romagn.) Nathorst-Windahl, pero esta combinación también es inválida porque igualmente no incluye una referencia completa y directa al basónimo (art. 41.5); por tanto, la primera combinación válida al género *Psathyrella* es la de Moser en 1967.

Psathyrella prona var. *utriformis* Kits van Wav. (KITS VAN WAVEREN, 1972) es un nombre puesto en sinonimia por diversos autores y bases de datos (BREITENBACH & KRÄNZLIN, 1995; KITS VAN WAVEREN, 1985; INDEX FUNGORUM s. d.) con *P. vinosofulva* P.D. Orton (ORTON, 1960); leyendo la descripción de ambos protólogos y de acuerdo a las observaciones publicadas por el autor del presente trabajo en un artículo anterior (MUÑOZ & CABALLERO, 2013), pensamos que esta sinonimia no es aceptable y, sin embargo, creemos que *P. prona* var. *utriformis* podría ser coespecífica de *P. pseudogracilis*, tal y como sugieren LUDWIG (2007), HEYKOOP & al. (2017) y MELZER (s. d.); de hecho, por ejemplo, la descripción y la fotografía que aparecen en BREITENBACH & KRÄNZLIN, 1995 de *P. prona* var. *utriformis* (justo encima de *P. pseudogracilis*) muestran unos ejemplares que no encajan para nada en el concepto que tenemos de *P. vinosofulva* (ausencia de tonos vinosos, velo prácticamente inexistente, etc.) y sí se asemeja muchísimo a *P. pseudogracilis* tanto en el aspecto macroscópico como, sobre todo, en la morfología de los cystidios.

Los diferentes estudios moleculares realizados hasta la fecha (HEYKOOP & al., 2017; LARSSON &

ÖRSTADIUS, 2008; NAGY & al., 2013; ÖRSTADIUS & al., 2015) han demostrado que *P. pseudogracilis* pertenece al clado *corrugis*, junto a *P. corrugis* y ambas separadas de *P. microrhiza*, especie que, aunque pertenece a otro clado bien definido, morfológicamente es muy similar.

AGRADECIMIENTOS

A Luis A. Parra, por su ayuda ante las dudas nomenclaturales. A Juan José Pérez-Sevilla, por su colaboración desinteresada en el tratamiento de las imágenes microscópicas y la realización de las composiciones fotográficas. A Andreas Melzer, por su colaboración en la confirmación de la identidad de algunas especies. A Gabriel Moreno y Michel Heykoop, por la confirmación de la identidad de *P. complutensis*. A Santi Serrano, por su rapidez y amabilidad en la aportación de material bibliográfico.

REFERENCIAS

- ARNOLDS, E. (2003). Rare and interesting species of *Psathyrella*. *Fungi non delineati* XXVI. Ed. Candusso. Alasio.
- BOCCARDO, F., M. TRAVERSO, A. VIZZINI & M. ZOTTI (2008). *Fungi d'Italia*. Ed. Zanichelli. Bologna.
- BON, M. (1981). Clé monographique des Lépiotes d'Europe (Agaricaceae, Tribus Lepioteae et Leucocoprinae). *Doc. Mycol.* 11: 28.
- BON, M. (1988). *Guía de campo de los hongos de Europa*. Ed. Omega. Barcelona.
- BREITENBACH, J. & F. KRÄNZLIN (1995). *Champignons de Suisse* 4. Ed. Mykologia. Luzern.
- CETTO, B. (2005). *I funghi dal vero* 5. Ed. Saturnia. Trento.
- CETTO, B. (2006). *I funghi dal vero* 6. Ed. Saturnia. Trento.
- CETTO, B. (2005). *I funghi dal vero* 7. Ed. Saturnia. Trento.
- CONSIGLIO, G. (2005). Contributo alla conoscenza del Macromiceti dell'Emilia Romagna. XXIII. Famiglia Coprinaceae - Parte terza. *Boll. Gr. Miccol. G. Bres.* 48(2): 7-22.
- COOKE, M.C. (1876). New British Fungi. *Grevillea* 5: 1-14.
- COURTECUISSÉ, R. & B. DUHEM (1994). *Guide des champignons de France et d'Europe*. Ed. Delachaux et Niestlé. Paris.



- CROUS, P.W., M.J. WINGFIELD, J.J. LE ROUX, D.M. RICHARDSON, D. STRASBERG, R.G. SHIVAS, P. ALVARADO, J. EDWARDS & *al.* (2015). Fungal Planet description sheets: 371-399. *Persoonia* 35: 264-327.
- DERBSCH, H. (1977). Seltene Agaricales Arten aus dem Saarland. *Z. Pilzk.* 43: 175-186.
- DUEÑAS, M. (2015). *Cuadernos de trabajo de flora micológica ibérica* 15. Ed. CSIC. Madrid.
- DURIEU DE MAISONNEUVE, M.C. (1846-1869). *Exploration scientifique de l'Algérie*. Imprimerie Nationale. Paris.
- ENDERLE, M. (1987). Bemerkenswerte Agaricales (Psathyrella)–Funde VIII. *Beitr. Kenntn. Pilze Mitteleurop.* 3: 241-260.
- EYSSARTIER, G. & P. ROUX (2011). *Le Guide des champignons. France et Europe*. Ed. Belin. Paris.
- FRIES, E.M. (1874). *Hymenomyc. Eur.* Editio Altera. Upsala.
- GENBANK (s. d.). www.ncbi.nlm.nih.gov/nucleotide [consultada el 26 de marzo de 2019].
- GERHARDT, E., J. VILA & X. LLIMONA (2000). *Hongos de España y de Europa*. Ed. Omega. Barcelona.
- GUINBERTEAU, J. (2011). *Le petit livre des champignons des dunes*. Ed. Confluences. Bordeaux.
- HEYKOOP, M., G. MORENO, P. ALVARADO & F. ESTEVE-RAVENTÓS (2017). El género Psathyrella (Fr.) Quél. s.l. en España. VI. Especies nuevas o raras y reevaluación de otras. *Bol. Soc. Micol. Madrid* 41: 71-98.
- INDEX FUNGORUM (s. d.). www.indexfungorum.org [consultada el 17 de marzo de 2019].
- KITS VAN WAVEREN, E. (1971). Notes on the genus Psathyrella II. Three new species of Psathyrella. *Persoonia* 6: 295-312.
- KITS VAN WAVEREN, E. (1972). Notes on the genus Psathyrella III. Unorthodox approach and key to section Atomatae. *Persoonia* 7: 23-54.
- KITS VAN WAVEREN, E. (1976). Notes on the genus Psathyrella IV. Description of and key to the European species of section Psathyrella. *Persoonia* 8: 345-406.
- KITS VAN WAVEREN, E. (1977). Notes on the genus Psathyrella V. The sections Ammophilae, Bipellis and Subatratae. *Persoonia* 9: 199-231.
- KITS VAN WAVEREN, E. (1985). The dutch, french and british species of Psathyrella. *Persoonia* Suppl. 2: 1-300.
- KÜHNER, R. & H. ROMAGNESI (1953). *Flore analytique des champignons supérieurs*. Ed. Masson. Paris.
- LARSSON, E. & L. ÖRSTADIUS (2008). Fourteen coprophilous species of Psathyrella identified in the Nordic countries using morphology and nuclear rDNA sequence data. *Mycol. Res.* 112: 1165-1185.
- LUDWIG, E. (2007). *Pilzkompendium* 2. Ed. Fungicon. Berlin.
- MALENÇON, G. & R. BERTAULT (1970). *Flore des champignons supérieurs du Maroc* 1. Faculté des Sciences. Rabat.
- MASSEE, G. (1892). *British fungus-flora. A classified text-book of mycology*. G. Bell & sons. London.
- MELZER, A. (s. d.). *The genus Psathyrella in Europe*. www.vielepilze.de/selten/psat/epsat.html [consultada el 28 de marzo de 2019].
- MOSER, M. (1955). *Die Röhrlinge, Blätter- und Bauchpilze (Agaricales und Gastromycetales)*. In: Gams, H. Kleine Kryptogamenflora, 2 Auflage, 2(b/2). Gustav Fischer Verlag. Stuttgart.
- MOSER, M. (1967). *Die Röhrlinge und Blätterpilze (Agaricales)*. In: Gams, H. Kleine Kryptogamenflora, 3 Auflage, 2(b/2). Gustav Fischer Verlag. Stuttgart.
- MOSER, M. (1980). *Guida alla determinazione dei funghi 1. Polyporales, Boletales, Agaricales, Russulales*. Ed. Saturnia. Trento.
- MUÑOZ, G. & A. CABALLERO (2012). Contribución al conocimiento del género Psathyrella en la Península Ibérica (I). *Bol. Micol. FAMCAL* 7: 37-74.
- MUÑOZ, G. & A. CABALLERO (2013). Contribución al conocimiento del género Psathyrella (incluidos taxones ahora transferidos a los géneros Coprinopsis y Parasola) en la Península Ibérica (II). *Bol. Micol. FAMCAL* 8: 17-46.
- MUÑOZ, G. & L. SÁNCHEZ (2018). Contribución al conocimiento del género Psathyrella en la Península Ibérica (IV). *Bol. Micol. FAMCAL* 13: 41-59.
- MYCOBANK (s. d.). <http://www.mycobank.org/> [consultada el 29 de marzo de 2019].



- NAGY, L.G., C. VÁGVÖLGYI & T. PAPP (2013). Morphological characterization of clades of the Psathyrellaceae (Agaricales) inferred from a multigene phylogeny. *Mycol. Progress* 12: 505-517.
- NATHORST-WINDAHL, T. (1961). Some unusual agarics from Sweden. *Friesia* 6: 291-310.
- ÖRSTADIUS, L. & H. KNUDSEN (2008). *Psathyrella* (Fr.) Quél.: 586-623. In: KNUDSEN, H. & J. VESTERHOLT. *Funga Nordica*. Nordsvamp. Copenhagen.
- ÖRSTADIUS, L., M. RYBERG & E. LARSSON (2015). Molecular phylogenetics and taxonomy in Psathyrellaceae (Agaricales) with focus on psathyrelloid species: introduction of three new genera and 18 new species. *Mycol. Progress* 14(5): 1-42.
- ORTON, P.D. (1960). New check list of British agarics and boleti. Notes on genera and species. Part III. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 43(2): 159-439.
- QUÉLET, L. (1879) ["1878"]. Quelques espèces nouvelles de champignons (6. suppl.). *Bull. Soc. Bot. France* 25: 287-292.
- QUÉLET, L. (1888). *Fl. Mycol. France*. Paris.
- RODRÍGUEZ-VÁZQUEZ, J. & M.L. CASTRO (2016). *Micobiota galega, 1867-2015 (Ascomycota, Basidiomycota)*. Documento preliminar para a base de datos micológica galega MICBIOTAGALICIA.MDB. Ed. Grupo Micológico Galego. Vigo.
- ROMAGNESI, H. (1975). Description de quelques espèces de *Drosophila* Quél. (*Psathyrella* ss. dilat.) complément a la contribution de l'étude du genre *Psathyrella* (Fr.) Quél. (Agaricales) par Mme. M.-C. Galland. *Bull. Trim. Soc. Mycol. Fr.* 91: 137-224.
- RUBIO, E., A. SUÁREZ, M.A. MIRANDA, & J. LINDE (2005). *Catálogo provisional de los macromicetos (setas) de Asturias*. Ed. Los Autores. Avilés.
- SACCARDO, P.A. (1895). *Syll. Fung.* XI. Typis Seminarium Patavii.
- SELLIER, Y., D. SUGNY & G. CORRIOL (2015). Protocole standardisé d'étude des champignons des pelouses et prairies maigres, les "CHEGD" (Clavaires, Hygrocybes, Entolomes, Géoglosses, Dermolomes). *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 131: 97-148.
- SINGER, R. (1962). *The Agaricales in Modern Taxonomy*. Ed. J. Cramer. Weinheim.
- SMITH, A.H. (1941). Studies of North American agarics I. *Contr. Univ. Mich. Herb.* 5: 1-73.
- SMITH, A.H. (1972). The North American species of *Psathyrella*. *Mem. New York Bot. Gard.* 24: 1-633.
- TURLAND, N.J., J.H. WIERSEMA, F.R. BARRIE, W. GREUTER, D.L. HAWKSWORTH, P.S. HERENDEEN, S. KNAPP, W.H. KUSBER, & al. (2018). *International Code of Nomenclature for algae, fungi and plants (Shenzhen Code) adopted by the Nineteenth International Botanical Congress Shenzhen, China, July 2017*. Koeltz Botanical Books, Glashütten, 254 pp.
- VASUTOVÁ, M. (2008). Taxonomic studies in *Psathyrella* sect. *Spadiceae*. *Czech Mycol.* 60(2): 137-171.
- VASUTOVÁ, M., V. ANTONÍN, & A. URBAN (2008). Phylogenetic studies in *Psathyrella* focusing on sections *Pennatae* and *Spadiceae* - new evidence for the paraphyly of the genus. *Mycol. Res.* 112(10): 1153-1164.



Dos interesantes pirenomicetos del norte de la Península Ibérica

RUBIO, E.¹ & J.M.C. MARCOTE²

¹ C/ José Cueto, 3, 5.º B, E-33401 Avilés, Asturias. España. E-mail: enrirubio@asturnatura.com

² José Manuel Castro Marcote, C/ Rúa de Arriba, 1, E-15270 Cee, A Coruña. España. E-mail: marcotecee@hotmail.com

Resumen: RUBIO, E. & J.M.C. MARCOTE (2019). Dos interesantes pirenomicetos del norte de la Península Ibérica. *Bol. Micol. FAMCAL*: 29-37. Los autores describen, macro y micromorfológicamente, dos interesantes especies de pirenomicetos: *Entoleuca mammata* y *Camarops petersii*, hallados respectivamente en las provincias de León y Asturias.

Palabras clave: hongos, *Ascomycetes*, taxonomía, corología, Asturias, León, *Entoleuca*, *Camarops*.

Summary: RUBIO, E. & J.M.C. MARCOTE (2019). Two interesting pyrenomyces from the north of the Iberian Peninsula. *Bol. Micol. FAMCAL*: 29-37. The authors describe both macro- and micro-morphologically two interesting species of pyrenomyces: *Entoleuca mammata* and *Camarops petersii*, found respectively in the provinces of León and Asturias.

Keywords: fungi, *Ascomycetes*, taxonomy, chorology, Asturias, León, *Entoleuca*, *Camarops*.

INTRODUCCIÓN

El estudio de los pirenomicetos españoles nunca ha sido abordado, con honrosas excepciones, de manera extensa y continuada. Su particular morfología y compleja taxonomía no ayudan, quizás, a los investigadores, a dedicar parte de su tiempo a este singular y heterogéneo grupo de hongos. Pero su belleza es indudable, y una vez superados los prejuicios iniciales, su abordaje suele tornarse más sencillo y placentero.

MATERIAL Y MÉTODOS

Todas las muestras fueron examinadas a partir de material fresco hidratado mediante la aplicación de una simple gota de agua sobre los peritecios seccionados. Las preparaciones microscópicas se realizaron montando el material biológico en agua destilada o en algunos medios habitualmente utilizados en micología, como el reactivo de Melzer, el IKI (Lugol) o la potasa (KOH) al 10%. Para el examen microscópico y la toma de microfotografías se emplearon un microscopio Nikon Eclipse E400 y una cámara digital Nikon D3200 acoplada al tubo triocular de este aparato. Las macrofotografías se obtuvieron mediante la cámara Nikon antes citada, tras el acoplamiento de un objetivo Micro Nikkor de 60 mm (*Entoleuca*) y una cámara Nikon D7000 con un objetivo Micro Nikkor de 105 mm (*Camarops*).

Las muestras desecadas se conservan en el herbario personal de ambos autores bajo los acrónimos ERD (E. Rubio) y PR1 (J.M.C. Marcote).

RESULTADOS

1.- *Entoleuca mammata* (Wahlenb.) J.D. Rogers & Y.M. Ju, *Mycotaxon* 59: 446 (1996).

= *Sphaeria mammata* Wahlenb., *Fl. Suec.* 2: 1003 (1826). [basónimo]

= *Hypoxyton mammatum* (Wahlenb.) P. Karst., *Not. Sallsk. Fauna Fl. Fenn. Forh.* 8: 212 (1882).

Material estudiado: ESPAÑA, LEÓN: Ardoncino, 42° 29' 58" N, 5° 38' 48" O; 872 m, en ramas desgajadas de *Salix* sp. aún sujetas al árbol, 22-XII-2018, leg. J. Mateos, det. E. Rubio, ERD-7776.

Descripción

Estromas cortícolas, superficiales o subsuperficiales, errumpentes a través de la corteza, orbitales o elipsoidales y de 3-15 mm de longitud por 2-7 mm de anchura y 1,5-2 mm de altura, que contienen uno o, más habitualmente, varios peritecios (hasta 15) en una disposición más o menos irregularmente monóstica. La consistencia de los estromas es muy dura, carbonosa, y los peritecios, que hacen un relieve muy notorio sobre la superficie de los mismos, se encuentran delimitados en ocasiones por típicas y agudas depresiones en "V",



que delimitan elevaciones con un típico contorno poligonal. Estos son esféricos o irregularmente obpiriformes, de 1,6 mm de altura por 1,2 mm de anchura y están situados en un endostroma poroso de color claro, delimitados por una gruesa línea negra ventral y dorsalmente por una costra ectostromática espesa, densa y negruzca, y se abren al exterior por medio de ostiolos conspicuamente papilados. Los estromas carecen de pigmentos extraíbles mediante el KOH. Anamorfo: *Geniculosporium* sp. (PETRINI & MÜLLER, 1986), no observado en nuestra recolección (Fig. 1).

Ascos estrechamente claviformes, con largos estípites y una *pars sporifera* de $125-160 \times 9-7 \mu\text{m}$, provistos de un conspicuo aparato apical cuboide, escasamente congófilo, de $4-5 \mu\text{m}$ de altura por $3,5-5 \mu\text{m}$ de anchura, euamiloide tanto en IKI como en el reactivo de Melzer, que contienen ocho ascósporas en disposición regular o irregularmente uniseriada. Hamatecio formado por paráfisis filiformes y abundantes que flotan en una matriz gelatinosa, hialinas, multigutuladas, no ramificadas y apical-

mente atenuadas. Ascósporas de $(18,0-)22,1(-26,1) \times (7,5-)8,3(-9,4) \mu\text{m}$; $Q = (2,0-)2,7(-3,1)$; $n = 28$; hialinas al principio, de color amarillo verdoso más tarde y finalmente de color pardo en la madurez; regular o irregularmente elipsoidales, simétricas o ligeramente asimétricas según ambos ejes, longitudinal y transversal, de simetría, con ambos polos, o sólo uno de ellos, obtusos o agudos; habitualmente rectas, sólo en ocasiones muy ligeramente recurvadas, constreñidas o con un contorno rectangular por la disposición más o menos paralela de las paredes laterales, multigutuladas en fresco, pero reunidas en dos o tres grandes gúttulas lipídicas y algunas accesorias más pequeñas tras su rehidratación, sin vainas gelatinosas que las rodeen tras su expulsión de los ascos. Las paredes esporales son gruesas y de color más oscuro y, en ocasiones, están provistas de una célula enana apical e hialina de hasta $1,5 \mu\text{m}$ de longitud. Hendidura germinativa muy conspicua, que abarca casi la totalidad de la longitud esporal, recta o ligeramente oblicua o sinuosa. Episporio no dehiscente en KOH (Fig. 2).

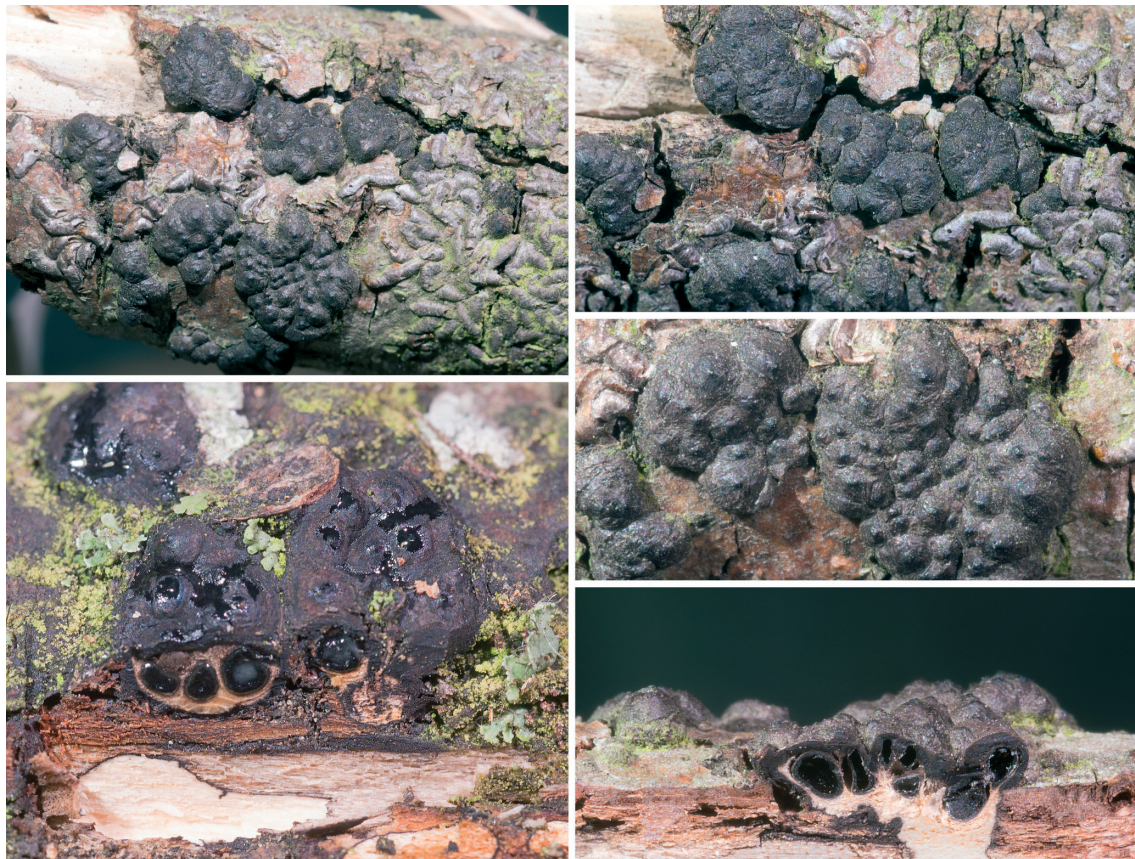


Fig. 1. *Entoleuca mammata* ERD-7776. Estromas. Foto: E. Rubio.

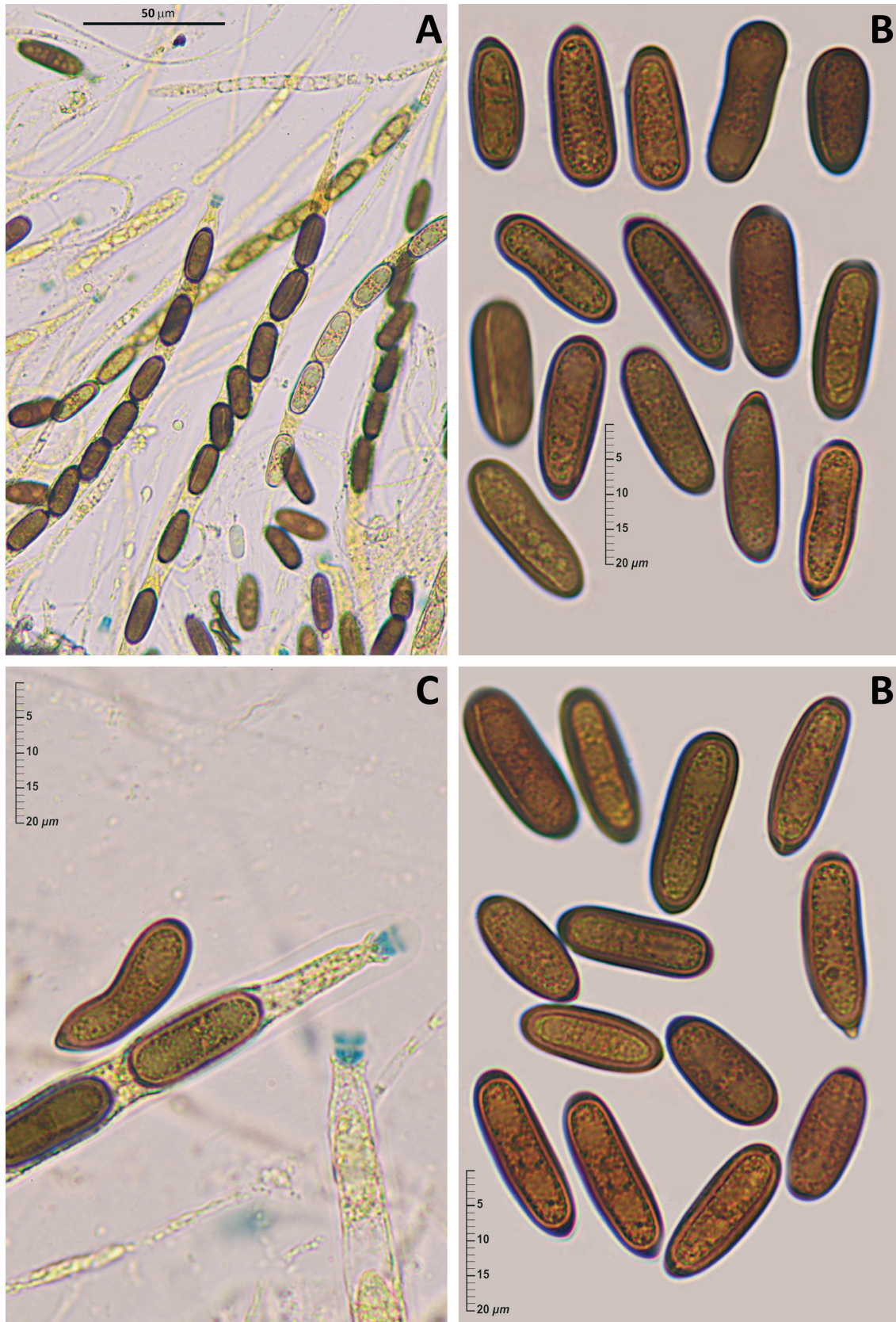


Fig. 2. *Entoleuca mammata* ERD-7776. Micrografía. A: Ascosporas y ascos 400× en el reactivo de Melzer. B: Ascosporas 1.000× en el reactivo de Melzer. C: Ascos 1.000× en el reactivo de Melzer. Fotos: E. Rubio.



La Tabla 1 (Fig. 3) recoge las diferentes medidas esporales, bastante variables, adjudicadas por diferentes autores.

Ecología

Entoleuca mammata es un hongo cortícola cuyos estromas aparecen tanto en el tronco como sobre las ramas moribundas de los árboles, a una distancia aproximada del suelo de 1,5-2,5 m. Parece, por ello, presentar una cierta xerotolerancia, ya que cuando las ramas se hallan en el suelo, los estromas suelen estar en malas condiciones por un exceso de humedad.

El hongo parece tener una amplia distribución por las regiones templadas del hemisferio norte. En los Estados Unidos de Norteamérica y Europa aparece citado sobre muy diversas angiospermas como *Acer*, *Alnus*, *Betula*, *Carpinus*, *Fagus*, *Populus*, *Pyrus*, *Salix*, *Sorbus*, *Ulmus* y gimnospermas como *Picea* (MILLER, 1961). Muy frecuente en *Sorbus aucuparia* en el norte de Europa (GRANMO & al., 1999). Aunque su patogenicidad parece aún discutida, *Entoleuca mammata* es el agente causal del llamado *Hypoxylon canker* ("chancro del *Hypoxylon*"), una de las principales afecciones de *Populus tremuloides* en los Estados Unidos, al punto de estimarse que mata o causa graves daños a un 1-2% de los árboles (OSTRY & ANDERSON, 2009). Sin embargo, en nuestro hallazgo sólo presentaban los estromas errumpentes del hongo aquellas ramas que estaban parcialmente desgajadas del árbol, jamás las que permanecían intactas.

Observaciones

Dentro de la familia *Xylariaceae* Tul. & C. Tul., el género *Entoleuca* P. Syd., se caracteriza por la formación de estromas carbonáceos errumpentes, muy duros y firmemente adheridos al sustrato, habitualmente multiperiteciados, que carecen de pigmentos liberables mediante el KOH, ascos con un aparato apical euamiloide, más alto que ancho y ascósporas unicelulares morfológicamente muy variables y de color pardo en la madurez, con una hendidura germinativa amplia, sin vainas gelatinosas envolventes y con un perisporio indehiscente en KOH.

Entoleuca ellisii Y.-M. Ju, J.D. Rogers & H.-M. Hsieh, difiere de las otras dos especies de *Entoleuca* aceptadas por ROGERS & JU (1996), *E. mammata* y *E. callimorpha* P. Syd., en las dimensiones más reducidas de sus ascósporas, con una hendidura germinativa corta e inconspicua. Las diferencias entre estas dos últimas especies parecen ser mínimas y de hecho algunos autores las sinonimizan, aunque al menos en la opinión de ROGERS & JU (1996), las esporas de *Entoleuca mammata* parecen ser más grandes que las de *E. callimorpha*.

2.- ***Camarops petersii*** (Berk. & M.A. Curtis) Nannf., *Svensk bot. Tidskr.* 66(4): 366 (1972).

= *Hypoxylon petersii* Berk. & M.A. Curtis, in Berkeley, *J. Linn. Soc., Bot.* 10(no. 46): 384 (1868) [1869] [basónimo]

= *Bolinia petersii* (Berk. & M.A. Curtis) Lloyd

= *Peridoxylon petersii* (Berk. & M.A. Curtis) Shear

MILLER (1961)	20-33 x 9-12 µm
MATHIASSEN (1989)	17.5-26(-28.5) x 8-11(-12) µm
MATHIASSEN (1993)	(17.3-)17.5-27(-33.6) x (7.7-)8.2-11.5(-12) µm
GRANMO & al. (1999)	(17,0-)18,0-26,5 x 7,0-11,0(-12,5) µm
FOURNIER & MAGNI (2002)	17,5-23,0 x 7,5-10,0 µm (recolecciones en <i>Salix</i>) 22,5-30,0 x 8,0-11,0 µm (recolecciones en <i>Populus</i>)
Este trabajo	(18,0-)22,1(-26,1) x (7,5-)8,3(-9,4) µm

Fig. 3. Tabla 1.

Material estudiado: ESPAÑA, ASTURIAS: Concejo de Caso, alrededores de La Felguerina, 43° 08' 57"N, 5° 22' 46"O; 800 m, en un tocón de *Quercus* sp., 12-X-2018, leg. A. González, det. J.M.C. Marcote, PR11210181396; ERD-7889.

Descripción

Un único estroma superficial, discoideo o anchamente ovoide, pulvinado, irregular, íntimamente fijado a la madera por medio de una ancha zona basal, de 37 mm de diámetro × 11,8 mm de altura, aunque en la literatura se recogen citas con estromas de mayores dimensiones, 20-70 × 10-20 mm (KUO, 2007). Dicho estroma, cuando es joven, está recubierto por una gruesa membrana o peridio membranoso de color pardo amarillento claro o crema blanquecino en superficie y pardo negruzco con tintes rojizos en el interior. Dicho peridio, más tarde, se lacera formando en nuestra recolección hasta seis lacinias, que dejan ver entonces un ectostroma húmedo y brillante, de consistencia carbonosa, de color negro, brillante, con numerosos ostiolos papilados, con los contornos periteciales nada eviden-

tes sobre la superficie del mismo, recubierto por un exudado negruzco con tintes oliváceos, que se debe al depósito de las esporas en la superficie del mismo. Endostroma de color pardo rojizo, pardo oscuro hacia la base, de consistencia flexible en fresco, que se encoge durante el transcurso de la desecación, volviéndose entonces muy duro, con un sabor poco destacable y un olor fuerte, entre ahumado y dulzón. GERHARDT & *a.* (2000) definen el sabor como desagradable, picante y ácido, mientras que el olor lo describen como llamativo, a cuerno quemado. Dicho estroma libera algunos pigmentos de color pardusco mediante el KOH al 10% y contiene múltiples peritecios de 0,60-1,20(-1,60) mm de altura × 0,30-0,85 mm de anchura, piriformes, lageniformes, elipsoidales o en forma de matraz, con una distribución de tipo valsoide, situados a diferentes niveles (5-7) en el interior del tejido estromático, con los cuellos muy largos, de 7-8 mm de longitud, que terminan en un ostiolo papilado a través del cual se liberan las esporas de color pardo oliváceo junto con un exudado, formando una película húmeda y brillante sobre la superficie del estroma (Fig. 4).

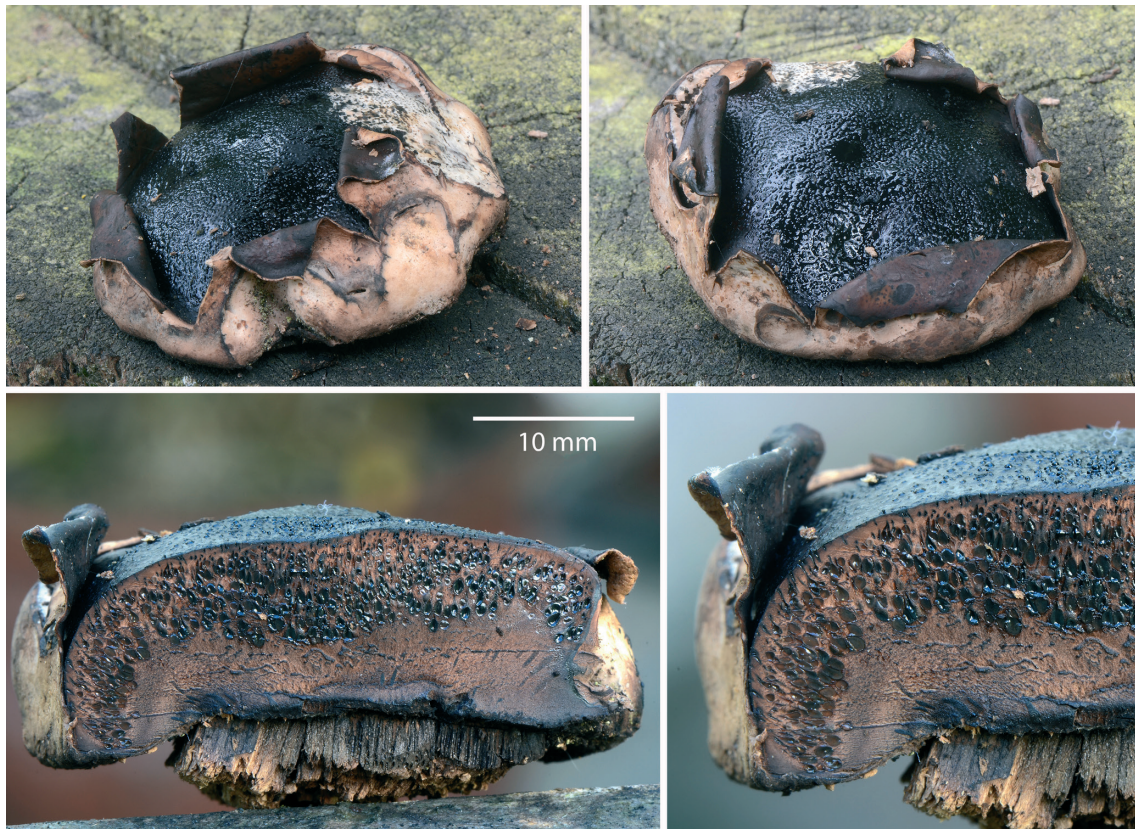


Fig. 4. *Camarops petersii* PR11210181396. Estromas. Foto: J.M.C. Marcote.



Ascos de (65-)68-91(-93) \times (4,2-)4,9-6,7(-7,2) μm , octospóricos, aunque también tetraspóricos en menor cuantía, cilíndricos, con un inconspicuo anillo subapical no amiloide ni dextrinoide, incluso tras su pretratamiento con KOH, un estípite relativamente corto y una *pars sporifera* de 38-55 μm de longitud. Paráfisis filiformes, mucho más largas que los ascos, que al igual que estos son delicuescentes, de forma que las ascósporas son excretadas al exterior de los peritecios junto con un exudado gelatinoso de color negruzco (KUO, 2007). Ascósporas de (6,4-)7-8,2(-9,1) \times (3,6-)3,9-5(-5,5) μm ; Q = (1,4-)1,5-1,9(-2,3); n = 100; Me = 7,7 \times 4,5 μm ; Qe = 1,7; uniseriadas en el interior del asco, a veces oblicuamente uniseriadas, de color pardo oliváceo, lisas, elipsoidales a ovoides, heteropolares, con el polo apical acuminado y el basal obtuso, en forma de pipa de girasol, con un diminuto poro germinativo bien visible situado en el polo apical de la espora, con las paredes anchas (0,5-0,6 μm), que contienen dos o tres grandes gúttulas, aseptadas, sin apéndices ni vainas gelatinosas. Cubierta peridial formada por una *textura intricata* de hifas cilíndricas no uncinuladas, caóticamente entrelazadas y de 2-4 μm de anchura, con acúmulos perimembranarios en forma de placas o grumos pigmentarios de color pardo amarillento. Dicho tejido se vuelve más denso hacia el interior, gracias a una ostensible disminución de los espacios intercelulares (Figs. 5-6).

Ecología

Camarops petersii es un hongo saprotrofico que crece sobre madera de *Quercus* sin corteza, tanto en tocones como en troncos caídos, formando estromas solitarios o en pequeños grupos, a finales del verano y en el otoño. Muy frecuente en el este de América del Norte y Cuba, parece, sin embargo, una especie muy rara en Europa, sólo citada previamente en Alemania y Francia. El ascoma estudiado crecía sobre un tocón de *Quercus* cortado con una sierra, con la madera todavía dura y sin corteza.

Observaciones

El género *Camarops* P. Karst. incluye en la actualidad, y a nivel mundial, más de 25 especies, concretamente 32 según MYCOBANK (s. d.), y se



Fig. 5. *Camarops petersii* PR11210181396. Esporas 1.000 \times en el reactivo de Melzer. Foto: E. Rubio.

caracteriza por formar estromas aplanados, pulvinados o turbinados, con un ectostroma compacto, peritecios obpiriformes o tubulares, ascos pequeños con paredes delgadas pronto delicuescentes, con aparato apical poco evidente y no amiloide, ascósporas pequeñas, pardas, generalmente bastante aplanadas, provistas de un poro germinativo. Estos hongos parecen carecer de fase conidiógena (NANNFELDT, 1972; HILBER & HILBER, 1980). A partir de estudios realizados sobre cultivos, no se ha observado forma conidiógena alguna en ninguna de las especies estudiadas (CATANIA & ROMERO, 2003), aunque parece ser que tanto *C. petersii* como *C. spathulata* producen teleomorfos *in vitro* (UNTEREINER & al., 2013). En la actualidad, *Camarops* se incluye en la clase *Sordariomycetes*, orden *Boloniales*, familia *Boloniaceae*. Para UNTEREINER & al. (2013), los análisis filogenéticos apoyan que el género *Camarops* se encuentra dentro de la clase *Sordariomycetes* y que *Camarops* es un género parafilético repartido en dos clados, el primero de

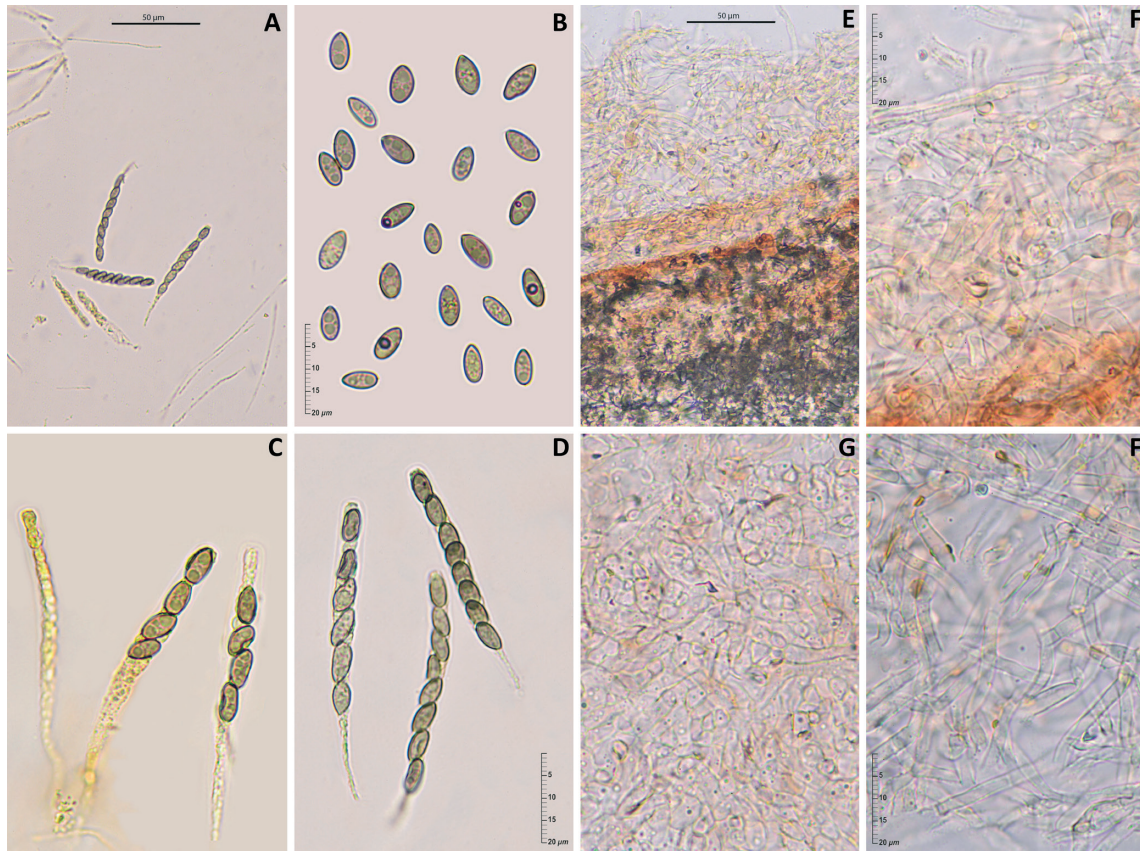


Fig. 6. *Camarops petersii* PR11210181396. Micrografía. A: Ascosporas 400 x. B: Ascósporas 1.000× en el reactivo de Melzer. C: Ascosporas 1.000× en el reactivo de Melzer. D: Ascosporas 1.000× en H₂O. E: *Peridiopellis*. Estrato superficial 400×. F: *Peridiopellis*. Estrato superficial 1000×. G: *Peridiopellis*. Estrato profundo 1.000×. Foto: E. Rubio.

los cuales incluye cinco especies de *Camarops s. str.* (*C. petersii*, *C. polysperma*, *C. rogersii*, *C. tubulina*, *C. ustulinooides*) y dos especies del género *Camaropella*.

En palabras de NANNFELDT (1972): "... en el género *Camarops*, el asco no tiene un anillo apical, ni amiloide ni quitinoide, ni fuertemente refractivo, y la pared superior del mismo es más bien delgada. En fases tempranas de la ontogenia, se desarrolla una larga 'cúpula apical', que deja sólo un estrecho lumen lleno de plasma, que se amplía en una 'cámara subapical' obcónica. El limo oscuro que sobresale a través de los ostiols, y que eventualmente recubre toda la región ostiolada del estroma, tiene su origen en las paráfisis tempranamente delicuescentes y en los ascos, y éste toma el color oscuro de las paredes de las esporas. El asco parece haber perdido en realidad su función de lanzar las esporas..."

Camarops es un género cosmopolita de hongos saprobios, cuyas especies se desarrollan sobre madera, con o sin corteza, tanto de angiospermas como de gimnospermas y ocasionalmente también sobre las fructificaciones de algunos políporos. La rareza de las especies europeas ha sido atribuida a las prácticas silvícolas modernas, con la eliminación de los restos leñosos caídos (NANNFELDT, 1972).

Camarops petersii fue descrito por primera vez en 1869, a partir de unos ejemplares recolectados por el juez Thomas M. Peters de Alabama (USA), que de esta manera fue honrado con el epíteto específico que alude a su apellido (EMBERGER, 2008). Su nombre común en América del Norte hace referencia a su aspecto: "hongo de nariz de perro" (*dog's nose fungus*), por la superficie estromática de color negro brillante, punteada y siempre húmeda. *C. petersii* pertenece a *C. subg. Peridoxylon* Shear, caracterizado por poseer un



peridio que recubre al estroma joven, paredes del peritecio bicapa, ascos con una estructura similar a un aparato apical y ascósporas con una morfología ovoidea, de más de $7\ \mu\text{m}$ en la parte más ancha (HILBER & HILBER, 1980). Sin embargo y paradójicamente, en la descripción original no se menciona la existencia del grueso peridio membranoso, lo que resulta sorprendente por ser éste un carácter muy inusual. *Camarops petersii* se distingue fácilmente por la existencia de esta *peridiopellis* que protege el estroma hasta la madurez, por la superficie negra, brillante y al madurar recubierta de un exudado húmedo del ectostroma, la distribución valsoide de los peritecios en el interior del estroma y la presencia de un poro germinativo en las esporas (MORNAND, 1988). La estructura del estroma está estrechamente relacionada con la de *C. tubulina* y *C. polysperma*. Las especies europeas del género, *C. microspora*, *C. plana*, *C. polysperma* y *C. tubulina*, son todas raras y ninguna posee el característico peridio que recubre el estroma inmaduro.

Camarops microspora (P. Karst.) Shear forma estromas que se desarrollan dentro de la corteza, son de pequeño tamaño y están agrupados en zonas circulares y elevadas recubiertos por la peridermis, que se rompe exponiendo pequeños discos con ostiolas altos, cilíndricos o cónicos. Sus peritecios son lageniformes y radialmente convergentes hacia el disco. Las ascósporas son pequeñas, de $4,5-6 \times 2-3 \times 2\ \mu\text{m}$, con una morfología y color similares a las anteriores especies, pero claramente aplanadas. Es un hongo saprobio de la corteza de *Alnus* spp. (principalmente de *A. incana*), *Betula* y *Carpinus* (NANNFELDT, 1972).

Camarops plana Pouzar tiene la superficie del estroma plana, los peritecios poseen una estructura prismática alargada, con los cuellos largos y son polísticos o monísticos. Se parece a *C. tubulina* y fue descrito por Pouzar sobre la base de especímenes recolectados en Eslovaquia sobre madera de *Carpinus betulus* (CHLEBICKI, 2008).

Camarops polysperma (Mont.) J.H. Mill., posee estromas pulvinados-aplanados, tempranamente errumpentes, con la superficie de color pardo chocolate o negra (antes de mancharse con el limo peritecial), áspera, con los ostiolas bajos y regularmente espaciados, los peritecios tubulares

o prismáticos por compresión mutua, todos de la misma longitud, que forman una empalizada similar a los tubos de un políporo. Sus ascósporas son elipsoidales, aplanadas, algo alantoides y pequeñas: de $4-6,5 \times 2-3\ \mu\text{m}$, con sus paredes gruesas y oscuras. Saprotrófico de la madera de frondosas, coloniza habitualmente la de *Alnus glutinosa* (NANNFELDT, 1972; SAN-MARTÍN-GONZÁLEZ & LAVIN, 1997).

Camarops tubulina (Alb. & Schwein.) Shear, forma estromas superficiales, pulvinados-aplanados, con la superficie de color marrón chocolate o negra, con los ostiolas irregularmente distribuidos. Los peritecios son subglobulosos, elipsoidales o más habitualmente ovoideos y en su interior se forman ascósporas relativamente anchas, de $5,5-7,5 \times 2,5-3,5\ \mu\text{m}$, fuertemente aplanadas, con el polo apical más estrecho, en forma de pipa de girasol, con la pared gruesa y más oscura. Este taxón se desarrolla sobre madera de coníferas (*Abies* y *Picea*), siendo más raro sobre madera de *Fagus* (NANNFELDT, 1972).

Camarops petersii representa un nuevo registro para el catálogo asturiano de macromicetos (RUBIO & al., 2016).

AGRADECIMIENTOS

A Javier Mateos y a Aarón González Rodríguez, este último miembro de la Asociación Micológica Castrillón "*Calyptriiformis*", por proporcionarnos material de los hongos descritos en este trabajo y a J. M. Costa Lago por la revisión crítica del texto.

REFERENCIAS

- CATANIA, M.V. & A.I. ROMERO (2003). Two new species of *Camarops* (Boliniaceae, Ascomycotina) and a key to Argentinean species. *Sydowia* 57(1): 3-18.
- CHLEBICKI, A. (2008). Some overlooked and rare xylariaceous fungi from Poland. *Polish Botanical Journal* 53(1): 71-80.
- EMBERGER, G. (2008). *Camarops petersii*. Messiah College. http://www.messiah.edu/Oakes/fungi_on_wood/puffball%20and%20cushion/species%20pages/Camarops%20petersii.htm [consultada el 06 de octubre de 2018].
- FOURNIER, J. & J.F. MAGNI (2004). *Pyrenomyces from south-western France*. <http://www>.



- pyrenomycetes.free.fr. [consultada el 10 de febrero de 2019].
- GERAHARDT, E., J. VILA & X. LLIMONA (2000). *Hongos de España y de Europa*. Ed. Omega. Barcelona. 960 pp.
- GRANMO, A., T. LAESSØE & T. SCHUMACHER (1999). The genus *Nemania* s. l. (Xylariaceae) in Norden. *Sommerfeltia* 27: 1-96.
- HILBER, R. & O. HILBER (1980). Notizen zur Gattung *Camarops* (Boliniaceae). Poznámky k rodu *Camarops* (Boliniaceae). *Česká Mykologie* 34(3): 123-151.
- KUO, M. (2007). *Camarops petersii*. MushroomExpert.com. http://www.mushroomexpert.com/camarops_petersii.html [consultada el 06 de octubre de 2018].
- MATHIASSEN, G. (1989). Some corticolous and lignicolous *Pyrenomycetes* s. lat. (Ascomycetes) on *Salix* in Troms, N Norway. *Sommerfeltia* 9: 1-100.
- MATHIASSEN, G. (1993). Corticolous and lignicolous *Pyrenomycetes* s. lat. (Ascomycetes) on *Salix* along a mid-Scandinavian transect. *Sommerfeltia* 20: 1-180.
- MILLER, J.H. (1961). *A Monograph of the World species of Hypoxylon*. University of Georgia Press. Athens. 158 pp.
- MORNAND, J. (1988). *Camarops petersii* (Berk. et Curt.) Nannf. (Boliniaceae). *Bull. Soc. Et. Sci. Anjou* 73: 21-23.
- MYCOBANK (s. d.). <http://mycobank.org/Biology/MICS.aspx?Table=Mycobank&Rec=56212&Fields=All> [consultada el 04 de abril de 2019].
- NANNFELDT, J.A. (1972). *Camarops* Karst. (Sphaeriales-Boliniaceae) with special regard to its European Species. *Svensk Botanisk Tidskrift* 66: 335-376.
- OSTRY, M.E. & N.A. ANDERSON (2009). Genetics and ecology of the *Entoleuca mammata*-*Populus* pathosystem: Implications for aspen improvement and management. *Forest Ecology and Management* 257: 390-400.
- PETRINI, L.E. & E. MÜLLER (1986). Haupt- und Nebenfruchtformen europäischer *Hypoxylon*-Arten (Xylariaceae, Sphaeriales) und verwandter Pilze. *Mycol. Helv.* 1: 501-627.
- ROGERS, J.D. & Y.-M. JU (1996). *Entoleuca mammata* comb. nov. for *Hypoxylon mammatum* and the genus *Entoleuca*. *Mycotaxon* 59: 441-448.
- RUBIO, E., J. LINDE, M.A. MIRANDA, J.A. SÁNCHEZ, A. ROMÁN, P. ZAPICO & J.L. MENÉNDEZ (2016). *Catálogo provisional de los macromicetos (setas) de Asturias*. 2ª parte. Real Instituto de Estudios Asturianos. Oviedo. 315 pp.
- SAN-MARTÍN-GONZÁLEZ, F. & P.A. LAVIN (1997). Los Ascomycetes *Acanthonitschkia*, *Corynelia*, *Lopadostoma* y *Camarops* en México. *Acta Botánica Mexicana* 41: 31-41.
- UNTEREINER, W.A., M. BOGALE, A. CARTER, H.W. PLATT, S.-A. HANSON, T. LÆSSØE, V. ŠTĚPÁNEK, M. RÉBLOVÁ (2013). Molecular phylogeny of Boliniales (Sordariomycetes) with an assessment of the systematics of *Apiorhynchostoma*, *Endoxyla* and *Pseudovalsaria*. *Mycologia* 105(3): 564-588.



Breve apunte sobre la primera intoxicación por *Agaricus phaeolepidotus* en el mundo. Cuadro clínico de la persona afectada y estudio filogenético de los ejemplares recolectados

PARRA, L. A.¹ & P. P. DANIÉLS²

¹Avda. Padre Claret 7, 5.º G, 09400 Aranda de Duero, Burgos, España. E-mail: Agaricus@telefonica.net

²Universidad de Córdoba, 14071 Córdoba, España. E-mail: ppdaniels@hotmail.com

Resumen: PARRA, L. A. & P. P. DANIÉLS (2019). Breve apunte sobre la primera intoxicación por *Agaricus phaeolepidotus* en el mundo. Cuadro clínico de la persona afectada y estudio taxonómico y filogenético de los ejemplares recolectados. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 39-45.

Se describe por primera vez en el mundo el cuadro clínico de una persona con intoxicación leve por consumo de *Agaricus phaeolepidotus*. Se incluye una descripción macroscópica y microscópica de la especie y se realiza un estudio filogenético del espécimen secuenciado.

Palabras clave: *Agaricus phaeolepidotus*, intoxicación por setas, Zaragoza, España.

Summary: PARRA, L. A. & P. P. DANIÉLS (2019). Brief note on the first intoxication by *Agaricus phaeolepidotus* in the world. Clinical symptoms of the affected person and taxonomic and phylogenetic study of the collected specimens. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 39-45.

The clinical picture of a person with a mild intoxication due to consumption of *Agaricus phaeolepidotus* are described for the first time in the world. A macro- and microscopic description of this species and a phylogenetic study of the sequenced specimens are provided.

Key words: *Agaricus phaeolepidotus*, mushroom poisoning, Zaragoza, Spain.

INTRODUCCIÓN

En Europa, todas las especies del género *Agaricus* L. son comestibles excepto *Agaricus bresadolanus* Bohus (perteneciente a *Agaricus* sect. *Spissicaules*) y las especies que pertenecen a *A.* sect. *Xanthodermatei* Singer y *A.* sect. *Hondenses* R.L. Zhao & L.A. Parra. En el "Centre Antipoison et the Toxicovigilance" de Marsella, el 21,5% de las intoxicaciones en las que se identifica el hongo que las produce son causadas por especies de "agarics jaunissantes" (DE HARO & al., 1999), nombre con el que se conocen las especies de *A.* sect. *Xanthodermatei*. Las especies de las secciones *Xanthodermatei* y *Hondenses* se caracterizan por una reacción de Schäffer negativa, una reacción positiva amarilla al KOH, su olor a fenol o iodo (a veces muy débil por lo que puede no ser detectado por algunas personas) y el amarilleamiento del contexto al corte (que en muchas especies es débil, a veces ausente o incluso tenuemente azul verdoso en *Agaricus biannulatus* A. Mua, L.A. Pa-

rra, Cappelli & Callac), principalmente en la base del estípite, pero también al roce en el borde del anillo y del píleo (PARRA, 2013).

Las sustancias responsables de la toxicidad de las especies de las secciones *Xanthodermatei* y *Hondenses* parecen ser el fenol, aislado de *A. xanthodermus* Genev. y *A. moelleri* Wasser, y la hidroquinona, un derivado del fenol, aislada de *A. xanthodermus* y la especie americana *A. hondensis* Murrill (GILL & STRAUCH, 1984; JOVEL & al., 1996; WOOD & al., 1998).

A pesar de su potencial o reconocida toxicidad, algunas especies de *A.* sect. *Xanthodermatei* son regularmente consumidas y toleradas por algunas personas en Europa (PILÁT, 1951; BOHUS, 1974; CALONGE, 1988; KERRIGAN & al., 2006; PARRA, 2008), sin percibir síntomas o efectos adversos. GENEVIER (1876), autor de la especie *A. xanthodermus*, indica que esta especie se vende en los mercados de Nantes y que debe ser consumida con prudencia pues es de digestión difícil y poco



agradable al gusto. MÉNIER (1893) explica de *A. menieri* Bon que “es poco agradable al gusto. No obstante, se come en Saint-Brévin, aunque se le tiene poca estima”. PASSECKER (1930) describió cómo los habitantes de Rosemberg en Austria cultivan *A. xanthodermus* plantando los píleos en jardines, para al año siguiente recolectar y consumir los carpóforos que surgen sin ningún problema y LANGE & HORA (1963) indican que algunas personas pueden comer *A. xanthodermus* o *A. placomyces* Peck sin problemas. Fuera de Europa, también se ha mencionado el consumo de especies de esta sección. Así, SPEGAZZINI (1919) indica que *A. iodoformicus* Speg. se consume en Argentina, a pesar de su fuerte olor y sabor de iodoformo, que lo hacen reconocible incluso en los ejemplares secos, y CLELAND & CHEEL (1918) mencionan que uno de ellos ha comido el taxón australiano *Psalliota arvensis* var. *iodoformis* Cleland & Cheel sin efectos adversos aunque su sabor era muy desagradable.

Igualmente, *A. phaeolepidotus* (F.H. Møller) F.H. Møller, un miembro de *A. sect. Hondenses*, se menciona como “un hongo buen comestible” por PILÁT & UŠAK (1961).

No obstante, algunos de los autores citados también han descrito intoxicaciones producidas por las especies de *A. sect. Xanthodermatei*. Así, GENEVIER (1876) indica que *A. xanthodermus* da lugar a frecuentes indigestiones, mencionando tres casos de intoxicaciones en Nantes, una de las cuales ocasionó serias alteraciones, CLELAND & CHEEL (1918) relatan la intoxicación de tres personas por consumo de *Psalliota arvensis* var. *iodoformis* y GROVES (1979) señala malestar tras consumir *A. placomyces* Peck. Además, otros autores (LANGE & HORA, 1963; SOEHNER, 1931) también describen intoxicaciones por *A. xanthodermus*, y especialmente SOEHNER (1931) hace un relato muy completo de la evolución de una intoxicación de tres familias que se puede encontrar traducido en PARRA (2013: 161). En cuanto a *A. sect. Hondenses*, el consumo de la especie norteamericana *A. hondensis* Murrill ha sido implicado en casos de malestar (GROVES 1979) o de intoxicación por H. D. Thiers (AMMIRATI & al., 1985), pero hasta ahora ninguna especie europea de *A. sect. Hondenses* había sido implicada en una intoxicación.

Por ello, es crucial dar a conocer esta intoxicación por consumo de *A. phaeolepidotus*, la primera en el mundo por esta especie, para evitar que ocurran nuevos casos, teniendo en cuenta además que en algún texto, como ya hemos señalado anteriormente, se ha considerado esta especie un buen comestible (PILÁT & UŠAK, 1961). Otras especies de *A. sect. Hondenses* presentes en España son *A. freirei* Blanco-Dios y *A. biannulatus*, por lo que se desaconseja su consumo.

A pesar de que la intoxicación que se documenta aquí fue muy leve, creemos que es importante su publicación por dos razones principales.

En primer lugar, porque, como ya hemos explicado, aunque las especies de *A. sect. Xanthodermatei* y *A. sect. Hondenses*, son toleradas por muchas personas y causan generalmente intoxicaciones que son leves, en algunos casos puntuales pueden ser más graves y necesitar ingreso hospitalario, aunque afortunadamente no se conocen casos de fallecimiento de personas intoxicadas. Así, en el caso de *A. phaeolepidotus* aunque en la intoxicación aquí descrita las alteraciones fueron muy leves en otras personas podrían ser mucho más graves.

En segundo lugar, porque cuando hemos revisado la bibliografía para conocer otros casos de intoxicaciones por especies de estas dos secciones, nos hemos dado cuenta de que a pesar de que su toxicidad gastrointestinal es descrita en todas las obras donde se mencionan estas especies, existen poquísimas obras en las que se describa el cuadro clínico o los síntomas de casos concretos de intoxicaciones causadas por ellas. De hecho, casi todas las obras que hemos encontrado en las que se describen casos de intoxicación por especies de *A. sect. Xanthodermatei*, y que hemos mencionado con anterioridad, son de hace más de 100 años y tan solo SOEHNER (1931) hace una buena descripción de la evolución del curso clínico de la intoxicación por *A. xanthodermus* en cada uno de los componentes de una familia intoxicada, siendo grave en el propio Soehner. En el caso de *A. sect. Hondenses* solo hemos encontrado casos clínicos producidos por *A. hondensis* con descripciones muy breves de los mismos (GROVES, 1979; BEUG & al. (2006). Dada esta falta casi absoluta de documentación de casos de intoxicaciones por



especies de la *A. sect. Hondenses*, y ausencia de la misma en el caso de *A. phaeolepidotus* nos hemos decidido a publicar este breve apunte para dar a conocer la toxicidad de esta especie.

MATERIAL Y MÉTODOS

El material estudiado está compuesto por dos colecciones recolectadas por E. Fraca en el paraje llamado El Escorial de la localidad de Anón de Moncayo en la provincia de Zaragoza, en un bosque de ribera con fresnos a 850 m de altitud, coordenadas N41°46'20.8" O1°43'42.0", una realizada el 14-VI-2018, de la que se ha secuenciado la región ITS (ITS1 + 5.8S + ITS2), y depositada en el herbario del Departamento de Ciencias de la Vida, de la Facultad de Biología, Química y Ciencias Ambientales, de la Universidad de Alcalá de Henares (AH) con el número AH 47619 (con duplicado en herbario privado de uno de los autores [L. A. P.] con el número LAPAG 1162); y otra realizada en el mismo lugar efectuada el 21-VI-2018 y depositada en el herbario privado de uno de los autores [L. A. P.] con el número LAPAG 1163.

Las fotografías macroscópicas (Fig. 1) fueron realizadas por E. Fraca con un teléfono móvil Samsung Galaxy SM-J120FN.

Las abreviaturas de los autores se han hecho de acuerdo a KIRK & ANSELL (1992), las de los herbarios de acuerdo con HOLMGREN & *al.* (1990), las de las obras periódicas de acuerdo LAWRENCE & *al.* (1968) y la de los libros de acuerdo con STAFLEU & COWAN (1976-1985).

La descripción macro y microscópica de *A. phaeolepidotus* se ha tomado de PARRA (2013).

La secuencia ITS (ITS1 + 5.8S + ITS2) obtenida del espécimen LAPAG 1162 (duplicado en AH 47619), y depositada en GenBank con el número MK732529, se alineó con otras de la base de datos GenBank, que consistieron en cuatro secuencias procedentes de especímenes determinados como *A. phaeolepidotus* procedentes de Irán (KT824790) y Francia (DQ185551, DQ185551 y DQ185552), y una secuencia de cada una de las otras 5 especies actualmente pertenecientes a *A. sect. Hondenses*, seleccionándose una secuencia de *A. xanthodermus*, un miembro de *A. sect. Xanthodermatei*, como grupo externo. El alineamiento se obtuvo con Clustal W v1.83, y se corrigió manualmente con el programa Bioedit v7.2.5. Para obtener el árbol filogenético se realizó un análisis de máxima verosimilitud con RAxML v8.1.2 (STAMATAKIS, 2014), utilizando el modelo GTRGAMMA, sin rea-



Fig. 1. *Agaricus phaeolepidotus* (AH 47619). Carpóforos pertenecientes a la misma colección que causó la intoxicación fotografiados el mismo día del consumo. Foto: E. Fraca.



lizar particiones ni codificar los eventos de inserción/delección. El apoyo de las ramas se calculó con 1000 pseudorréplicas de bootstrap utilizando la opción "thoroughbootstrap". Se considera que una rama está bien apoyada cuando tiene un valor $\geq 70\%$. El filograma se editó con FigTree v1.4.3 (RAMBAUT, 2014).

ESTUDIO CLÍNICO DE LA INTOXICACIÓN

Presentación del episodio

Se trata de una intoxicación leve con trastornos gastrointestinales muy suaves, que no necesitó ingreso en el hospital, de un varón de 62 años, 80 kg de peso y 1,65 m de altura, vecino de Anón de Moncayo provincia de Zaragoza. Los seis o siete ejemplares que se consumieron fueron recolectados el jueves día 13 de junio de 2018 a las 12 horas, se lavaron y se cocieron antes de ser consumidos el día 14 de junio a las 11:30 horas revueltos con un huevo.

Es importante reseñar que el intoxicado no detectó en ningún momento un olor de fenol en los hongos consumidos y que los consumió al confundirlos con *Agaricus augustus* Fr.

A las 3 horas de la ingesta el intoxicado realiza una deposición inicialmente con heces normales pero diarreicas al final. También comenzó a sentir malestar en el vientre e intentó provocarse el vómito pero sin éxito. A las 5 horas después de la ingesta siente una gran sequedad en la boca y pasadas 11:30 horas tras la ingestión el intoxicado sufre una diarrea suave con meteorismo intestinal y de nuevo sensación de sequedad en la boca.

Al día siguiente y hasta el domingo el intoxicado continuó con meteorismo intestinal y sequedad en la boca, y a partir de aquí todo volvió a la normalidad.

INTOXICACIONES POR ESPECIES DE *A. SECT. HONDENSES*

En la literatura norteamericana se indica frecuentemente que *A. hondensis* es tóxico. BEUG & al. (2006) publican una intoxicación de 3 personas con un periodo de latencia de 12 a 42 minutos que les provocó calambres severos y alteraciones gastrointestinales en dos de ellas. En *A. hondensis* se ha aislado hidroquinona, un derivado del fenol

que, como ya hemos indicado en la introducción, parece ser la sustancia que da lugar a los síntomas de la intoxicación. Es muy posible que la cantidad de fenol o de hidroquinona en las especies de esta sección sea muy baja, lo que explicaría que los intoxicados no hayan captado el desagradable olor de estas sustancias y que los síntomas sean muy leves. Esto también explicaría la falta de informes de intoxicaciones en la literatura al no requerir ingreso en el hospital los afectados (como en el caso que aquí se relata).

Aparte de las intoxicaciones producidas por *A. hondensis* no hemos encontrado en la literatura casos de intoxicaciones por otras especies de *A. sect. Hondenses*.

Por todo lo anterior, consideramos que el caso del intoxicado de Zaragoza constituye el primer episodio que pone en evidencia de toxicidad de *A. phaeolepidotus* en el mundo, y la primera intoxicación por una especie de *A. sect. Hondenses* en el que se han utilizado métodos moleculares para confirmar la determinación que previamente se había hecho por medio de los caracteres morfológicos.

DESCRIPCIÓN DE *AGARICUS PHAEOLEPIDOTUS*

Agaricus phaeolepidotus (F.H. Møller) F.H. Møller, *Friesia* 4(3): 204. 1952. ["1951"]

=*Psalliota phaeolepidota* F.H. Møller, *Friesia* 4(3): 170. 1952. ["1951"] [basónimo.]

=*Agaricus perdicinus* Pilát, *Sborn. Nár. Mus. v Praze, Řada B, Přír Vědy*, 9B(2): 24. 1953.

Descripción macroscópica

Píleo de (4-)5-13,5(-15) cm de diámetro, al principio hemisférico, ovoide, cónico o troncocónico con el disco plano, completamente cubierto de pequeñas escamas adpresas, dispuestas concéntricamente, excepto el disco que permanece indisociado, de color marrón claro (café con leche), a veces con tonos ocre anaranjados, a color marrón rojizo, sin tonos grises, después troncocónico con centro plano o anchamente umbonado y finalmente plano con centro ligeramente deprimido, o plano con disco ligeramente umbonado y zona peridiscal a veces algo deprimida, cubierto por escamas triangulares adpresas dispuestas



concéntricamente sobre un fondo más claro, permaneciendo el centro indisociado o ligeramente fisurado de color un poco más oscuro. A menudo, se observan, en la zona antimarginal, pequeñas escamas más oscuras (del mismo color que el centro del píleo) paralelas al margen. En los basidiomas muy jóvenes pueden observarse restos de velo universal en forma de pequeñas escamas blanquecinas adpresas, que desaparecen pronto con el desarrollo del basidioma. Superficie pileica lisa, mate y seca, a veces resquebrajándose en la zona central con fisuras superficiales que delimitan pequeñas escamas. Margen delgado, entero, no o ligeramente excediendo las láminas (1 mm). Láminas libres, de hasta 1 cm de alto, apretadas, con laminillas intercaladas, al principio rosa pálido, después rosa vivo, más tarde marrón rojizo y finalmente de color marrón oscuro casi negro con arista ligeramente más pálida finamente denticulada a la lupa. Estípite de 4-13(-15) × 0,6-2,1 cm (hasta 3 cm en la base bulbosa), central, fistuloso, claviforme, bulboso o abruptamente bulboso, liso, glabro, brillante, blanco pero tornándose de color amarillo pálido al frote en la base para después enrojecer intensamente. Provisto de un anillo en su parte alta. Base a menudo provista de un único y frágil rizomorfo. Anillo súpero, membranoso, doble, de hasta 3(-4) cm de amplitud, en los basidiomas inmaduros delgado en su inserción pero grueso en el margen. En los basidiomas con el anillo recién separado del margen pileico, el anillo está sutilmente estriado en la cara superior y provisto de escamas dispuestas en forma de rueda dentada en la inferior, con una escama lineal en forma de arco en el extremo de cada diente del mismo color del píleo. Esta rueda dentada se encuentra generalmente a medio camino entre la inserción y el margen del anillo. La superficie de la rueda dentada es lisa o sutilmente fibrillosa, pero la zona marginal desde la rueda dentada al margen del anillo es fibrilloso-algodonosa. Contexto al principio blanco, cambiando a amarillo pálido en la base del estípite, para después de unos 20 minutos pasar a rojo vinoso y tras unos 40 minutos pasar a marrón rojizo. Olor a fenol o yodo, pero menos intenso que en *A. moelleri*, más evidente al corte en la base del estípite.

Descripción microscópica

Esporas de (4,2-)4,5-5,4-6,2(-6,5) × 3,3-4-4,5(-4,8) μm , Q=1,2-1,36-1,58, de anchamente elipsoides a elipsoides, marrones, sin poro, generalmente unigutuladas. Basidios de 16-27 × 6-9 μm , tetraspóricos, raramente bispóricos, claviformes o ligeramente truncados en el ápice, con esterigmas de hasta 3 μm de largo. Queilocistidios muy abundantes, hialinos, claviformes, elipsoides, piriformes, globosos, no o muy brevemente pedunculados, usualmente simples, de 11-50 × 8-35 μm (frecuentemente sobrepasando los 20 μm de ancho). Superficie inferior del anillo constituida por hifas cilíndricas de 2-15 μm de grosor, más estrechadas en los septos cuanto más anchas. Hifas de 2-10 μm en la parte externa algodonosa y en las escamas en forma de arco en el extremo de la rueda dentada, y de 3-15 μm en la cara lisa interior. Pileipellis tipo cutis, formada por hifas de 2-10 μm de grosor, más estrechadas en los septos cuanto más gruesas, sin elementos inflados, en las hifas más superficiales con pigmento intracelular difuso de color amarillo ocráceo. Elementos terminales abundantes, con ápice redondeado o acuminado.

Reacciones macroquímicas

Reacción de Schäffer negativa, reacción al KOH positiva amarillo anaranjado en todo el carpóforo. Con alfa naftol púrpura violáceo en todo el contexto. Reacción con alcohol etílico no chequeada.

Forma de fructificación, hábitat y distribución

Fructificaciones en grupos más o menos numerosos, a veces con algunos basidiomas unidos por la base del estípite, usualmente en suelos con abundante materia orgánica, aunque también pueden aparecer en suelos desnudos, bajo diversos árboles planifolios (p. e. *Quercus*, *Carpinus*, *Fraxinus*, *Robinia*, *Corylus*, *Populus* y *Acer*), en bosques húmedos, bosques de galería a orillas de ríos o arroyos, parques y jardines. Especie muy rara en Europa aunque ampliamente distribuida, pues se ha citado en Alemania, Austria, Bélgica, Bielorrusia, Dinamarca, España, Francia, Holanda, Hungría, Italia, Moldavia, Noruega, Reino Unido, República

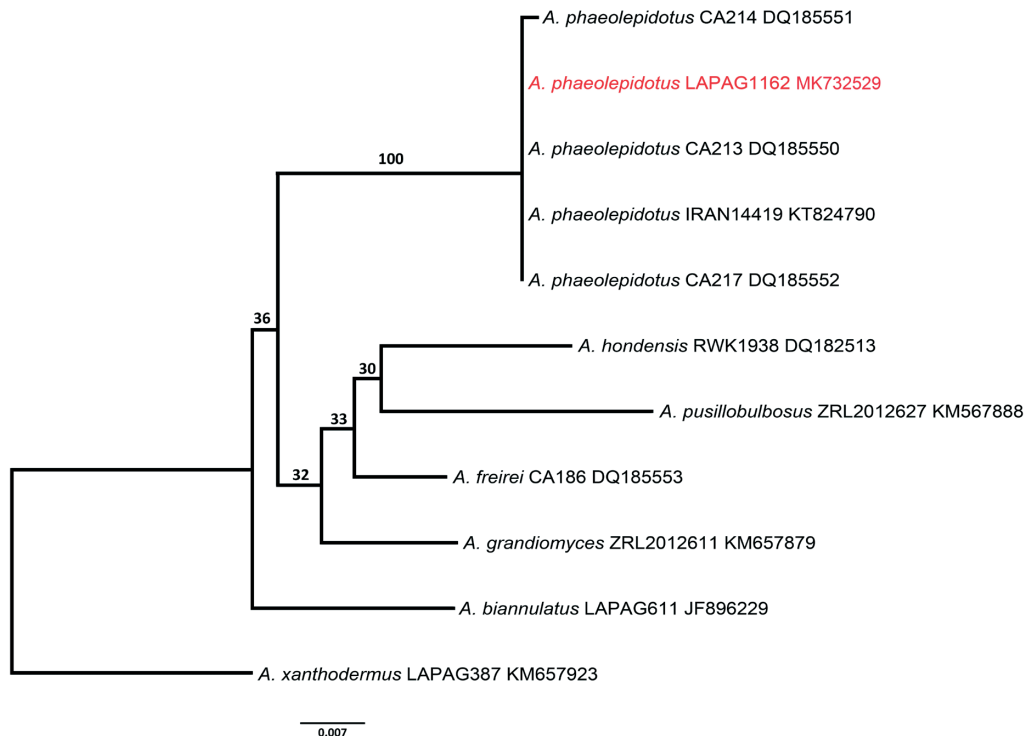


Fig. 2. Árbol filogenético de máxima verosimilitud. Los números sobre las ramas se refieren a los valores de bootstrap. La secuencia del espécimen español de *A. phaeolepidotus* se ha resaltado en color rojo. Realización: J. C. Zamora.

Checa, Rusia, Suecia y Ucrania de acuerdo con nuestros datos.

COMENTARIOS FILOGENÉTICOS

A partir de uno de los carpóforos localizados por los intoxicados del espécimen AH 47619 se pudo extraer una muestra que fue enviada a secuenciar y se obtuvo la secuencia completa de la región ITS. Esta secuencia se comparó con las cuatro secuencias de *A. phaeolepidotus* depositadas en GenBank y resultó tener entre un 99,39% y un 99,70% de similitud con ellas, siendo las diferencias entre las secuencias debidas, en todos los casos, a la presencia de posiciones heteromórficas. Se realizó un árbol de máxima verosimilitud donde se puede apreciar gráficamente la identidad entre todos los especímenes (Fig. 2).

CONCLUSIÓN

Como conclusión final, nuestro consejo es que se debe evitar siempre el consumo de especies de

A. sect. Xanthodermatei y *A. sect. Hondenses*, incluso si conocemos personas que las consumen, o leemos en alguna obra que son comestibles, por el riesgo potencial de sufrir una intoxicación que podría llegar a ser grave en ciertos casos.

AGRADECIMIENTOS

Queremos mostrar nuestro agradecimiento a Juan Carlos Zamora por la realización del árbol filogenético incluido en este trabajo y a Pablo Alvarado (Alvalab) por la obtención de la región ITS del espécimen secuenciado. Asimismo, a E. Fraca por facilitarnos las fotografías y muestras para el estudio.

REFERENCIAS

- AMMIRATI, J.F., J.A. TRAQUAIR & P.A. HORGAN (1985). *Poisonous mushrooms of Northern United States and Canada*. University of Minnesota Press. Minneapolis.
- BEUG, M.W., M. SHAW & K.W. COCHRAN (2006). *Thirty-Plus Years of Mushroom Poisoning*:



- Summary of the Approximately 2,000 Reports in the NAMA Case Registry. *Mcllvainea* 16(2): 47-68.
- BOHUS, G. (1974). Agaricus Studies IV. *Ann. Hist.-Nat. Mus. Natl. Hung.* 66: 77-85.
- CALONGE, F.D. (1988) ["1987"]. Dos casos de "envenenamiento" leve en Madrid por ingestión de setas habitualmente comestibles. *Bol. Soc. Micol. Madrid* 12: 154-156.
- CLELAND, J.B. & E. CHEEL (1918). Australian fungi: Notes and descriptions. N° 1. *Trans. Roy. Soc. South Australia* 42: 88-138 and Pl. XII. 1918.
- DE HARO, L., N. PROST, C. PERRINGUE, J. ARDITTI, J. DAVID, G. DROUET, M. THOMAS & M. VALLI (1999). Intoxications par champignons expérience du centre anti-poisons de Marseille en 1994 et 1998. *Bulletin épidémiologique hebdomadaire* 30: 125-127.
- GENEVIER, M.G. (1876). Étude sur les champignons consommés a Nantes sous le nom de champignon rose ou de couche (*Agaricus campestris* L.). *Bull. Soc. Bot. France* 23: 28-35.
- GILL, M. & R.J. STRAUCH (1984). Constituents of *Agaricus xanthodermus* Geneviev: The first naturally endogenous azo compound and toxic phenolic metabolites. *Z. Naturf.* 39 c: 1027-1029.
- GROVES J.W. (1979). *Edible and poisonous mushrooms of Canada*. Research Branch, Agriculture Canada. Ottawa.
- HOLMGREN, P.K., N.H. HOLMGREN & L.C. BARNETT (1990). Index herbariorum. Part I: The herbaria of the world. Eighth edition. *Regnum Veg.* 120: 1-693.
- JOVEL, E., P. KROEGER & N. TOWERS (1996). Hydroquinone: The toxic compound of *Agaricus hondensis*. *Planta Medica* 62: 185.
- KERRIGAN, R.W., P. CALLAC, M. CHALLEN, J. GUINBERTEAU & L.A. PARRA (2006) ["2005"]. *Agaricus* section *Xanthodermatei*: a phylogenetic reconstruction with commentary on taxa. *Mycologia* 97(6): 1292-1315.
- KIRK, P.M. & A.E. ANSELL (1992). *Authors of fungal names*. CAB Internacional. Wallingford.
- LANGE, M. & F.B. HORA (1963). *Mushrooms & Toadstools*. Collins. London.
- LAWRENCE, G.H.M., A.F.G. BUCHHEIM, G.S. DANIELS & H. DOLEZAL (eds.) (1968). *B-P-H, Botanico-Periodicum-Huntianum*. Hunt Institute for Botanical Documentation. Pittsburgh.
- MÉNIER, C. (1893). Note sur une psalliote, *Psalliota ammophila*, d' couverte dans la Loire-Inférieure. *Bull. Soc. Sci. Nat. Ouest France* 3(1): 67-69.
- PARRA, L.A. (2008). *Fungi Europaei 1. Agaricus L., Allopsalliota Nauta & Bas*. Edizioni Candusso. Alassio.
- PARRA, L.A. (2013). *Fungi Europaei 1A. Agaricus L., Allopsalliota Nauta & Bas*. Candusso Edizioni s.a.s. Alassio.
- PASSECKER, F. (1930). Champignons mit Karbolgeruch. *Z. Pilzk.* 9 (neue folge): 60-62.
- PILÁT, A. (1951). České druhy žampionů (*Agaricus*). The Bohemian species of the genus *Agaricus*. *Sborn. Nár. Mus. v Praze, Řada B, Přír. Vědy* 7B(1): 1-142.
- PILÁT, A. & O. UŠÁK (1961). *Mushrooms and other fungi*. Peter Nevill. London.
- RAMBAUT, A. (2014). *Figtree, a graphical viewer of phylogenetic trees*. <http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree> [consultada el 3 de julio de 2017].
- SOEHNER, E. (1931). Der Münchner Karbolheidechampignon = *Psalliota meleagris* Schff. ? *Z. Pilzk.* 10(3) (neue folge): 75-79.
- SPEGAZZINI, C. (1919). Reliquiae mycologicae tropicae. *Bol. Acad. Nac. Ci.* 23(3-4): 365-541.
- STAFLEU, F.A. & R.S. COWAN (1976-1985). *Taxonomic literature I-VII*. Second edition. [Regnum Veg.: 94, 98, 105, 110, 112, 115 and 116].
- STAMATAKIS, A. (2014). RAxML version 8: a tool for phylogenetic analysis and post-analysis of large phylogenies. *Bioinformatics* 30: 1312-1313.
- WOOD, W.F., R.L. WATSON & D.L. LARGENT (1998). Phenol, the odour compound from *Agaricus praeclaresquamosus*. *Bioch. Syst. Ecol.* 26: 793-794.



Ascomicetos raros o interesantes de La Rioja, España (V)

MARTÍNEZ-GIL, R.¹ & F. MARTÍNEZ²

¹ Parque San Miguel 12, 2.º A, 26007 Logroño, La Rioja, España (Grupo Cultural Micológico Verpa).
E-mail: laruynatotal@gmail.com

² C/ Diego Velázquez 10, 4.º C, 26006 Logroño, La Rioja, España (Grupo Cultural Micológico Verpa).
E-mail: fernandocmf2019@gmail.com

Resumen: MARTÍNEZ-GIL, R. & F. MARTÍNEZ (2019). *Ascomicetos raros o interesantes de La Rioja, España (V)*. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 47-70. Se describen sucintamente e ilustran 7 taxones de ascomicetos: *Peziza labessiana*, *Peziza polaripapulata*, *Pseudopithyella minuscula*, *Ramsbottomia asperior*, *Ramsbottomia lamprosporoidea*, *Ramsbottomia macracantha* y *Unguiculariopsis ravenelii* subsp. *hamata*. Se aporta información corológica y se añaden algunos comentarios taxonómicos.

Palabras clave: *Fungi*, *Ascomycota*, taxonomía, corología, La Rioja, España.

Summary: MARTÍNEZ-GIL, R. & F. MARTÍNEZ (2019). *Rare or interesting Ascomycetes from La Rioja, Spain (V)*. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 47-70. Seven taxa of the phylum *Ascomycota*: *Peziza labessiana*, *Peziza polaripapulata*, *Pseudopithyella minuscula*, *Ramsbottomia asperior*, *Ramsbottomia lamprosporoidea*, *Ramsbottomia macracantha* y *Unguiculariopsis ravenelii* subsp. *hamata*, are briefly described and illustrated. Chorologic information and some taxonomic comments are also provided.

Keywords: *Fungi*, *Ascomycota*, taxonomy, chorology, La Rioja, Spain.

INTRODUCCIÓN

Los ascomicetos (dentro del filo *Ascomycota*) constituyen un grupo amplísimo de hongos, caracterizados por tener las esporas encerradas en pequeños sacos denominados tecas, ascas o ascos. En muchos casos, los ascomas son diminutos y pasan desapercibidos para el "recolector de setas". Son los hongos más difundidos sobre el planeta.

Se comportan de forma saprofita en su mayoría, pero también existen muchas especies que son parásitas o micorrizógenas. Su hábitat es muy variado: terrestre, húmico, lignícola, muscícola, coprófilo, pirófilo, acuático, hipogeo, etc.

El presente trabajo es una continuación de los cinco publicados anteriormente en este boletín (MARTÍNEZ & *al.*, 2013; MARTÍNEZ-GIL & CABALLERO, 2015; MARTÍNEZ-GIL & CABALLERO, 2016; MARTÍNEZ-GIL & MARTÍNEZ, 2017; MARTÍNEZ-GIL & MARTÍNEZ, 2018), con el fin de dar a conocer las especies raras o poco citadas de ascomicetos que vamos identificando en La Rioja.

Según nuestros datos, las 7 especies descritas a continuación se tratarían de primeras citas para La Rioja.

MATERIAL Y MÉTODOS

Las colecciones aquí representadas han sido fotografiadas macroscópicamente *in situ*. Para ello, se ha utilizado una cámara réflex Sony α 330 y otra Sony α 68, montando un objetivo Minolta 100 macro, con uso de trípode y luz natural.

Una vez en el laboratorio, se les asigna un número de herbario. Las descripciones macroscópicas y microscópicas se han realizado a partir de material aún fresco y, posteriormente, se han deshidratado convenientemente para su conservación en herbario. Para las observaciones microscópicas y sus correspondientes descripciones, se ha utilizado un microscopio óptico Motic DM-BA 200, con cámara microfotográfica Moticom 2000 conectada a un ordenador equipado con el programa "Motic Images Plus 2.0" oficial de la marca, con la que se han realizado las fotografías de microscopía. Posteriormente, han sido tratadas convenientemente con el programa informático para imágenes (Adobe Photoshop).

Todas las fotografías han sido realizadas por uno de nosotros (R. M.-G.), así como el tratamiento y la composición de las mismas. Las barras de escala se refieren a la imagen de fondo o principal,



no a los posibles detalles que pueden aparecer superpuestos, que carecen de escala y son de proporciones aleatorias.

Los líquidos y reactivos empleados para la observación microscópica han sido H_2O , solución IKI, azul de algodón o azul de lactofenol y azul de cresilo acuoso.

De acuerdo con BARAL (1987), para la observación de la reacción amiloide en las ascas, nosotros preferimos utilizar solución IKI en vez de Melzer, ya que este último contiene hidrato de cloral y escondería una posible reacción hemiamiloide, típica en algunos géneros de ascomicetos.

Para la medición de las esporas, solo se han incluido aquellas que entraban en el 95% de probabilidad según una Distribución Normal Gaussiana y que han sido obtenidas mediante esporada libre y procedentes de material fresco.

El material se ha depositado en el herbario particular del Grupo Cultural Micológico Verpa (GCMV), con las referencias del autor Rubén Martínez (RM).

Cuando el recolector ha sido algún miembro del Grupo Cultural Micológico Verpa, en alguna de las salidas semanales programadas, se han puesto las siglas GCMV.

En cuanto a la terminología utilizada en las descripciones y comentarios, se ha intentado evitar en lo posible ciertos anglicismos, galicismos o "adaptaciones"; y se ha procurado usar la terminología admitida por el *Diccionario de la Lengua Española* de la R.A.E. (s. d.), salvo excepciones donde se prefiere utilizar cierta terminología específica usada habitualmente en el campo de la micología. Para la nomenclatura de los autores se ha seguido la propuesta por Index Fungorum en "Authors of Fungal Names".

RESULTADOS

Taxonomía

1.— *Peziza labesseana* (Boud.) Sacc. & Traverso, *Syll. Fung.* 20: 315 (1911). (Figs. 1-2). ["labessiana"].

= *Aleuria labesseana* Boud., *Icon. Mycol.* 3(13): Pl. 282 bis (1907). [basónimo] ["labessiana"].

Etimología

El género *Peziza* significa "sin pie" y el epíteto *labesseana*, "dedicada a M. Labesse", amigo de

Émile Boudier, quien encontró los primeros ejemplares en un jardín de Angers, Francia.

Material estudiado: LA RIOJA: Nieva de Cameros, 42° 13' 24" N – 2° 37' 46" W, 785 m, entre restos de *Corylus avellana* L. y *Acer campestre* L., sobre suelo arenoso en un entorno calcáreo, a orillas del río Iregua, 23-III-2013, leg. GCMV, RM-1257.

Descripción

Ascomas de 1-3 cm de diámetro, sésiles o subestipitadas, primero urceoladas o cupuliformes, aplanados en la vejez. Himenio situado en la cara interior, liso, de color marrón violeta más oscuro al madurar. Cara externa densamente furfurácea, del mismo color que el himenio o algo más clara, con pequeños granos de color pardo violeta oscuro que resaltan del resto. Margen ligeramente enrollado, a veces ondulado e irregular. Carne frágil, quebradiza, de color violeta claro cerca del himenio a marrón violeta cerca del excípulo, que no genera látex al romperse.

Esporas de $15,4-18 \times 8,7-10,5 \mu m$, $Q = 1,6-1,9$, $n = 95$, elipsoidales, hialinas, ornamentadas con pequeñas verrugas aisladas, redondeadas y cianófilas de hasta $1,5 \mu m$ de diámetro, conteniendo numerosas y pequeñas gúttulas que se aglutinan hacia los dos polos y que las hacen características. Ascas de $275-340 \times 13-15 \mu m$, cilíndricas, engrosándose hacia el ápice, operculadas, pleurorrincas, amiloides, con 8 esporas distribuidas en forma uniseriada. Paráfisis de $3-4,5 \mu m$ de grosor, filiformes, cilíndricas, septadas, bastantes bifurcadas en su tercio superior, poco engrosadas hacia el ápice, con abundante contenido vacuolar interno hialino, rodeadas de pigmento intercelular y parietal de color pardo. Subhimenio formado por una mezcla de células casi hialinas, globosas a piriformes u ovoides, de $15-45 \mu m$ de diámetro, con otras cilíndricas de $7-15 \mu m$ de anchura. Excípulo medular de textura intricata, formado por hifas más bien ordenadas, cilíndricas, septadas, de $9-16 \mu m$ de grosor, con pigmento de color marrón. Excípulo ectal de textura globulosa, formado por cadenas de células globosas u ovoides, anchamente cilíndricas estranguladas, de $15-30 \mu m$ de diámetro, rodeadas de pigmento de color pardo rojizo oscuro, de donde emergen unas estructuras similares a pelos septados, formados por 2-4 tramos de células piriformes a cilíndricas, rodea-

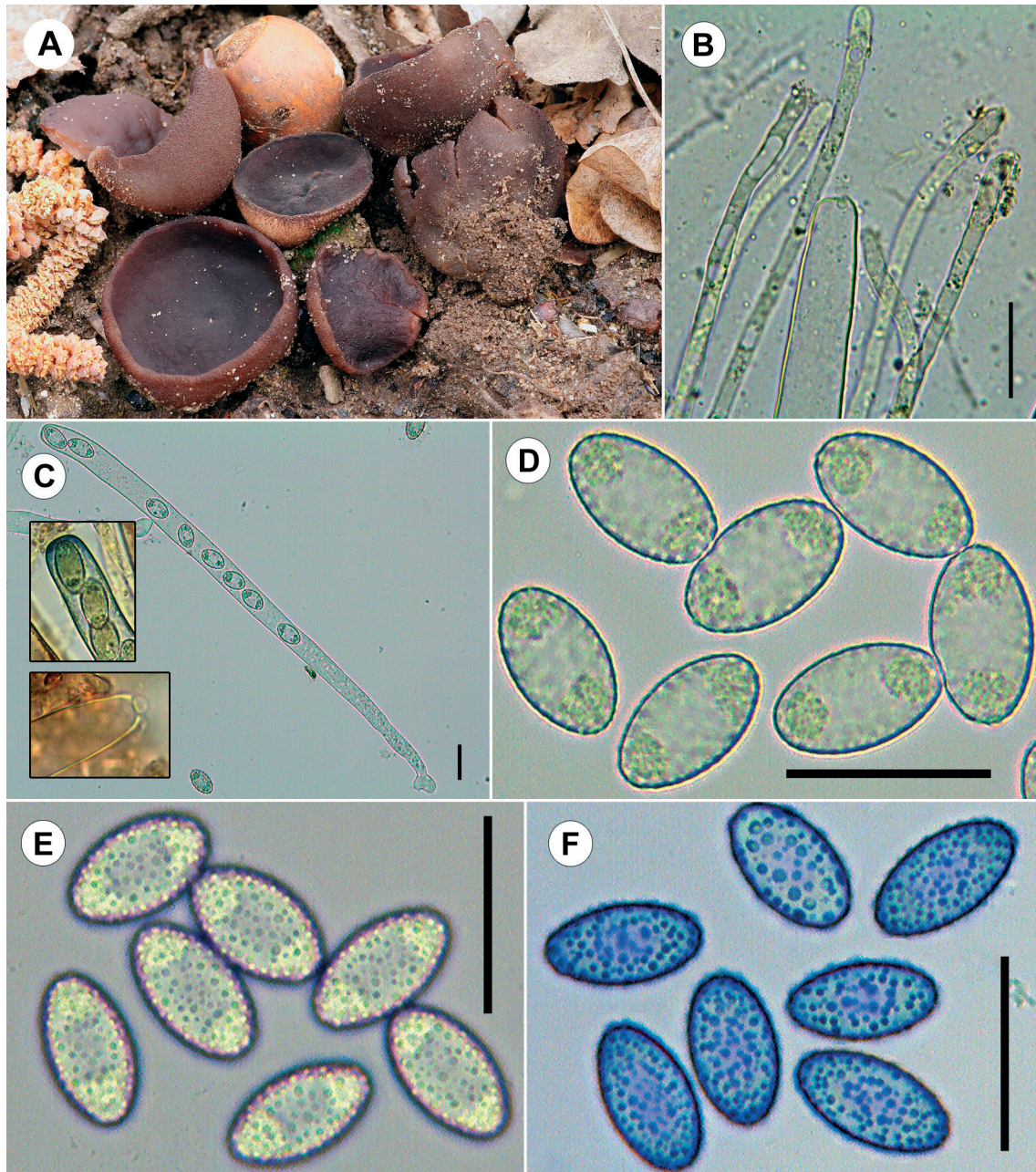


Fig. 1. *Peziza labessiana* (RM-1257). A: Aspecto macroscópico de los apotecios. B: Paráfisis y pigmento parietal. C: Asca y detalles (izq.-arriba reacción positiva con IKI, izq.-abajo opérculo). D: Esporas. E: Ornamentación esporal en agua. F: Ornamentación esporal en azul algodón. Barra = 20 μm .

dos de abundante pigmento pardo rojizo oscuro y concentrados sobre todo alrededor de los visibles gránulos del exterior del apotecio.

Comentarios

PÉAN (2005) describe la especie con material procedente de Sorges, Francia, encontrado des-

de mediados de diciembre a mediados de enero, sobre tierra en un huerto, bajo unas coles de Bruselas, y da unas medidas esporales de 16-18 \times 8-9 μm , muy similares a las que nosotros hemos obtenido. VAN VOOREN (2012), menciona la revisión que él hizo en mayo de 2012, de una recolecta de Breniaux, encontrada en octubre de 1975 en los

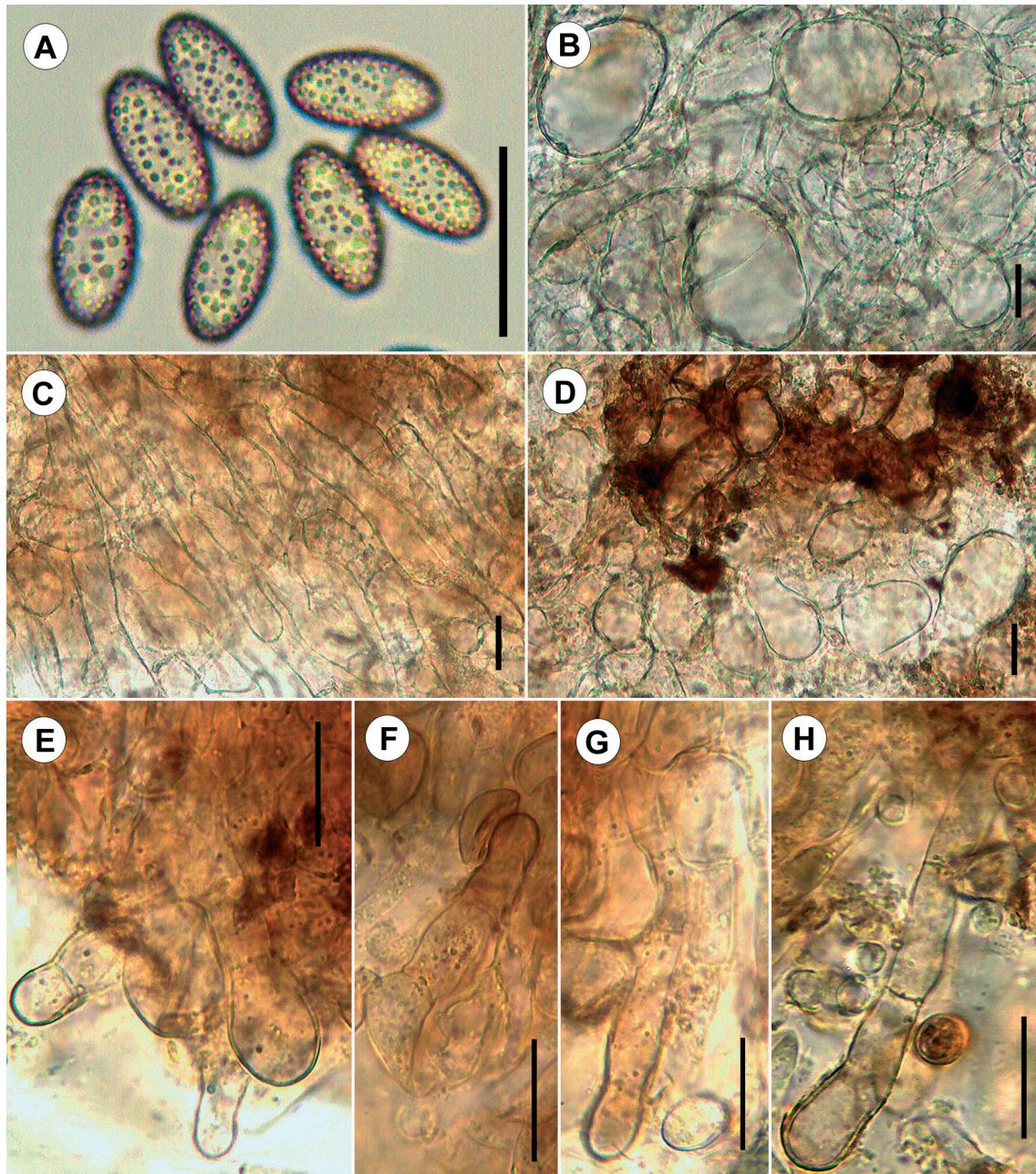


Fig. 2. *Peziza labessiana* (RM-1257). A: Ornamentación esporal en azul de cresilo acuoso + IKI. B: Subhimenio. C: Excípulo medular. D: Excípulo ectal. E-H: Pelos. Barra = 20 μm .

alrededores de Lyon y añade que es una especie muy rara y tiene esporas pustulares muy características, prácticamente iguales a las que nosotros hemos observado y que también coinciden con el dibujo descriptivo que realiza BOUDIER (1905-1910). En la literatura hemos encontrado algunas diferencias en las descripciones del color de los

apotecios, pero creemos que es por la variabilidad de tonalidades que tienen a medida que van madurando, como casi todas las especies del género, por ejemplo, DONADINI (1981) escribe que los ejemplares muy jóvenes son ocráceos con un notable tono rosado y al envejecer, el carpóforo se vuelve rojo parduzco ocráceo, mientras que



BOUDIER (1907), en la descripción original de la especie, dice que son de color marrón ligeramente púrpura.

DONADINI (1981) comenta, que la especie que nosotros describimos es muy rara en las llanuras, pero que en las montañas es común por encima de los 1300 m, de junio a septiembre, y que esta de las montañas, tendría algunas pequeñas diferencias, como la anchura de las esporas, pero, esos carpóforos recolectados en altura, podrían haber sido confundidos con *Peziza coquandi* Donadini, que precisamente él describió unos años después. BAIANO & al. (2000), describen *P. coquandi* con material obtenido de 13 recolectas, todas ellas recogidas entre 1000 y 2400 m de altitud, con medida esporal de (15) 16,5-19 × (6,5) 7-9 μm, e indican que la ornamentación esporal sería muy similar a *P. labesseana*, pero esta última debería ser más oscura y tener esporas más cortas y más anchas (*P. coquandi* Q esporal > 2, mientras *P. labesseana* Q esporal < 2), la misma diferencia que también destaca DONADINI (1985), coincidiendo estos datos con los de nuestra recolecta.

2. – *Peziza polaripapulata* (J. Moravec) K. Hansen, in Hansen, Sandal & Dissing, *Nordic J. Bot.* 18(5): 619 (1998). (Figs. 3-4).

= *Galactinia polaripapulata* J. Moravec, *Česká Mykol.* 23(1): 33 (1969). [basónimo].

Etimología

El epíteto *polaripapulata* alude a "polos o extremos con granos o pústulas".

Material estudiado: LA RIOJA: Jalón de Cameros, 42° 12' 59" N – 2° 29' 13" W, 845 m, en talud húmedo sobre tierra caliza a orillas del río Leza, 5-V-2018, leg. GCMV, RM-2500. Ibídem, 12-V-2018, leg. GCMV, RM-2501.

Descripción

Ascomas de hasta 1,5 cm de diámetro, sésiles, troncocónicas, disciformes, aplanados en la vejez, a veces algo deprimidos en el centro, unidos al sustrato mediante una acumulación de hifas miceliarias de color blanco. Himenio situado en la cara interior, liso, de color pardo rojizo al principio, aclarándose hasta un color amarillo con reflejos

oliváceos y verdoso al final. Cara externa densamente furfurácea, del mismo color que el himenio o algo más clara, con verrugas de color pardo oscuro mejor visibles en los ejemplares más jóvenes. Margen ligeramente enrollado. Carne de color marrón a amarillenta verdosa, que al roce genera un látex incoloro que pronto se vuelve amarillento.

Esporas de 17,9-20,2 × 9,1-10,4 μm, Q = 1,8-2,1, n = 41, elipsoidales, al principio lisas, luego ornamentadas con verrugas aisladas o, a veces, unidas formando pequeñas crestas; tienen los polos redondeados a truncados, cubiertos por una especie de tapa de papilas o abultamientos agrupados anchos y planos, con 2 pequeñas gúttulas (1,5-2,7 μm de diámetro) situadas hacia los extremos y que son más visibles en las esporas inmaduras, como comentan HANSEN & al. (1998: 619). También hemos observado un recubrimiento gelatinoso cerca de los polos en las esporas recién expulsadas y que luego desaparece o se queda adherido a la propia espora y no nos deja verlo con claridad. Ascas de 303-391 × 12,5-16,5 μm, n = 16, cilíndricas, con 8 esporas uniseriadas, operculadas, pleuro-rincas, amiloides con reacción positiva azul en toda la superficie del asca, como describen HANSEN & al. (2001: 984). Paráfisis de 3,5-6 μm de grosor, cilíndricas, filiformes, apenas engrosadas en el ápice, septadas, hialinas, provistas de muchas y pequeñas vacuolas de color amarillento situadas en su tramo apical. Excípulo medular de textura globulosa, formado por células globosas y algunas piriformes, de 15-50 μm de diámetro, entremezcladas con hifas cilíndricas, septadas, de 6-11 μm de grosor. Excípulo ectal también de textura globulosa, difícil de separar y de diferenciar del medular, formado por células mayoritariamente piriformes de 10-35 μm de diámetro, entremezcladas con algunas globosas y con hifas cilíndricas de 6-13 μm de grosor.

Comentarios

MORAVEC (1969) describe la especie por primera vez como *Galactinia polaripapulata*, encontrada en Eslovaquia, en terreno húmedo calizo y da unas medidas esporales de 16,3-19 × 8,5-10,8 μm, que son bastante parecidas a las que nosotros hemos obtenido. Posteriormente, HANSEN & al. (1998) la recombinan en *Peziza polaripapu-*

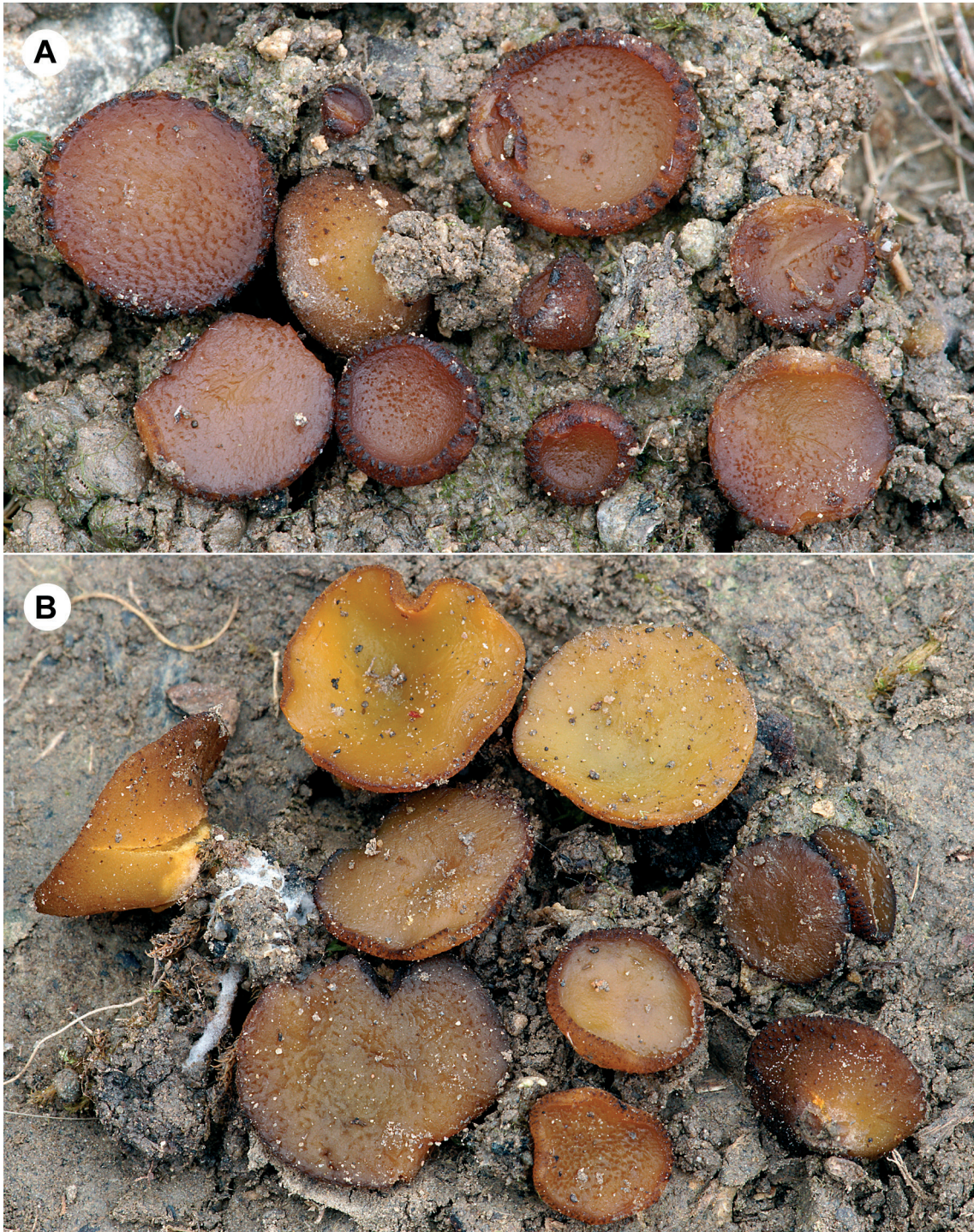


Fig. 3. *Peziza polaripapulata*. A-B: Aspecto macroscópico de los apotecios. A: Apotecios jóvenes (RM-2500). B: Apotecios maduros (RM-2501).

lata, haciendo una buena descripción de varias recolectas de diferentes lugares de Dinamarca. Tanto las medidas esporales ($17,5-18,7-20,0 \times 8,8-9,8-10,0 \mu\text{m}$), como el resto de medidas y descrip-

ciones de las estructuras descritas por HANSEN & *al.* (1998), coinciden perfectamente con las que nosotros hemos visto en nuestras recolectas, en cambio, DOUGOUD (2002), da unas medidas es-

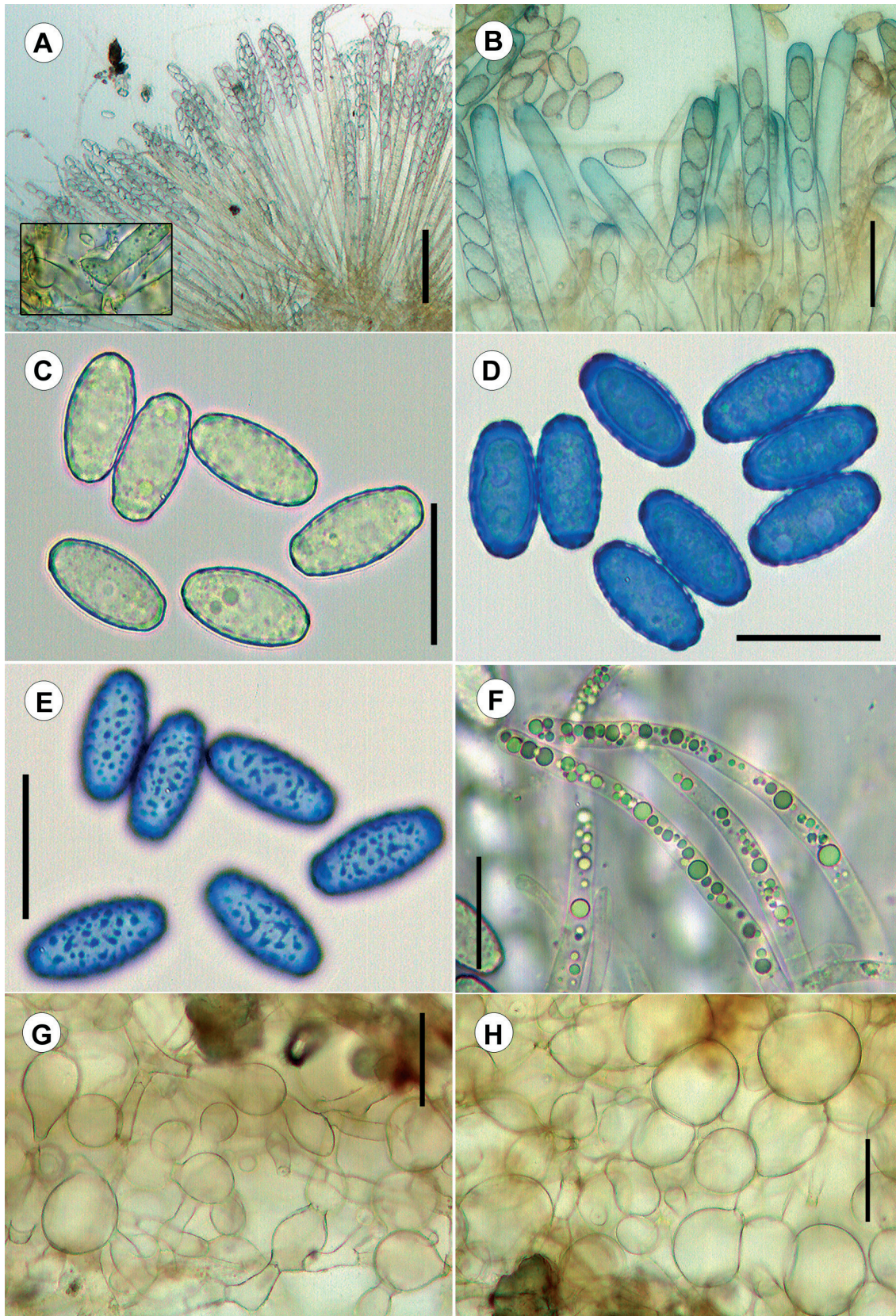


Fig. 4. *Peziza polaripapulata* (RM-2501). A: Himenio y detalle (izq.-abajo base pleurorrinca de las ascas). B: Reacción positiva con IKI en himenio. C: Esporas. D: Esporas en azul algodón. E: Ornamentación esporal en azul algodón. F: Paráfisis. G: Excipulo ectal. H: Excipulo medular. Barra = 20 μ m.



porales de (14,7-)15,5-16,5(-17,3) × (8,2-)8,5-9(-9,5) μm , que son bastante menores que las de nuestras recolectas, si bien, el autor comenta que las ha medido en azul algodón, lo que podría justificar esa diferencia. MEDARDI (2006) también da unas medidas esporales (17-19 × 7-8 [10]) un poco menores que las nuestras, aunque entendemos que la diferencia es pequeña y podría entrar dentro de la variabilidad de la especie.

En La Rioja, es una especie muy rara y no hemos encontrado datos de otras recolectas diferentes a las que nosotros hemos descrito en este trabajo. Consideramos que es una especie bien caracterizada por su pequeño tamaño y su colorido, y microscópicamente por las papilas en los extremos esporales, las numerosas vacuolas dentro de las paráfisis y su excípulo enteramente de textura globulosa.

VAN VOOREN (2013), realiza una buena descripción de unas recolectas francesas de *Peziza badioides* Donadini, y escribe en sus comentarios que tiene caracteres microscópicos bastante parecidos a la especie que nosotros describimos, pero que en algunos trabajos como el de HOHMEYER (1986) y el de HÄFFNER (1995), se consideraron erróneamente como sinónimas, probablemente por un análisis rápido de las descripciones originales, aunque ambas especies son macroscópicamente fáciles de separar. Nosotros estamos de acuerdo con esos comentarios y además de las diferencias macroscópicas, también vemos que ambas especies difieren en la morfología celular del excípulo, en las vacuolas de las paráfisis y en la reacción amiloide, entre otras. Algo parecido ocurre en el trabajo de BAIANO & GAROFOLI (2000), que publican una descripción de *Peziza badioides*, pero bajo el nombre de *Peziza polaripapulata*. BERETTA (2010) realiza una completa descripción de unos apotecios de *P. badioides* encontrados en Suiza, con ornamentación y medidas esporales similares a las de nuestra recolecta, pero con bastantes diferencias en el resto de caracteres micro y macroscópicos.

HANSEN & al. (2001) realizan un análisis filogenético de *Pezizaceae* Dumort. y sitúan a *Peziza polaripapulata* en un clado bien diferenciado, junto con *Peziza* sp.4 y con *Peziza luteoloflavida* Svrček, que tendrían en común el colorido amarillento

con reflejos verdosos de los apotecios, la reacción amiloide en toda la superficie de las ascas y las esporas sin gúttulas o con 2 muy pequeñas. Explican, que por la ornamentación esporal que tiene *Peziza polaripapulata*, quedó colocada en *P.* subg. *Phaeopezia* (Sacc.) J. Moravec (HÄFFNER, 1995), junto con *Peziza phyllogena* Cooke y *Peziza apiculata* Cooke, pero que después de los análisis filogenéticos ha quedado demostrado que, por ahora, no hay relación entre estos taxones y que sería conveniente realizar un muestreo mucho más amplio para descartar o corroborar estas conclusiones.

3. – *Pseudopithyella minuscula* (Boud. & Torrend) Seaver, *N. Amer. Cup-Fung., Operc.*: 153 (1928). (Fig. 5).

= *Sarcoscypha minuscula* Boud. & Torrend, *Bull. Trimestriel Soc. Mycol. France* 27(2): 128 (1911). [basónimo].

= *Plectania minuscula* (Boud. & Torrend) Le Gal, *Les Discomycètes de Madagascar*: 302 (1953).

Etimología

El género *Pseudopithyella* significa “falsa *Pithya*, falso recipiente” y el epíteto específico *minuscula* “muy pequeña”.

Material estudiado: LA RIOJA: Logroño, Parque de La Grajera, 42° 26' 47" N – 2° 30' 22" W, 440 m, sobre ramitas y conos de *Cupressus* sp., semienterrados en una zona húmeda y sombría, acompañada de ejemplares de *Pithya cupressina* (Batsch) Fuckel, 7-III-2009, leg. GCMV, RM-0714. Ibídem, 7-XII-2012, leg. GCMV, RM-2174.

Descripción

Apotecios de hasta 3 mm de diámetro, cupuliformes, generalmente con un largo estípite de hasta 10 mm de longitud, el cual varía dependiendo de lo enterrado que esté el sustrato. Himenio de color rojizo anaranjado, ligeramente granuloso, rodeado por un margen liso y regular. Superficie externa más pálida, aclarándose a casi blanca hasta llegar a un estípite blanquecino, pubescente, que se va estrechando hacia la base con pelos miceliares más largos en la unión al sustrato.

Esporas de 12,8-15,9 × 7,4-9 μm , Q = 1,5-1,8, n = 40, elipsoidales, hialinas, lisas, con dos gúttulas

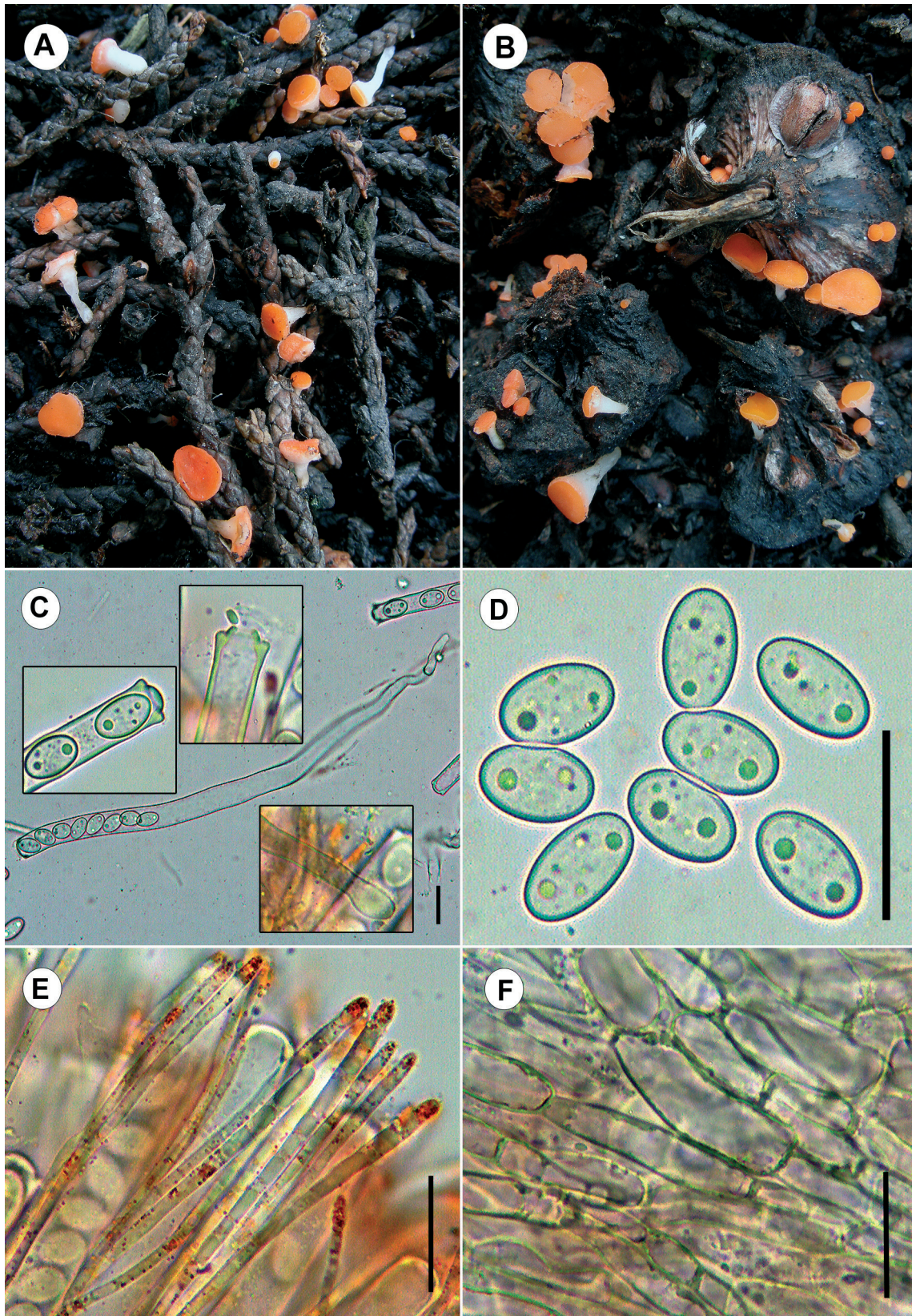


Fig. 5. *Pseudopithyella minuscula*. A-B: Aspecto macroscópico de los apotecios. A: Apotecios (RM-0714). B: Apotecios (RM-2174). C-E: (RM-2174). C: Asca y detalles (izq.-arriba ápice del asca, dcha.-arriba opérculo, dcha.-abajo base aporrinca). D: Esporas. E: Paráfisis. F: Excipulo ectal. Barra = 20 μ m.



de tamaño mediano cerca de los polos rodeadas de otras más pequeñas. Ascas de 250-350 × 10-13 μm, n = 5, cilíndricas, ligeramente arqueadas, aporrincas, operculadas, que presentan una evidente y distintiva morfología en su ápice, pues se asemeja a una cúpula o a la tapa de una olla, no amiloides, con 8 esporas uniseriadas. Paráfisis de 2-3,5 μm de grosor en su parte más ancha cerca del ápice, delgadas, cilíndricas, ramificadas, con pocos septos y con contenido granuloso interno de color anaranjado rojizo. Excípulo ectal de textura prismática, formado por cadenas de células hialinas, cilíndricas, en disposición paralela, de hasta 36 × 13 μm. Excípulo medular de textura intricata, formado por células cilíndricas, de 2-6 μm de anchura.

Comentarios

SEEVER (1928) crea el género *Pseudopithyella*, formado por apotecios estipitados o subsésiles, con apariencia y hábitat parecido a *Pithya* Fuckel, de color rojo escarlata, ascas con 8 esporas y marcando un prominente anillo engrosado cerca del ápice, esporas elipsoidales e hialinas y paráfisis filiformes, basándose en la especie tipo *Sarcoscypha minuscula* publicada en BOUDIER & TORREND (1911) y combinándola de esta manera a *Pseudopithyella minuscula*.

Tanto nuestras recolectas, como las de la mayoría de los trabajos que hemos consultado, han sido recogidas sobre ramitas y restos de *Juniperus* sp. o de *Cupressus* sp., menos la que ilustra MERINO (2013), sobre ramitas caídas de *Rosmarinus officinalis* L. y la de ORTEGA & GALÁN (1984), sobre *Abies pinsapo* Boiss.

MEDARDI (2006), describe la especie con esporas de 14-16 (18) × 8-9 (11) μm, generalmente bigutuladas y ascas con un evidente engrosamiento anular justo debajo del ápice, y PERIĆ (2003), con esporas de 13-18 (-20) × 7-9 (-9,5) μm y ascas con una dilatación específica anular que rodea el opérculo, observaciones y medidas muy similares a las que nosotros hemos obtenido.

Es una especie extendida y con bastantes citas europeas, pero en La Rioja solo la hemos encontrado en un lugar, y a pesar de que es relativamente fácil de identificar, nuestro primer encuentro fue casual, ya que recogimos el material mezclado y confundido entre apotecios de *Pithya cupressina*,

hallazgo que nos desveló posteriormente el análisis microscópico. MEDARDI (2006), anota que *P. cupressina* desarrolla apotecios de forma y dimensiones similares, además de compartir el mismo hábitat, pero tiene esporas esféricas de 10-11 μm de diámetro. PERIĆ (2003), realiza una buena comparación de ambas especies, aportando datos microscópicos, fotografías y dibujos de varias recolectas de Montenegro.

4. – *Ramsbottomia asperior* (Nyl.) Benkert &

T. Schumach., *Agarica* 6(12): 35 (1985). (Figs. 6-7).

≡ *Peziza asperior* Nyl., *Not. Sällsk. Fauna Fl. Fenn. Förh.* 10: 21 (1868) [1869]. [basónimo].

≡ *Leucoloma asperior* (Nyl.) Rehm, *Ascomyceten* 3 (1872).

≡ *Sphaerospora asperior* (Nyl.) Sacc., *Syll. Fung.* 8: 188 (1889).

≡ *Ciliaria asperior* (Nyl.) Boud., *Hist. Classific. Discomyc. Europe*: 62 (1907).

≡ *Scutellinia asperior* (Nyl.) Dennis, *Kew Bull.* 10(4): 571 (1956) [1955].

Etimología

El género *Ramsbottomia* es el nombre adoptado en honor a Ramsbottom, un micólogo inglés y el epíteto *asperior* significa "más áspera, rugosa o ruda".

Material estudiado: LA RIOJA: Lumbreras, Laguna de La Nava, 42° 6' 17" N – 2° 38' 31" W, 1200 m, sobre el suelo, en las orillas de un riachuelo de montaña bajo *Pinus sylvestris* L. y *Quercus pyrenaica* Willd., en terreno ácido, 20-IX-2008, leg. GCMV, RM-618. Ibídem, 42° 6' 31" N – 2° 38' 28" W, 1160 m, 14-VIII-2010, leg. GCMV, RM-2037. Valgañón, Majada de Iguareña, 42° 17' 27" N – 3° 5' 32" W, 1255 m, en las orillas de un riachuelo dentro de un bosque de *Fagus sylvatica* L., 11-VIII-2012, leg. GCMV, RM-2037-2. Ezcaray, estación de esquí de Valdezcaray, 42° 15' 21" N – 2° 58' 15" W, 1560 m, sobre el suelo, en la orilla de un riachuelo, 26-VIII-2017, leg. GCMV, RM-2037-3.

Descripción

Apotecios de hasta 5 mm de diámetro, sésiles, de desarrollo gregario, discoidales. Himenio de color anaranjado brillante, ligeramente granuloso,

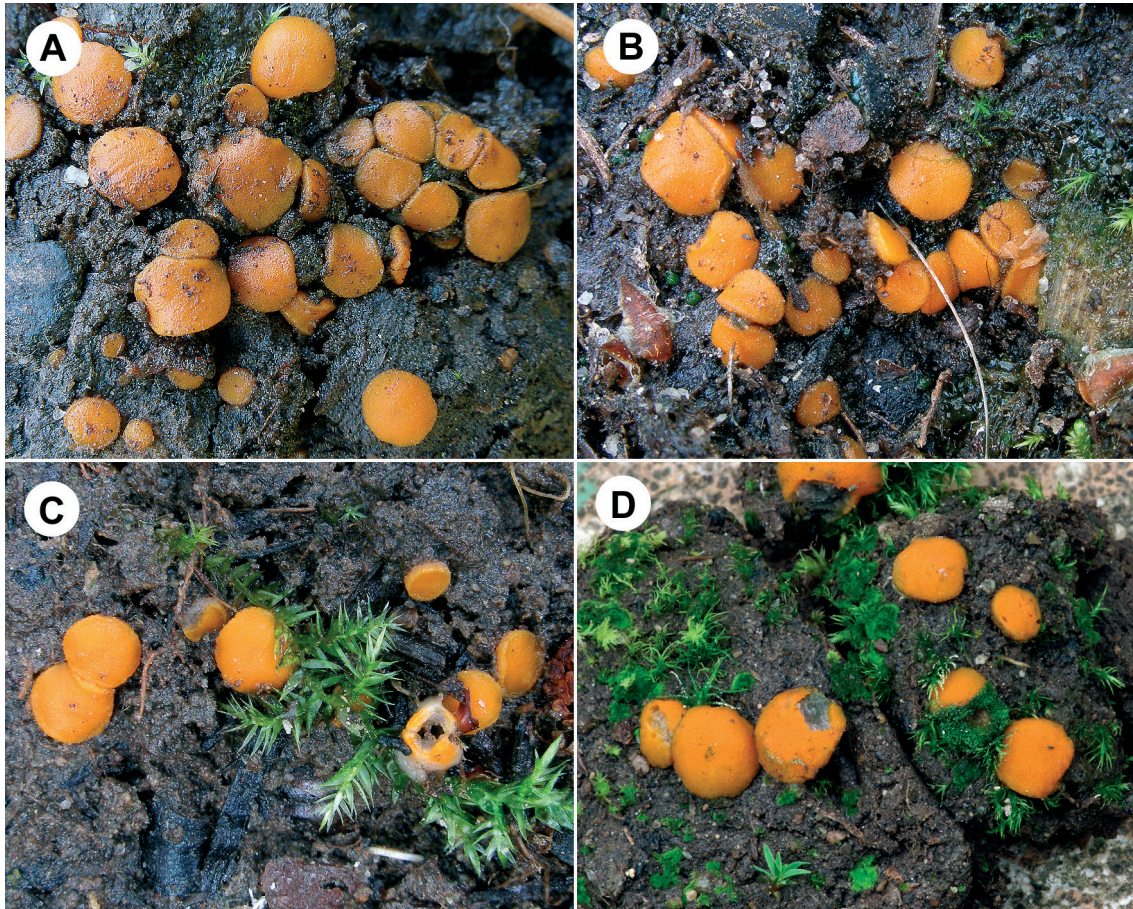


Fig. 6. *Ramsbottomia asperior*. A-D: Aspecto macroscópico de los ascomas. A: Ascomas (RM-0618). B: Ascomas (RM-2037-2). C: Ascomas (RM-2037). D: Ascomas (RM-2037-3).

rodeado por un margen más o menos coloreado de marrón formando mechones de color pardo. Superficie externa un poco granulosa, del mismo color que el himenio o algo más clara.

Esporas de $17,5-20,5 \times 16-18 \mu\text{m}$ (sin incluir la ornamentación), $Q = 1,05-1,22$, $n = 76$, algunas casi esféricas, pero la mayoría de anchamente elipsoidales a subsféricas, hialinas, con el interior repleto de pequeñas gúttulas que a veces se unen para formar 1 o 2 más grandes que quedan rodeadas de otras pequeñas; inicialmente son lisas pero en seguida van desarrollando unas espinas cónicas de hasta $5 \mu\text{m}$ de altura y $3 \mu\text{m}$ de base, aunque la mayoría de ellas alcanzan $2-4 \mu\text{m}$ de altura y $1-2,5 \mu\text{m}$ de anchura en la base. Ascas de $300-340 \times 22-25 \mu\text{m}$, cilíndricas, pleurorricas, operculadas, no amiloides, con 8 esporas uniseriadas. Paráfisis engrosándose hacia el ápice, de $6-9 \mu\text{m}$ de grosor en su parte más ancha, cilíndricas, rectas, algunas bifurcadas en el

tramo apical, muchas con una especie de capuchón situado en la punta que se desprende fácilmente al realizar la preparación, septadas y con gran contenido granuloso interno de color amarillo anaranjado que se vuelve de color verde oscuro en presencia de IKI. Pelos encontrados en el margen de los apotecios, formados generalmente por 2 células cilíndricas o claviformes, de $90-170 \mu\text{m}$ la medida total de la suma de los 2 tramos y de $50-90 \times 11-20 \mu\text{m}$ la medida del tramo final. Excípulo ectal de textura globulosa-angularis, formado por células globosas, de $20-60 \mu\text{m}$ de diámetro, coloreadas de marrón claro y con pigmento parietal de color pardo. Excípulo medular de textura intricata, formado por células cilíndricas, septadas, de $9-20 \mu\text{m}$ de grosor.

Comentarios

Durante muchos años, algunas especies de *Ramsbottomia* W.D. Buckley estuvieron vincula-

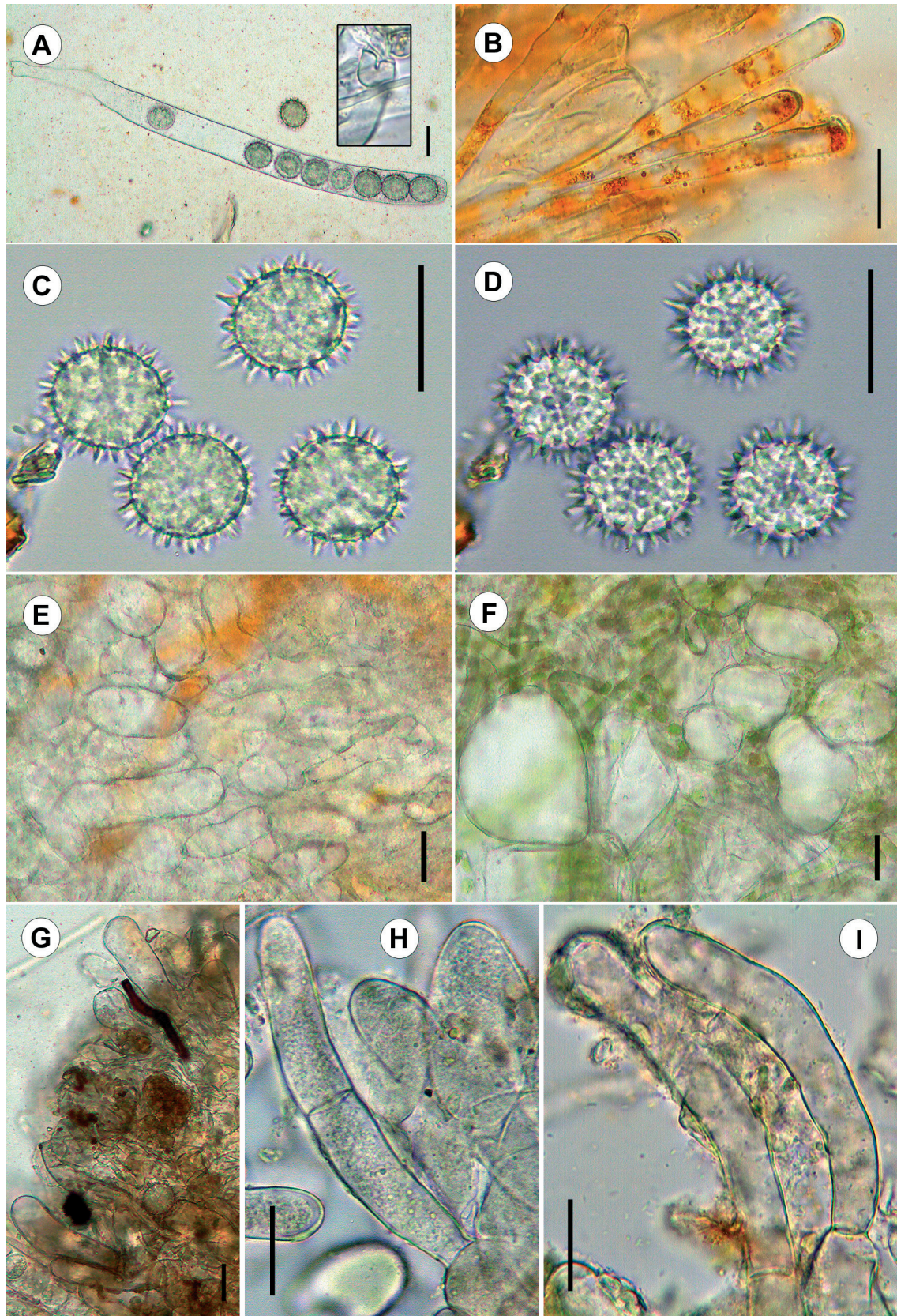


Fig. 7. *Ramsbottomia asperior*. A-B, E, F: (RM-2037-3). C-D, G: (RM-2037-2). H-I: (RM-2037). A: Asca y detalle (dcha. base pleuorrinca). B: Paráfisis. C-D: Esporas. E: Excípulo medular. F: Excípulo ectal. G-I: Pelos. Barra = 20 μ m.



das a *Octospora* Hedw. o *Lamprospora* De Not., hasta que BENKERT & SCHUMACHER (1985) rehabilitaron el género y realizaron las diversas combinaciones conocidas hasta la fecha. VAN VOOREN & MOURGUES (2009), explican que el género *Ramsbottomia* difiere de los géneros *Octospora* y *Lamprospora* por su hábitat terrestre, no directamente asociado con briófitos, por la ausencia de un margen distintivo y por la presencia de pelos coloreados en la superficie externa de apotecios o pelos hifoides.

VAN VOOREN & MOURGUES (2009), indican que actualmente, no hay consenso sobre las diferencias entre las especies dentro de *Ramsbottomia* y que solo *R. macracantha* (Boud.) Benkert & T. Schumach., tratada más adelante en el presente trabajo, parece estar aceptada por todos los autores por el tamaño de sus esporas y la longitud de las espinas. KULLMAN & BRUMMELEN (1992) después de haber estudiado un gran número de muestras de herbario, consideran que todos los demás taxones son una misma especie a la que denominan *R. crechqueraultii* (P. Crouan & H. Crouan) Boud. Pero nosotros, para la determinación de las especies de *Ramsbottomia* presentes en este trabajo, hemos seguido el criterio de otros autores, como RUBIO & al. (2002), MEDARDI (2006), PFISTER & EYJÓLFSDÓTTIR (2007) o VAN VOOREN & MOURGUES (2009), que siguen separando los taxones propuestos por BENKERT & SCHUMACHER (1985), en espera de que se realicen nuevos análisis que ayuden a esclarecer las diferencias dentro del género.

BENKERT & SCHUMACHER (1985) recombinan *Peziza asperior* a *Ramsbottomia asperior*, aportando datos del material estudiado procedente de Finlandia, Alemania y Escocia, y comentan que, por tener las esporas elipsoidales y espinas más cortas y más anchas, se diferencia bien de *R. crechqueraultii*.

VAN VOOREN (2014), comenta que es prácticamente imposible distinguir las especies de *Ramsbottomia* sin un estudio microscópico y añade que *R. asperior* presentaría esporas mayoritariamente subglobosas con espinas relativamente cortas. Nosotros pensamos que *R. asperior*, es una especie relativamente fácil de identificar al microscopio, porque la mayoría de sus esporas son elip-

soidales o subesféricas, mientras que las de otras especies son mayoritariamente esféricas, dato que parece también ser determinante para RUBIO & al. (2002) y para VAN VOOREN & MOURGUES (2009), ya que en ambos trabajos emplean este dato en sus claves de determinación del género.

R. crechqueraultii es una especie parecida, que MEDARDI (2006) describe con esporas esféricas de 19-21 μm de diámetro y plurigutuladas, a diferencia de *R. asperior*, que le da unas medidas de 16-19 μm y esporas monogutuladas.

5. – *Ramsbottomia lamprosporoidea* W.D. Buckley, *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 9(1-2): 44 (1923). (Figs. 8-10).

Etimología

El epíteto *lamprosporoidea* significa "parecido a *Lamprospora*", por la proximidad que vio el autor en aquel momento a *Lamprospora crechqueraultii*.

Material estudiado: LA RIOJA: Lumbreras, 42° 5' 7" N – 2° 37' 15" W, 1400 m, sobre el suelo, en una zona muy húmeda bajo *Pinus sylvestris*, *Betula pendula* Roth y *Salix* sp. en terreno ácido, 6-VIII-2016, leg. GCMV, RM-1307. Villoslada, 42° 8' 10" N – 2° 40' 34" W, 1306 m, sobre el suelo, en la orilla de un riachuelo bajo *Pinus sylvestris*, *Salix* sp. y algún *Fagus sylvatica* en terreno ácido, 20-VIII-2016, leg. GCMV, RM-2389.

Descripción

Apotecios de hasta 3 mm de diámetro, sésiles, de desarrollo gregario, pulvinados, discoidales. Himenio de color amarillento anaranjado, ligeramente granuloso, rodeado por un margen un poco diferenciado cubierto por mechones de pelos no emergentes de color pardo claro. Superficie externa algo granulosa, del mismo color que el himenio o algo más clara.

Esporas de 16,5-19 \times 16-18 μm (sin incluir la ornamentación), Q = 1-1,07, n = 51, esféricas a subesféricas, más fácil de observar su forma subesférica en las esporas menos maduras dentro de las ascas, hialinas, con el interior repleto de pequeñas gúttulas que a veces se unen para formar una mucho más grande que queda rodeada de otras pequeñas; inicialmente son lisas

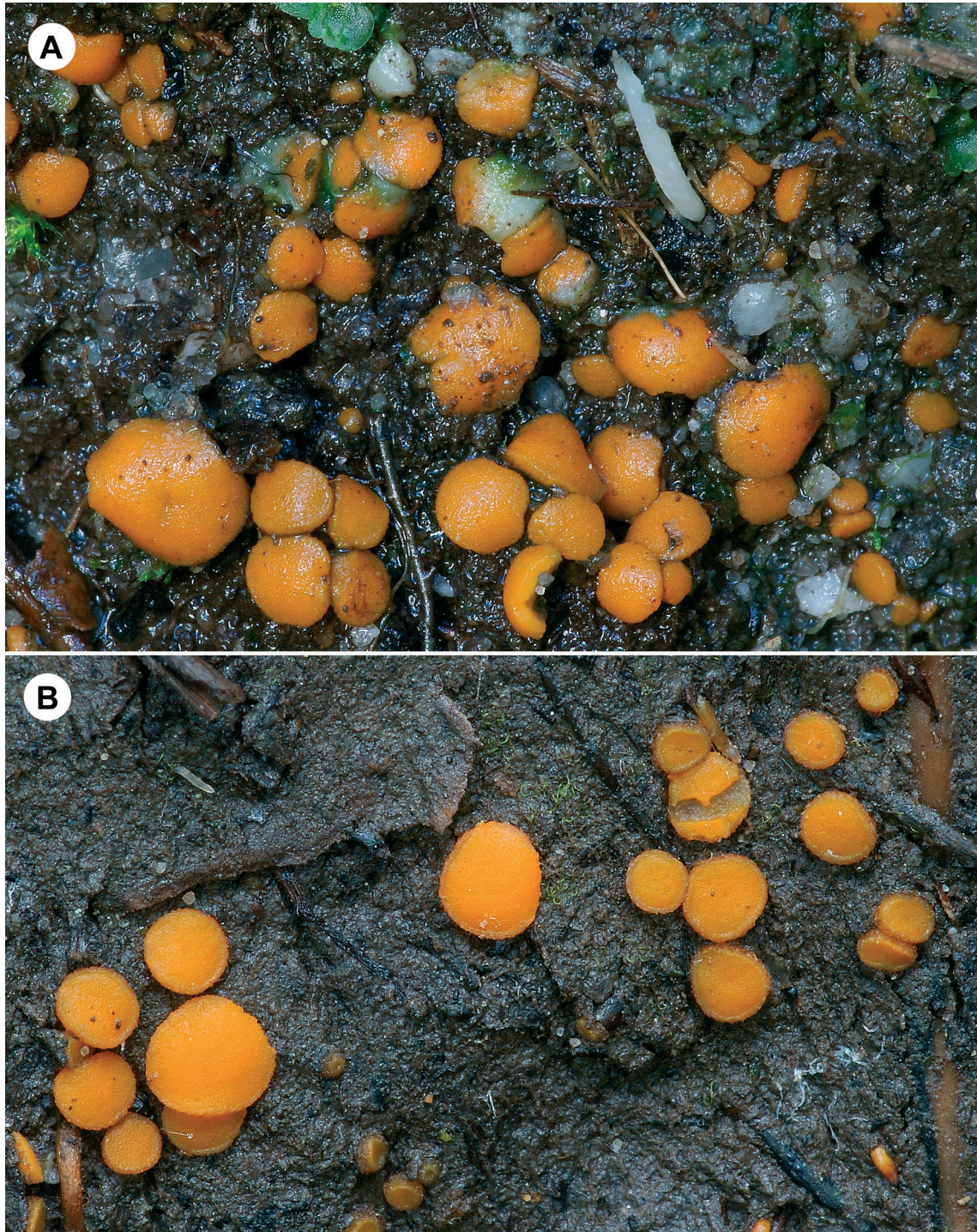


Fig. 8. *Ramsbottomia lamprosporoidea*. A-B: Aspecto macroscópico de los ascomas. A: Ascomas (RM-1307). B: Ascomas (RM-2389).

pero en seguida van desarrollando unas espinas cónicas de hasta $5\ \mu\text{m}$ de altura y $3\ \mu\text{m}$ de base, aunque la mayoría de ellas alcanzan $2,5\text{-}3,5\ \mu\text{m}$ de altura y $1\text{-}2\ \mu\text{m}$ de anchura en la base. Ascas

de $320\text{-}360 \times 23\text{-}27\ \mu\text{m}$, cilíndricas, pleurorricas, operculadas, no amiloides, con 8 esporas uniseriadas. Paráfisis engrosándose hacia la zona apical, de $6\text{-}8\ \mu\text{m}$ de grosor en su parte más ancha,

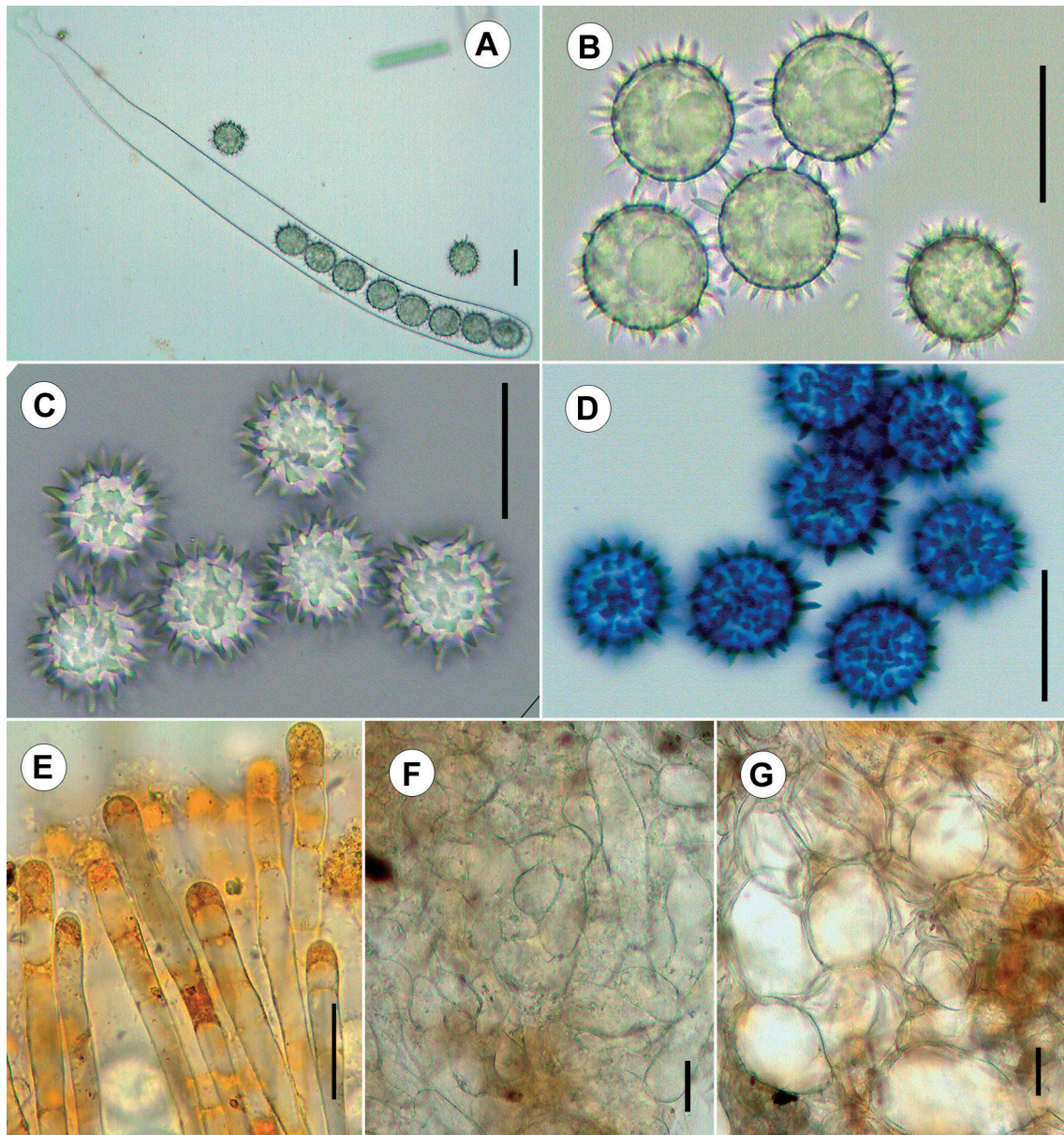


Fig. 9. *Ramsbottomia lamprosporoidea* (RM-1307). A: Asca. B: Esporas. C: Ornamentación esporal en agua. D: Ornamentación esporal en azul algodón. E: Paráfisis. F: Excípuo medular. G: Excípuo ectal. Barra = 20 μm .

cilíndricas, rectas, algunas bifurcadas, septadas y con contenido granuloso interno de color amarillo anaranjado que se vuelve de color verde oscuro en presencia de IKI. Excípuo medular de textura intrincata, formado por células cilíndricas, septadas, de 9-18 μm de grosor. Excípuo ectal de textura globulosa angularis, formado por células globosas o poligonales, de 25-60 μm de diámetro. Pelos abundantes sobre todo cerca del margen de los apotecios, formados por cadenas de 2-3

células que son globosas en la base y cilíndricas en su elemento terminal, de 100-230 μm de longitud total de las células que los forman y de 45-150 \times 10-15(20) μm la medida solo del tramo final, de color pardo claro y con abundante pigmento pardo oscuro parietal e intercelular.

Comentarios

BUCKLEY (1923) crea el género *Ramsbottomia* tomando como especie tipo una colección esco-

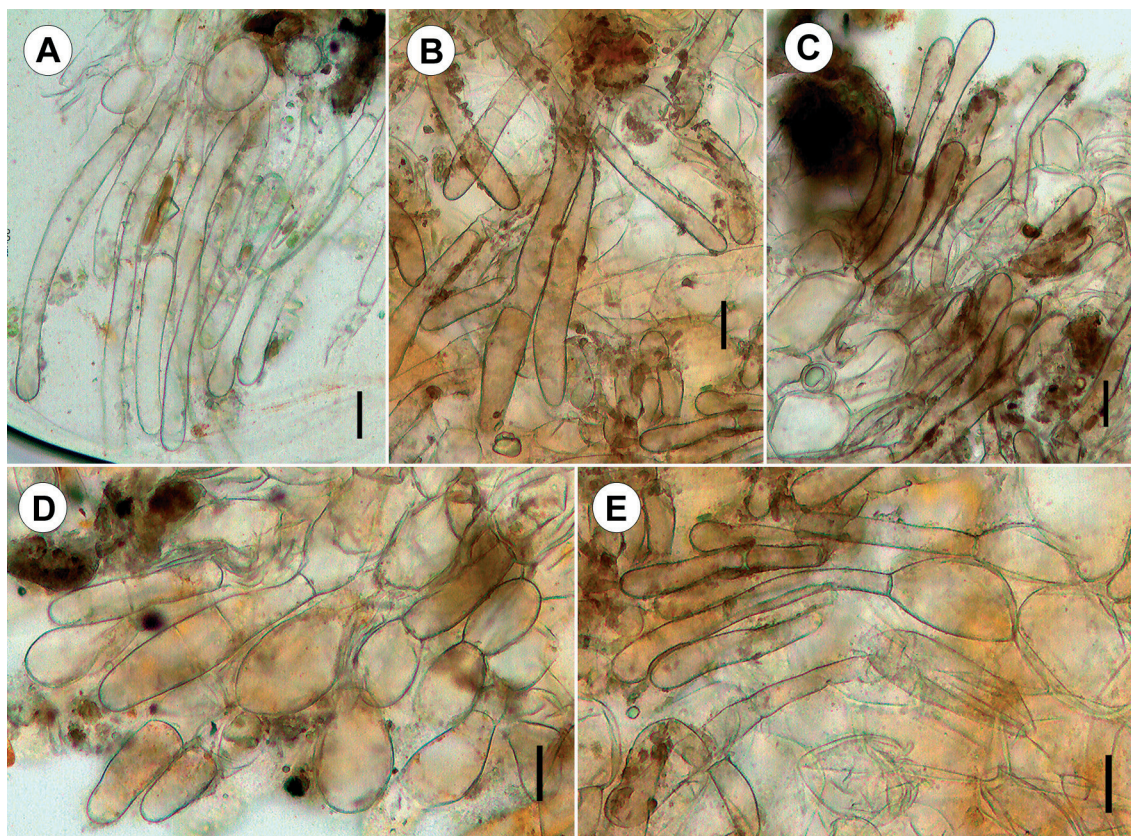


Fig. 10. *Ramsbottomia lamprosporoidea* (RM-1307). A-E: Pelos y pigmento pardo oscuro parietal e intercelular. Barra = 20 μ m.

cesa de *R. lamprosporoidea* que no se ha encontrado, por lo que unos años después, BENKERT & SCHUMACHER (1985) designaron un neotipo de otra colección posterior del mismo autor, considerando esta última, como sinónima de *R. asperior*. Nosotros por el momento, y hasta que se realicen nuevos estudios que aclaren las posibles diferencias estructurales de las especies de este género, preferimos dejar *R. lamprosporoidea* como una especie independiente basándonos principalmente en que la mayoría de sus esporas son esféricas, además de la presencia de largos pelos de color pardo claro, datos que se reflejan en la descripción original realizada por BUCKLEY (1923).

VAN VOOREN & MOURGUES (2009) hacen una clave de determinación donde señalan que *R. lamprosporoidea* tendría esporas de 18-20 μ m con largas espinas de 2-6 μ m y pelos coloreados presentes. RUBIO (s. d.a) describe e ilustra la especie con unas magníficas fotografías e indica que tiene esporas de 16,8-19,7 \times 17-18,8 μ m, Q = 1-1,08, con espinas de

hasta 4-6 μ m de longitud y pelos de hasta 250 \times 20 μ m de color pardo claro con paredes finas formados por 2-3 células retraídas en los septos y que nacen de las hifas vesiculosas del excípulo ectal, medidas y datos prácticamente iguales a los que nosotros hemos obtenido de nuestras recolectas.

RUBIO (s. d.a) añade en su trabajo, que la especie más cercana, *R. crechqueraultii*, posee esporas análogas pero carece de la pilosidad.

6.- *Ramsbottomia macracantha* (Boud.)

Benkert & T. Schumach., *Agarica* 6(12): 37 (1985). (Figs. 11-12).

= *Lamprospora crechqueraultii* var. *macracantha* Boud., *Hist. Classific. Discomyc. Europe*: 69 (1907). [basónimo]. ['macracantha']

= *Lamprospora macracantha* (Boud.) Seaver, *N. Amer. Cup-Fung., Operc.*: 63 (1928). ['macracantha']

= *Octospora macracantha* (Boud.) Caillet & Moyné, *Bull. Trimestriel Soc. Mycol. France* 96(2): 186 (1980).

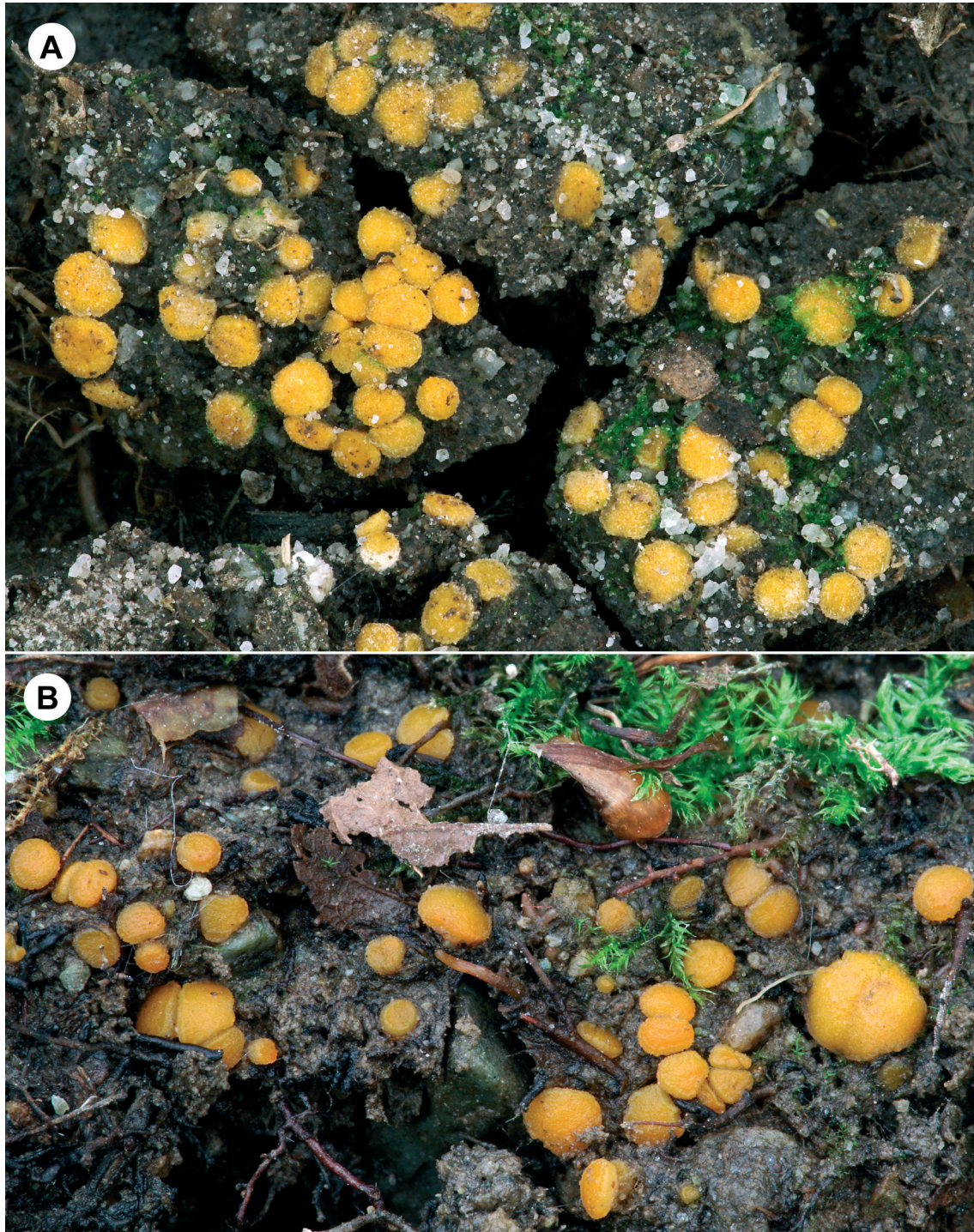


Fig. 11. *Ramsbottomia macracantha*. A-B: Aspecto macroscópico de los ascomas. A: Ascomas (RM-2394-2). B: Ascomas (RM-2394).

Etimología

El epíteto *macracantha* significa "grandes espinas".

Material estudiado: LA RIOJA: Lumberas, 42° 5' 22" N – 2° 37' 15" W, 1235 m, sobre el suelo, en una zona muy húmeda bajo *Betula pendula*, *Pi-*

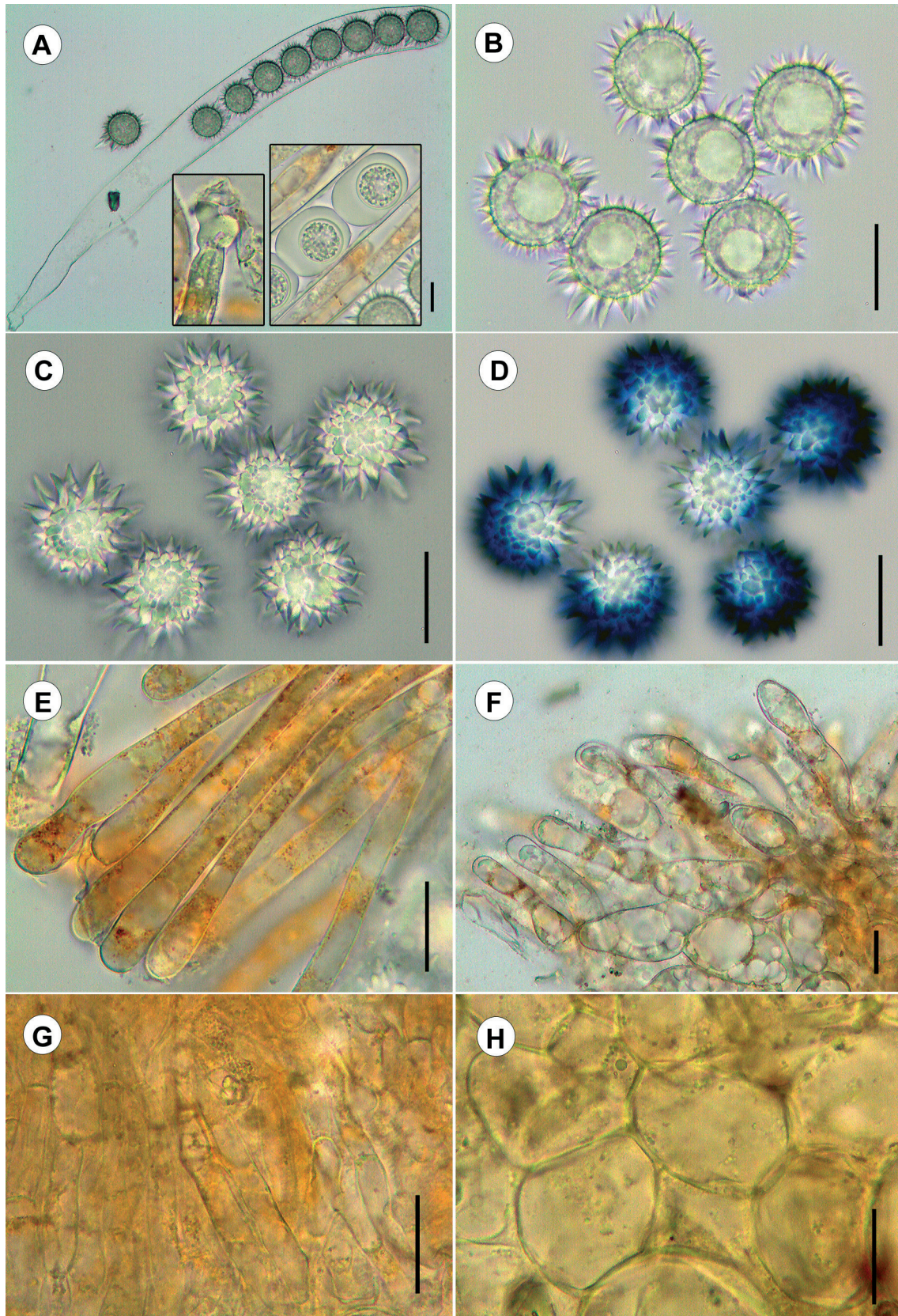


Fig. 12. *Ramsbottomia macracantha*. A-F, H: (RM-2394). G: (RM-2394-2). A: Asca y detalles (izq.-abajo base pleurorrinca, dcha.-abajo esporas inmaduras dentro del asca). B: Esporas. C: Ornamentación esporal en agua. D: Ornamentación esporal en azul algodón. E: Paráfisis. F: Pelos. G: Excípulo medular. H: Excípulo ectal. Barra = 20 μm .



nus sylvestris y *Salix* sp. en terreno ácido, 29-VII-2017, leg. GCMV, RM-2394-2. Ezcaray, estación de esquí de Valdezcaray, 42° 15' 22" N – 2° 58' 12" W, 1570 m, sobre el suelo, en la orilla de un riachuelo bajo *Fagus sylvatica*, 26-VIII-2017, leg. GCMV, RM-2394.

Descripción

Apotecios de hasta 2 mm de diámetro, sésiles, de desarrollo gregario, pulvinados, discoidales. Himenio de color amarillento o anaranjado claro, ligeramente granuloso, rodeado por un margen poco diferenciado y ligeramente dentado. Superficie externa lisa, del mismo color que el himenio o algo más clara.

Esporas de 19,5-23,4 μm (sin incluir la ornamentación), Q = 1, n = 51, esféricas, hialinas, con el interior repleto de pequeñas gúttulas que a veces se unen para formar una mucho más grande que queda rodeada de otras pequeñas; inicialmente son lisas pero en seguida van desarrollando unas espinas cónicas de hasta 10(13) μm de altura y 4,5 μm de base, aunque la mayoría de ellas alcanzan 4,5-6 μm de altura y 3-4 μm de anchura en la base. Ascas de 310-380 \times 32-38 μm , cilíndricas, algo arqueadas, pleurorricas, operculadas, no amiloides, con 8 esporas uniseriadas. Paráfisis engrosándose hacia el ápice, de 7-11 μm de grosor en su parte más ancha, cilíndricas, rectas, algunas bifurcadas en el tercio inferior, septadas y con contenido granuloso interno de color amarillo anaranjado que se vuelve de color verde oscuro en presencia de IKI. Pelos escasos encontrados en el excípulo ectal pero muy abundantes en el margen de los apotecios, formados por cadenas de 2-4 células que son más globosas en la base y más cilíndricas o claviformes hacia el tramo apical, de 120-180 μm la medida total de las células que los forman y de 40-100 \times (12)15-20 μm la medida del tramo apical. Excípulo ectal de textura globulosa-angularis, formado por células globosas, de 18-45 μm de diámetro. Excípulo medular de textura intricata, formado por células cilíndricas, septadas, de 5-10 μm de grosor.

Comentarios

BENKERT & SCHUMACHER (1985) recombinan *Lamprospora crechqueraultii* var. *macracantha*

a *Ramsbottomia macracantha*, aportando datos del material estudiado procedente de Alemania, Finlandia y Noruega, y comentan que se diferencia de *R. crechqueraultii* y de *R. asperior*, por desarrollar apotecios más pequeños, esporas más grandes y espinas más largas y anchas.

RUBIO & al. (2002), comentan que aunque inicialmente fue descrita por BOUDIER (1907) como *Lamprospora crechqueraultii* var. *macracantha*, esta incorrección ortográfica fue rectificadas por él mismo en la página de erratas de su misma obra, quedando definitivamente como *macracantha* y siendo elevada posteriormente al rango de especie por SEAVER (1928).

VAN VOOREN & MOURGUES (2009) ponen una clave de determinación con las diferencias entre 4 especies de *Ramsbottomia* y para *R. macracantha*, anotan que tiene esporas mayoritariamente esféricas, de 19-23 μm de diámetro y con espinas de 5-10 μm de altura, características y medidas muy similares a las de nuestras recolectas. TANCHAUD (2011) publica unas bonitas fotografías de 2 recolectas francesas en terreno arenoso y da unas medidas esporales de 18-25 μm , mientras que MEDARDI (2006) indica unas medidas de 21-22 μm , ambas también coherentes con las de nuestras recolectas.

7. – *Unguiculariopsis ravenelii* subsp. *hamata* (Chenant.) W.Y. Zhuang, *Mycotaxon* 32(1): 53 (1988). (Figs. 13-14).

= *Pithyella hamata* Chenant., *Bull. Soc. Mycol. France* 34: 39 (1918). [basónimo].

Etimología

Unguiculariopsis significa "aspecto o parecido a una pequeña uña", *ravenelii* "dedicada a Ravenel" y *hamata* "con ganchos".

Material estudiado: LA RIOJA: Torrecilla en Cameros, 42° 14' 23" N – 2° 38' 7" W, 760 m, entre apotecios de *Rhytidhysterium hysterinum* (Dufour) Samuels & E. Müll. sobre ramas muertas de *Buxus sempervirens* L., 10-II-2018, leg. GCMV, RM-1330. Ibídem, 42° 14' 22" N – 2° 38' 7" W, 760 m, también junto con apotecios de *Rhytidhysterium hysterinum* y sobre ramas de *Buxus sempervirens*, 26-I-2019, leg. GCMV, RM-2542.

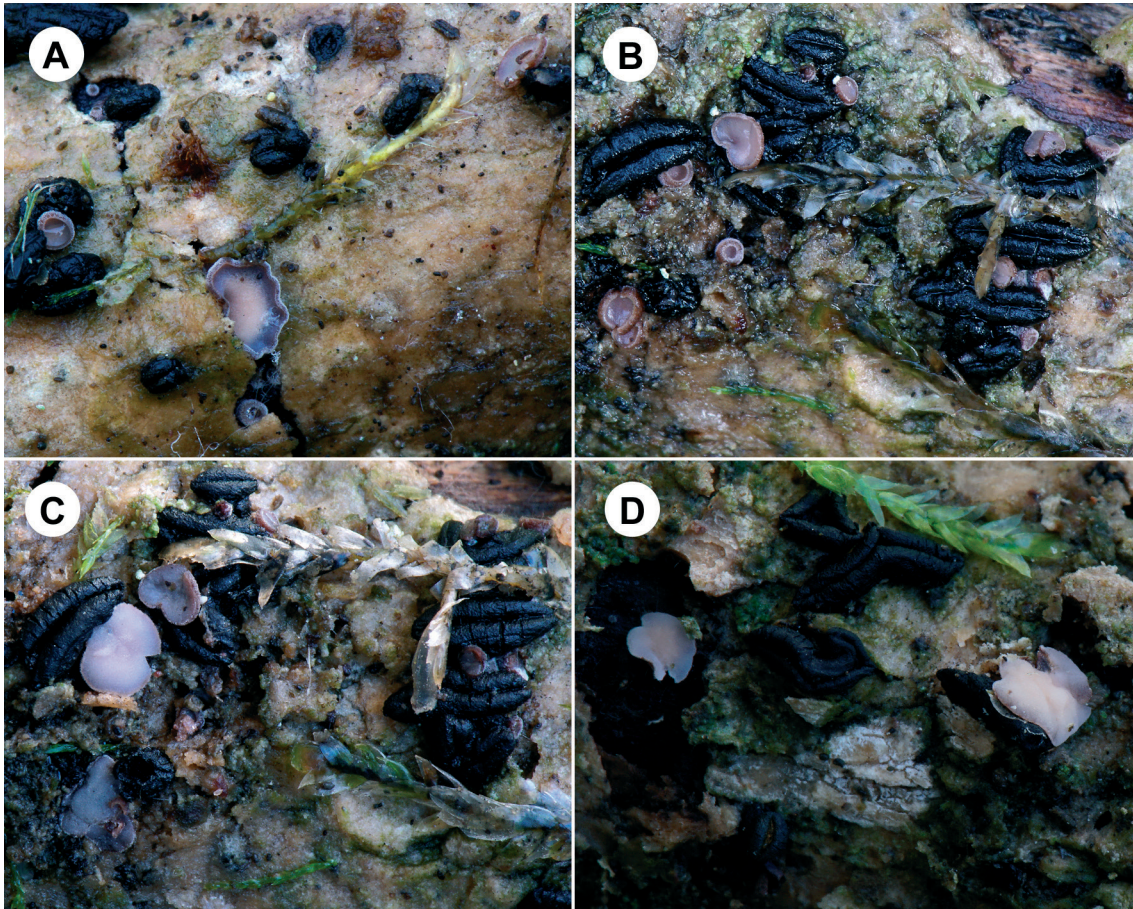


Fig. 13. *Unguiculariopsis ravenelii* subsp. *hamata*. A-D: Aspecto macroscópico de los apotecios (RM-2542).

Descripción

Apotecios de hasta 1,5 mm de diámetro, primero urceolados o cupuliformes, luego disciformes, aplanados en la vejez, subestipitados, de contorno casi siempre regular circular aunque a veces muy irregular y ondulado, con el margen enrollado. Himenio liso, de color rosado a violáceo con tonos grisáceos que contrasta con la superficie exterior que es furfurácea por la presencia de pelos y de color marrón rojiza.

Esporas de 4,2-5,5 μm , $Q = 1$, $n = 69$, esféricas, lisas, hialinas, generalmente con varias gúttulas de tamaño mediano en su interior, aunque a veces las hemos visto con solo 1-2 gúttulas más grandes, tanto dentro de las ascas como en esporada libre. Ascas de 60-90 \times 6,5-8 μm , $n = 17$, cilíndricas atenuadas hacia la base, inoperculadas, no amiloides, provistas de uncínulos basales, con 8 esporas uniseriadas. Paráfisis de 2,2-3,2 μm de grosor, filiformes,

cilíndricas, rectas, septadas, apenas engrosadas en el ápice, hialinas, rodeadas de una gran masa de cuerpos refractivos que se tornan de color azul turquesa en presencia de azul de cresilo acuoso. Excípulo medular de textura intricata, formado por hifas cilíndricas de 2,5-5 μm de grosor, de color marrón claro, septadas, rodeadas de bastantes cuerpos refractantes similares a los observados en el himenio. Excípulo ectal de textura globulosa-angularis, formado por células poliédricas, casi esféricas, de 5-20 μm de diámetro, con pared gruesa (1-2 μm de espesor), de color marrón rojizo oscuro. Pelos de 30-40 μm de longitud total, con pared gruesa (0,5-1 μm de espesor), abundantes, que surgen a partir de las células más superficiales del excípulo ectal, con forma de gancho, constituidos generalmente por 2-3 elementos con una base ancha y marrón rojiza, estrechándose y aclarándose hasta un ápice fino, muy curvado y prácticamente hialino.

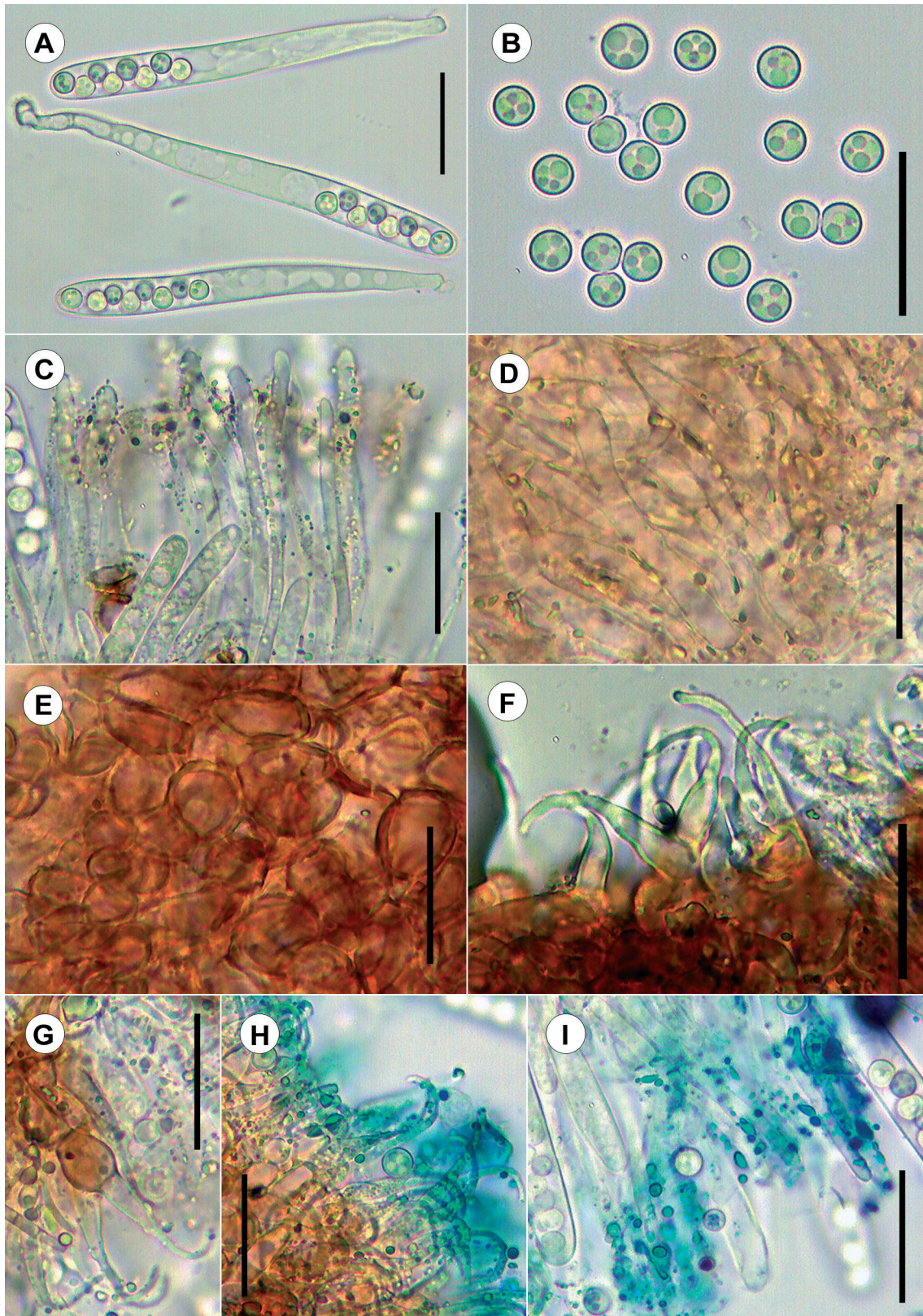


Fig. 14. *Ungiculariopsis ravenelii* subsp. *hamata*. A-E, G-I: (RM-2542). F: (RM-1330). A: Ascas. B: Esporas. C: Paráfisis entre cuerpos refractivos. D: Excipulo medular y cuerpos refractantes. E: Excipulo ectal. F-G: Pelos. H: Reacción de los cuerpos refractantes en azul de cresilo acuoso. I: Reacción de los cuerpos refractantes del himenio en azul de cresilo acuoso. Barra = 20 μ m.



Comentarios

Para la determinación de esta especie hemos tomado como referencia el trabajo de ZHUANG (1988), que realiza una monografía del género *Unguiculariopsis* Rehm, incluyendo 4 especies nuevas, una nueva subespecie y 8 nuevas combinaciones y, también la magnífica descripción que realiza HAIRAUD (2014) aportando datos de una recolecta francesa sobre apotecios vivos o muertos de *Rhytidhysterium hysterinum* en ramas de *Buxus sempervirens*. ZHUANG (1988) explica que las especies de *Unguiculariopsis* siempre concurren en otros hongos, o están asociados con ellos, incluyendo varios ascomicetos, deuteromicetos y líquenes ascomicetos y, añade, que los apotecios serían pequeños, acopados a discoidales, de color marrón, violáceo, amarillento o rosado en el himenio y de color blanco sucio a marrón grisáceo en el receptáculo, con la superficie exterior furfurácea debido a la presencia de pelos cortos y curvados característicos.

ZHUANG (1988) comenta que *Unguiculariopsis ilicincola* (Berk. & Broome) Rehm, es una especie muy parecida y que puede separarse porque desarrolla apotecios más pequeños, pelos más largos, ascas más estrechas (menos de 5 μm de anchura), células excipulares mayores y esporas subesféricas más grandes, y la misma observación es indicada por HAIRAUD (2014) de unas recolectas encontradas sobre tallos muertos de *Yucca* L. en las dunas de la costa atlántica.

HAIRAUD (2014), aclara que *Unguiculariopsis ravenelii* subsp. *ravenelii* (Berk. & M.A. Curtis) W.Y. Zhuang & Korf crece en asociación con *Rhytidhysterium rufulum* (Spreng.) Speg., una especie no europea, que se encuentra en Estados Unidos y en América del Sur, mientras que la subespecie *hamata* se asocia sistemáticamente con *R. hysterinum*. TANCHAUD (2017), también comenta esta misma diferencia con la especie que nosotros hemos trabajado y añade que aparece sobre acacias en los bosques tropicales de Costa Rica. ZHUANG (1988) añade, que los pelos de la subsp. *ravenelii* reaccionan a color púrpura claro en presencia de Melzer con un tratamiento previo de KOH al 10%, mientras que en la subsp. *hamata*, esta misma reacción sería nula o muy ligera, dato que nosotros no hemos comprobado.

Las citas de *Unguiculariopsis ravenelii* subsp. *hamata* que hemos consultado de diferentes trabajos, están relacionadas o asociadas con el hongo *Rhytidhysterium hysterinum*, salvo en la cita de RUBIO (s. d.b) que señala que la encontró colonizando viejos estromas de "*Gibberella baccata* f.sp. *moricola* Boerema & Verh.", en ramas de *Morus nigra* L. aún sujetas al árbol. Nosotros pensamos que en La Rioja es una especie bastante rara, no solo por su especificidad, sino también porque creemos que necesita de cierta humedad para poder desarrollarse y, precisamente en nuestro entorno, el boj está ocupando zonas de ambiente mediterráneo carente de la necesaria precipitación. Sí que hemos encontrado ejemplares de *Rhytidhysterium hysterinum* sobre ramitas de *B. sempervirens* en diferentes zonas de La Rioja (MARTÍNEZ-GIL & MARTÍNEZ, 2017), pero la especie que tratamos aquí solo la hemos localizado en un único lugar.

AGRADECIMIENTOS

A Agustín Caballero Moreno (q.e.p.d.), excelente amigo y gran micólogo riojano, autor y colaborador de muchos trabajos enfocados al conocimiento y divulgación de la flora micológica de la Comunidad de La Rioja, vicepresidente y socio fundador de la Sociedad Cultural Micológica Verpa y que desgraciadamente falleció el día 8 de septiembre de 2016. A Hans-Otto Baral, Martin Bemmman, René Dougoud, Guy Garcia, Michel Hairaud, Gibert Moyné, Peter Püwert, Raúl Tena, Marcel Vega, Nicolas Van Vooren, Chris Yeates y otros participantes en el Foro AscoFrance por sus ayudas puntuales para la determinación de algunas colecciones. A David Amo, Luis Ballester, Francisco Cervero, Antonio Ezquerro, Félix Ezquerro, Félix Jiménez, Miguel Ángel López, Antton Meléndez, Jorge Melón, Manuel Troya y otros socios del Grupo Cultural Micológico Verpa por su ayuda en la localización y determinación de algunas especies. A Carlos M. Pérez del Amo, nuestro compañero de todos los sábados del año en busca de nuevas especies riojanas, y que nos ha ayudado en la realización y corrección de los textos. A Luis Alberto Parra por su ayuda nomenclatural. A nuestras mujeres, Nagore Bartolomé y M^a Teresa Gil, por su paciencia ante el tiempo dedicado para este tipo de trabajos.



REFERENCIAS

- BAIANO, G. & D. GAROFOLI (2000). Un discomicete raccolto in Piemonte (Italia): *Peziza polaripapulata* (Moravec) Hansen 1998. *Mycol. Monten.* 3(1): 57-62.
- BAIANO, G., D. GAROFOLI & M. FILIPPA (2000). Ascomiceti interessanti del Nord Italia. *Fungi non delineati* 12: 8-12.
- BARAL, H.O. (1987). Lugol's solution/IKI versus Melzer's reagent: hemiamyloidity, a universal feature of the ascus wall. *Mycotaxon* 29: 399-450.
- BENKERT, D. & T. SCHUMACHER (1985). Emendierung der Gattung *Ramsbottomia* (Pezizales). *Agarica* 6: 28-46.
- BERETTA, F. (2010) ["2009"]. Une espèce peu commune du genre *Peziza*, *P. badioides*, récoltée dans le canton du Tessin (Suisse). *Mycol. Monten.* 12: 69-76.
- BOUDIER, E. (1905-1910). *Icon, mycol.* Ed. Paul Klincksieck. Paris.
- BOUDIER, E. (1907). *Hist. Classific. Discomyc. Europe.* Ed. Paul Klincksieck. Paris.
- BOUDIER, E. & C. TORREND (1911). Discomycètes nouveaux de Portugal. *Bull. Trimestriel Soc. Mycol. France* 27(2):127-136.
- BUCKLEY, W.D. (1923). New British Discomycetes. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 9(1-2): 44.
- DONADINI, J.C. (1981). *Le genre Peziza dans le Sud-Est de la France, avec clé du genre pour la France.* Université de Provence. Marseille.
- DONADINI, J.C. (1985). *Peziza coquandi*. Espèce nouvelle des Alpes. *Bull. Trimestriel Féd. Mycol. Dauphiné-Savoie* 97: 9-12.
- DOUGOUD, R. (2002). Contribution à la connaissance de quelques Discomycètes operculés rares ou méconnus. *Fungi non delineati* 18: 21-24.
- HÄFFNER, J. (1995). Pseudoapiculate und apiculate Becherlinge - Emendation. (Rezente Ascomycetenfunde XVI). *Rheinl.-Pfälz. Pilzj.* 5(1): 4-31.
- HAIRAUD, M. (2014). Contribution à la connaissance de *Unguiculariopsis ravenelii* subsp. *hamata* (Chenant.) W.Y. Zhuang. *Ascomycete.org* 6(5): 109-112.
- HANSEN, K., S.K. SANDAL & H. DISSING (1998). New and rare species of Pezizales from calcareous woodlands in Denmark. *Nordic J. Bot.* 18: 611-626.
- HANSEN, K., T. LÆSSØE & D.H. PFISTER (2001). Phylogenetics of the Pezizaceae, with an emphasis on *Peziza*. *Mycologia* 93(5): 958-990.
- HOHMEYER, H. (1986). Ein Schlüssel zu den europäischen Arten der Gattung *Peziza* L. *Z. Mykol.* 52(1): 161-188.
- KULLMAN, B. & J. BRUMMELEN (1992). Studies on the character variability in the *Ramsbottomia crec'hqueraultii* complex (Pezizales). *Perisoonia* 15(1): 93-99.
- MARTÍNEZ, F., R. MARTÍNEZ, A. MELÉNDEZ & C.M. PÉREZ-DEL-AMO (2013). *Lambertella palmeri*, un ascomiceto muy poco citado, encontrado en La Rioja. *Bol. Micol. FAMCAL* 8: 11-16.
- MARTÍNEZ-GIL, R. & A. CABALLERO (2015). Ascomicetos raros o interesantes de La Rioja, España (I). *Bol. Micol. FAMCAL* 10: 73-88.
- MARTÍNEZ-GIL, R. & A. CABALLERO (2016). Ascomicetos raros o interesantes de La Rioja, España (II). *Bol. Micol. FAMCAL* 11: 79-100.
- MARTÍNEZ-GIL, R. & F. MARTÍNEZ (2017). Ascomicetos raros o interesantes de La Rioja, España (III). *Bol. Micol. FAMCAL* 12: 67-89.
- MARTÍNEZ-GIL, R. & F. MARTÍNEZ (2018). Ascomicetos raros o interesantes de La Rioja, España (IV). *Bol. Micol. FAMCAL* 13: 11-40.
- MEDARDI, G. (2006). *Ascomiceti d'Italia*. A.M.B. Trento.
- MERINO, D. (2013). *Pseudopithyella minuscula*. *Micobotánica-Jaén*. <http://www.micobotanicajaen.com/Revista/Articulos/DMerinoA/SetasDunas002/PseudopithyellaMinuscula.pdf> [consultada el 14 de abril de 2019].
- MORAVEC, J. (1969). Some Operculate Discomycetes from the Vysoké Tatry Mts. (High Tatra). Belanské Tatry Mts. and Spišská Magura Mts. in Slovakia. *Ceská Mykol.* 23(1): 24-34.
- ORTEGA, A. & R. GALÁN (1984). Estudio sobre Pezizales españoles. Nota I. *Int. J. Mycol. Lichenol.* 1(3): 335-343.
- PÉAN, R. (2005). *Peziza labessiana* (Boud.) Sacc. & Traverso, une pézize rare. *Bull. Mens. Soc. Linn. Lyon* 74(8): 111-112.
- PERIĆ, B. (2003). Deux discomycètes nouveaux pour le Monténégro: *Pithya cupressi* Batsch



- 1783 et *Pseudopithyella minuscula* (Boud. & Torrend) Seaver 1928. *Mycol. Monten.* 6: 13-29.
- PFISTER, D.H. & G.G. EYJÓLFSDÓTTIR (2007). New records of cup-fungi from Iceland with comments on some previously reported species. *Nordic J. Bot.* 25: 104-112.
- R.A.E. (s. d.). *Diccionario de la Lengua Española*. <http://lema.rae.es/drae/?val> [consultada durante abril y mayo de 2018].
- RUBIO, E. (s. d.a). *Ramsbottomia lamprosporoidea*. *Asturnatura*. <https://www.asturnatura.com/especie/ramsbottomia-lamprosporoidea.html> [consultada el 17 de abril de 2019].
- RUBIO, E. (s. d.b). *Unguiculariopsis ravenelii* subsp. *hamata*. *Asturnatura*. <https://www.asturnatura.com/fotografia/setas-hongos/unguiculariopsis-ravenelii-subsp-hamata-chenant-w-y-zhuang-3/15846.html> [consultada el 17 de abril de 2019].
- RUBIO, E., A. SUÁREZ & M.A. MIRANDA (2002). Estudios preliminares sobre los géneros *Lamprospora* De Notaris y *Ramsbottomia* W.D. Buckley (Ascomycetes, Pezizales) en Asturias. *Bol. Soc. Micol. Madrid*. 26: 61-82.
- SEAVER, F.J. (1928). *N. Amer. Cup-Fungi (Operculates)*. Ed. El Autor. New York. 284 pp.
- TANCHAUD, P. (2011). *Ramsbottomia macracantha*. *Mycocharentes*. <http://www.mycharentes.fr/pdf1/2%2055%202%20.pdf> [consultada el 2 de abril de 2019].
- TANCHAUD, P. (2017). *Unguiculariopsis ravenelii* subsp. *hamata*. *Mycocharentes*. <https://www.mycharentes.fr/pdf1/2141.pdf> [consultada el 13 de abril de 2019].
- VAN VOOREN, N. (2012). Contribution à l'inventaire des Pézizales (Fungi, Ascomycota) du Lyonnais. 2^e partie: taxinomie. *Bull. Mens. Soc. Linn. Lyon* 81(9-10): 221-264.
- VAN VOOREN, N. (2013). Note sur une pézize rare, *Peziza badioides* (Pezizales), retrouvée en Savoie. *Bull. Trimestriel Féd. Mycol. Dauphiné-Savoie* 208: 57-61.
- VAN VOOREN, N. (2014). Contribution à la connaissance des Pézizales (Ascomycota) de Rhône-Alpes – 2^e partie. *Cah. Fédér. Mycol. Bot. Dauphiné-Savoie* 4: 1-172.
- VAN VOOREN, N. & Y. MOURGUES (2009). A propos du genre *Ramsbottomia* W.D. Buckley (Ascomycota, Pezizales). *Bull. Semestr. Féd. Assoc. Mycol. Médit.* 36: 27-38.
- ZHUANG, W.-Y. (1988). A monograph of the Genus *Unguiculariopsis* (Leotiaceae, Encoelioidae). *Mycotaxon* 32(1): 1-83.



Tres especies poco conocidas de los géneros *Coprinopsis* y *Coprinellus*: primeras localizaciones en la Península Ibérica

RUIZ, A.¹ & G. MUÑOZ²

¹ C/ Valle Baztan 34. 31550 Ribaforada, Navarra, España. E-mail: coprinoides@gmail.com

² Avda. Valvanera 32, 5.º dcha. 26500 Calahorra, La Rioja, España (Grupo Cultural Micológico Verpa). E-mail: guillermomunoz1981@gmail.com

Resumen: RUIZ, A. & G. MUÑOZ (2019). Tres especies poco conocidas de los géneros *Coprinopsis* y *Coprinellus*: primeras localizaciones en la Península Ibérica. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 71-81. Se describen e iconografían macro y microscópicamente tres taxones de los géneros *Coprinopsis* P. Karst. y *Coprinellus* P. Karst. recolectados por primera vez en la Península Ibérica: *Coprinopsis goudensis* (Uljé) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, *Coprinopsis nemoralis* (Bender ex Uljé & Noordeloos) La Chiusa & Boffelli y *Coprinellus sabulicola* L. Nagy, Házi, Papp & Vágvölgyi. Se aporta también información sobre corología, nomenclatura, características morfológicas y taxones similares. **Palabras clave:** *Coprinopsis*, *Coprinellus*, taxonomía, corología, nomenclatura, Península Ibérica.

Summary: RUIZ, A. & G. MUÑOZ (2019). Three species of the genus *Coprinopsis* and *Coprinellus*: first localizations in the Iberian Peninsula. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 71-81. Three taxa of the genus *Coprinopsis* P. Karst and *Coprinellus* P. Karst. collected in the Iberian Peninsula are macro and microscopically described and iconographed, all of them being new references: *Coprinopsis goudensis* (Uljé) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, *C. nemoralis* (Bender ex Uljé & Noordeloos) La Chiusa & Boffelli and *Coprinellus sabulicola* L. Nagy, Házi, Papp & Vágvölgyi. Information about chorology, nomenclature, morphologic characters and similar taxa is also provided.

Key words: *Coprinopsis*, *Coprinellus*, taxonomy, chorology, nomenclature, Iberian Peninsula.

INTRODUCCIÓN

El estudio de los hongos delicuescentes requiere de una dedicación casi exclusiva. El fugaz desarrollo de estas especies, siendo en algunos casos de unas pocas horas de duración, obliga al estudioso a tener que analizar en el laboratorio, y lo más rápidamente posible, los ejemplares recolectados en el medio natural, o bien intentar su cultivo en condiciones controladas. Durante varios años, los autores realizan muestreos continuados con el objetivo de conocer mejor la familia *Psathyrellaceae* (Singer) Vilgalys, Moncalvo & Redhead en el norte de España. Como resultado de estas exploraciones presentamos en este artículo tres especies muy poco citadas en la bibliografía mundial y nuevas para el catálogo micológico ibérico.

MATERIAL Y MÉTODOS

Las colecciones estudiadas han sido fotografiadas macroscópicamente *in situ* con una cámara digital Canon 350d (A. Ruiz) y una cámara digital Nikon D50 (G. Muñoz), usando trípode y luz natu-

ral. Una vez en el laboratorio, a cada recolecta se le ha asignado un número de herbario, que coincide con el número de imagen correspondiente. Las descripciones macroscópicas están basadas en el material fresco, que posteriormente se ha deshidratado para su conservación en herbario. Para la realización de las preparaciones microscópicas se han empleado agua, rojo Congo amoniacal, amoníaco y potasa. Para las observaciones microscópicas y sus correspondientes descripciones se han utilizado un microscopio óptico Motic BA310 (A. Ruiz) y un microscopio óptico Motic BA300 (G. Muñoz), ambos con cámaras microfotográficas Moticam conectadas a un ordenador personal. Posteriormente, las imágenes tomadas han sido tratadas con un programa informático para imágenes (Adobe Photoshop). Las descripciones, tanto macroscópicas como microscópicas, son siempre las observadas por los autores en sus colecciones, siendo en el apartado de comentarios en el que estas descripciones, medidas, etc., son comparadas con la bibliografía. El material ha sido depositado



en los herbarios particulares de los autores, indicados aquí como ARMCO (A. Ruiz) y GM (G. Muñoz). Para la nomenclatura de los autores se ha seguido la propuesta en la web de INDEX FUNGORUM (s. d.) en Authors of Fungal Names.

RESULTADOS

1.- *Coprinopsis goudensis* (Uljé) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, *Taxon* 50: 228 (2001). (Figs. 1 y 2).

≡ *Coprinus goudensis* Uljé in Uljé & Bas, *Periconia* 15: 363 (1993). [basón.]

Material estudiado: LA RIOJA: Autol, Livillos, 42° 15' 37" N - 2° 0' 27" W, 450 m, sobre ramitas caídas y, algunas, semienterradas, en bosque de *Populus nigra*, a escasos metros del río Cidacos, 22-X-2012, leg. G. Muñoz, GM-2562.

Descripción macroscópica:

Píleo de ovoide a cilíndrico en los primeros estadios de desarrollo, de 0,7 a 1 cm de alto, más

tarde cónico, progresivamente acampanado o convexo, plano al final del desarrollo, alcanzando entonces hasta 20 mm de diámetro, a veces con el margen revoluto al finalizar la autólisis; superficie estriada radialmente, de color gris pálido o gris plomizo, con un disco central pardo grisáceo más o menos bien diferenciado, al final gris oscuro. Velo general fácilmente separable del píleo, bastante denso al principio del desarrollo, cubriendo homogéneamente toda la superficie del sombrero, aunque levemente más laxo hacia el margen, disgregándose progresivamente a modo de fibrillas radiales de color blanquecino. Láminas verticales, adherentes y con el margen completamente unido al estípite en las primeras fases de crecimiento, desprendiéndose paulatinamente al abrirse el píleo, al final libres, muy apretadas, ventradas, primero blanquecinas, luego grisáceas, finalmente negruzcas; arista blanquecina. Esporada negruzca. Estípite de 2-3 × 0,1-0,2 cm, hueco, cilíndrico o algo curvado, no bulboso; superficie pruinosa, blanca. Carne muy escasa y frágil, grisácea; olor y sabor no significativos. Autólisis completa.



Fig. 1. *Coprinopsis goudensis*. Basidiomas (GM-2562). Foto: G. Muñoz.

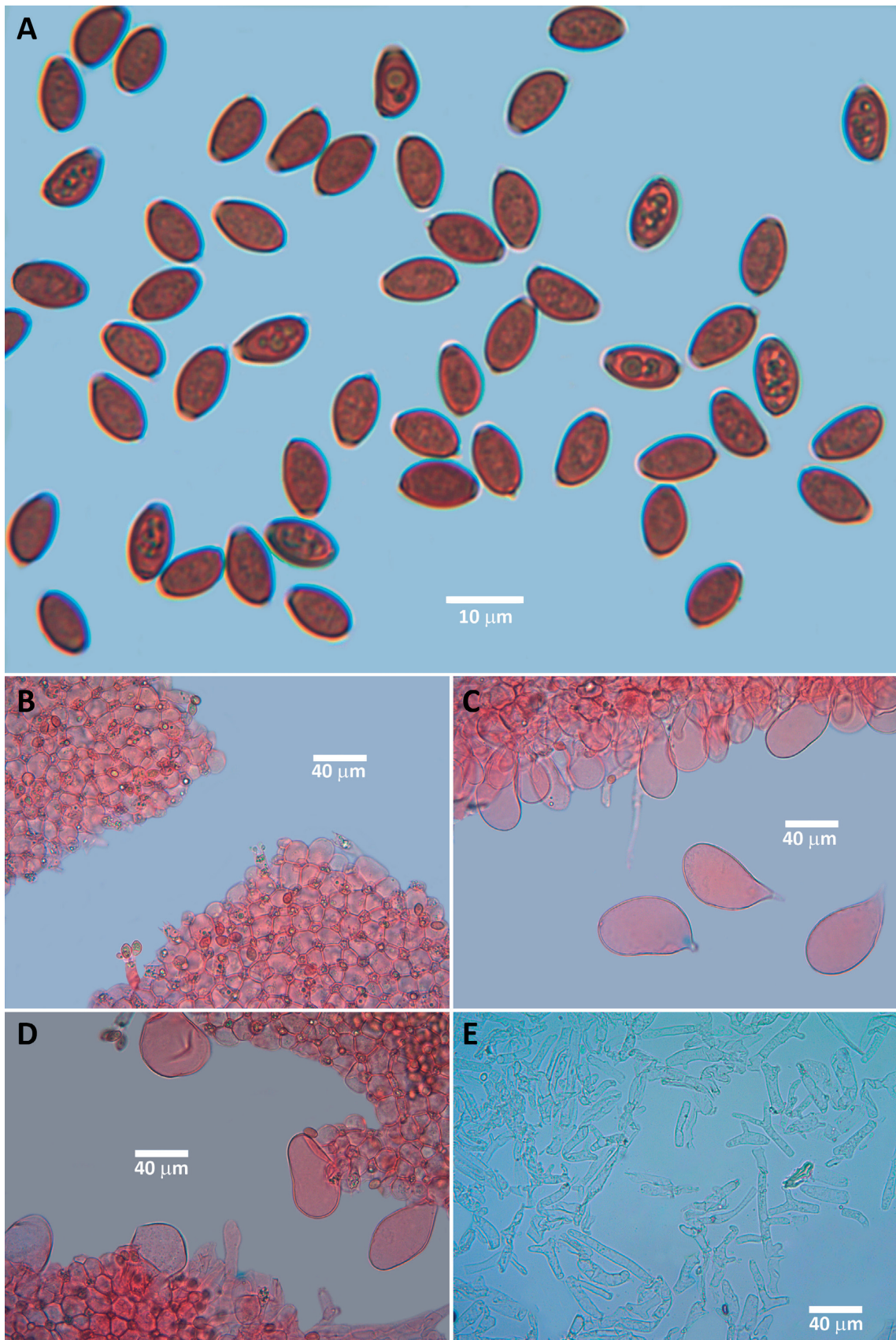


Fig. 2. *Coprinopsis goudensis*. A: Basidiósporas. B: Basidios. C: Arista. D: Pleurocistidios. E: Velo general. Fotos: G. Muñoz.



Descripción microscópica:

Basidiósporas lisas, de color marrón, elipsoides, ovoides o subamigdaliformes, con el ápice aplanado, con poro germinativo central evidente, de $8,4\text{-}9,2\text{-}10 \times 4,8\text{-}5,2\text{-}5,6 \mu\text{m}$, $Q = 1,6\text{-}1,8\text{-}1,9$. Basidios hialinos, claviformes, tetraspóricos, de $20\text{-}30 \times 8\text{-}9 \mu\text{m}$. Arista laminar estéril, ocupada por abundantes queilocistidios globosos, subglobosos, anchamente elipsoides o claviformes, de $40\text{-}85 \times 20\text{-}40 \mu\text{m}$. Pleurocistidios abundantes, similares a los queilocistidios, muchos de ellos colapsados, de $40\text{-}80 \times 22\text{-}32 \mu\text{m}$. Velo general formado por estrechas hifas diverticuladas entrelazadas unas con otras, de paredes delgadas, de $\times 3\text{-}8 \mu\text{m}$ de anchura. Pileipellis y caulipellis no estudiadas. Fíbulas presentes en todas las estructuras.

Comentarios:

Coprinopsis goudensis pertenece a la sección *Coprinopsis*, integrada por especies provistas de velo general formado por hifas ramificadas, diverticuladas o coraloides. Dentro de esta sección, los caracteres principales de *C. goudensis* son las hifas velares hialinas y de pared delgada, los queilocistidios globosos o subglobosos, los basidiomas de pequeño tamaño y el hábitat lignícola.

Se trata de una especie muy poco citada, ya que además de la descripción original (ULJÉ & BAS, 1993), solo encontramos otra cita donde se ofrezcan nuevas descripciones e iconografías (GIERCZYK & al., 2014). Todos los demás trabajos donde aparece descrita, aun pudiéndose haber estudiado colecciones distintas al holotipo, están basados en la descripción e iconografía original de Uljé, con datos repetidos (ULJÉ & NOORDELOOS, 1997; CITÉRIN, 1994; VESTERHOLT, 2008). Debido a esto, observamos bastante homogeneidad en las descripciones consultadas; únicamente en la medida inferior de la longitud esporal encontramos cierta discrepancia con nuestras recolectas, dándose una mínima de $7 \mu\text{m}$ en ULJÉ & BAS (1993) y GIERCZYK & al. (2014), siendo de $8,3 \mu\text{m}$ en nuestra colección. En la forma de los pleurocistidios también hay cierta divergencia, describiéndose como anchamente cilíndricos u oblongos en ULJÉ & BAS (1993) y GIERCZYK & al. (2014), observando nosotros formas claviformes o elipsoides.

Macroscópicamente, dentro del género *Coprinopsis*, puede confundirse con especies lignícolas de otras secciones, pero la presencia de hifas velares diverticuladas la separa de todas ellas; del mismo modo, dentro de la sección *Coprinopsis*, puede parecerse a otras especies lignícolas de pequeño tamaño y con esporas elipsoides, como por ejemplo *C. urticicola* (Berk. & Broome) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, o *C. pseudofriesii* (Pilát & Svrcek) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, pero todas ellas muestran hifas del velo crasitunicadas y queilocistidios cilíndricos, ambos elementos muy diferentes a los de la especie que nos ocupa.

Revisando la bibliografía, observamos que existen citas erróneas de *C. goudensis*, ya que en realidad se trata de ejemplares de *C. strossmayeri* (Schulzer) Redhead, Vilgalys & Moncalvo; por ejemplo, así ocurre en KELES (2019) o en la página web de la Société Mycologique du Nord de la France (s. d.). Este hecho nos resulta sorprendente pues *C. strossmayeri* es una especie muy diferente macroscópicamente, con crecimiento marcadamente fasciculado y dimensiones mucho mayores. Este error lo atribuimos a que ambas especies presentan caracteres microscópicos parecidos (hifas del velo de pared delgada, esporas elipsoides de tamaño similar y queilocistidios globosos, subglobosos o elipsoides) y a que las dos aparecen ligadas a *Populus* sp. Estas similitudes, unidas a la ausencia de iconografía de *C. goudensis* con la que poder comparar, pueden ser la razón por la que varios autores hayan confundido ambas especies y sirve como ejemplo claro de la importancia, en taxonomía, de la obtención de buenas imágenes que acompañen a la descripción. Pensamos que este artículo, al aportar una buena imagen macroscópica de la especie, corrige esta carencia.

Respecto al hábitat, *C. goudensis* se describe sobre ramas muertas de *Acer pseudoplatanus* (ULJÉ & BAS, 1993), *Populus* sp. (ULJÉ & NOORDELOOS, 1997) y *Aesculus hippocastanum* (GIERCZYK & al., 2014); nuestra colección, al igual que la de ULJÉ & NOORDELOOS (1997), se encontraba sobre ramitas caídas de *Populus*. Es un taxón citado en Holanda (ULJÉ & BAS, 1993), Alemania (ULJÉ & NOORDELOOS, 1997), Polonia y Dinamarca (GIERCZYK & al., 2014) y, ahora, en España.



2.- *Coprinopsis nemoralis* (Bender ex Uljé & Noordeloos) La Chiusa & Boffelli, *Index fungorum* 330: 1 (2017). (Figs. 3 y 4).

= *Coprinus nemoralis* Bender ex Uljé & Noordeloos, *Persoonia* 15: 300 (1993). [basón.]

Material estudiado: ZARAGOZA: Zaragoza, Parque José Antonio Labordeta, 41° 37' 50" N - 0° 53' 52" W, 240 m, directamente terrestre, en césped muy húmedo, cerca de varios ejemplares de *Cupressus* sp., 11-XI-2011, leg. G. Muñoz, GM-2340.



Fig. 3. *Coprinopsis nemoralis*. A y B: Basidiomas (GM-2340). Fotos: G. Muñoz.

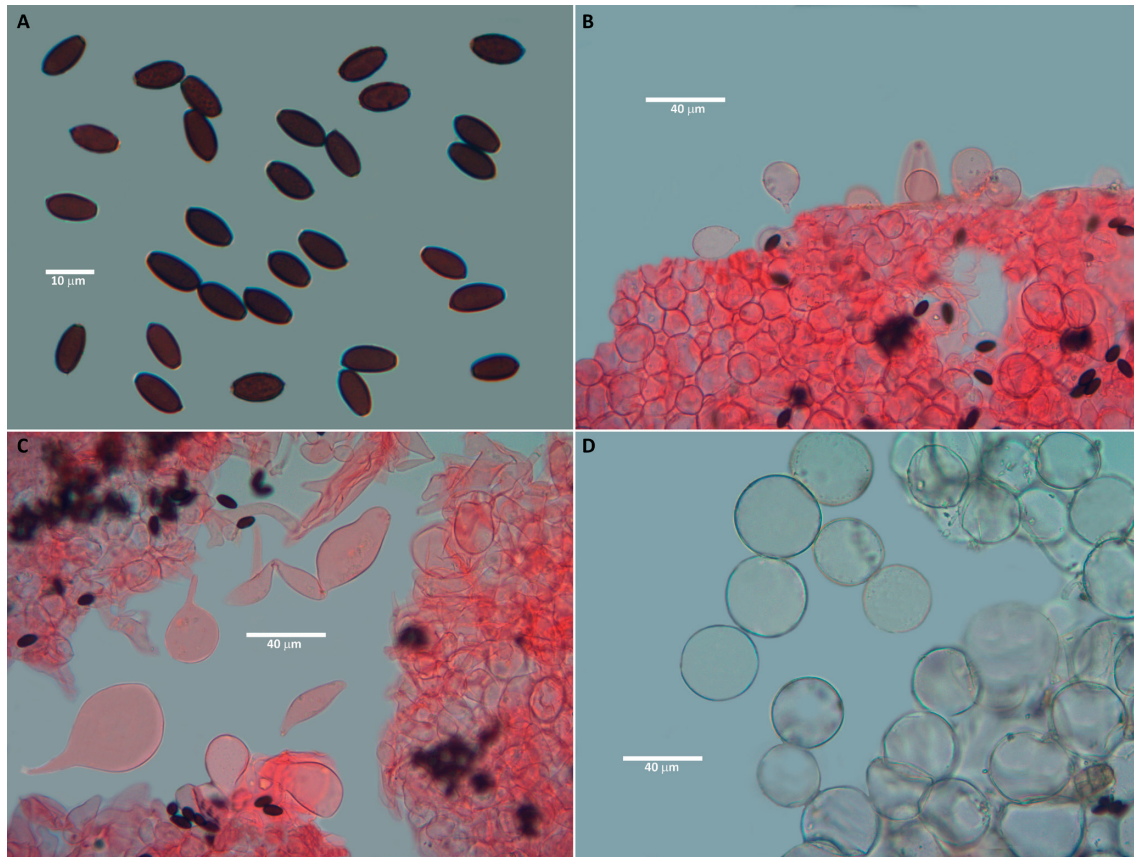


Fig. 4. *Coprinopsis nemoralis*. A. Basidiosporas. B: Arista. C: Pleurocistidios. D: Velo general. Fotos: G. Muñoz.

Descripción macroscópica:

Píleo ovoide o elipsoide en las primeras fases de desarrollo, de 0,5 a 0,7 cm de alto, abriéndose progresivamente hasta hacerse acampanado, finalmente en forma de sombrilla, llegando hasta 1 cm de diámetro; superficie pileica lisa al principio del desarrollo, pero con la edad se vuelve surcada de forma radial a partir de un disco central liso; color blanco en ejemplares jóvenes, más tarde grisáceo o gris plomizo, salvo el disco central, que se mantiene de color blanquecino; velo general patente, formado por gránulos blanquecinos o blanco amarillento bastante lábiles que se disponen densamente en la zona central y de forma más laxa hacia la periferia; margen plisado. Láminas al principio verticales, blancas, pegadas al pie y muy apretadas; más tarde, con la apertura del píleo, se tornan libres, separadas, grisáceas. Esporada ne-gruzca. Estípite de 4-5 × 0,1 cm, fino y estilizado, cilíndrico, muy frágil, no bulboso, blanquecino; superficie decorada con restos granulares blan-

quecinos procedentes del velo general. Carne muy escasa y frágil, de color grisáceo; olor y sabor inapreciables. Autólisis completa.

Descripción microscópica:

Basidiosporas lisas, de color marrón rojizo, elipsoides, con un gran poro germinativo central, de 9,1-10,2-11,2 × 4,5-5,1-5,6 µm; Q = 1,8-2,2,2. Basidios hialinos, claviformes, tetraspóricos, de 20-35 × 8-10 µm. Arista laminar estéril, de difícil observación por el grado de licuefacción, observándose aislados queilocistidios claviformes, globosos, anchamente elipsoides, subutriformes, de 20-30 × 10-20 µm. Pleurocistidios abundantes, globosos, subglobosos, anchamente elipsoides, utriformes, de 27-65 × 11-25 µm. Velo general formado por elementos globosos o subglobosos de hasta 45 µm de diámetro, con pigmento granular de color amarillento, entre los que se observan algunas hifas muy delgadas y diverticuladas. Pileipellis y caulipellis no estudiadas. Fíbulas presentes.



Comentarios:

Coprinopsis nemoralis pertenece a la sección *Niveae*, ya que presenta células velares esféricas y no espinosas. Dentro de esta sección, los caracteres que lo definen son las esporas elipsoides, la presencia de fíbulas y de pleurocistidios y los queilocistidios globosos, elipsoides o subutriformes. Es una especie todavía poco conocida, ya que sólo existen tres citas en todo el mundo. En relación con las descripciones consultadas, encontramos una diferencia significativa en la anchura esporal, estando nuestra colección en 4,5-5,6 μm , mientras que en la bibliografía llegan a 6,5-7,5 μm (ULJÉ & NOORDELOOS, 1993; REID, 1995). Curiosamente, aunque en la diagnosis latina se escribe literalmente "*cheilocystidia nulla*", en la traducción al inglés de la misma (ULJÉ & NOORDELOOS, 1993), no se señala expresamente la ausencia de queilocistidios, y además en los dibujos sí que se reflejan; probablemente Uljé y Noordeloos quisieron respetar las observaciones de Bender, que fue quien recolectó y estudió la especie, siendo ellos al revisar el material, quienes además de publicarla como especie nueva, añadieron el dato de los queilocistidios en los dibujos. También en REID (1995) se describe claramente la presencia de queilocistidios. En nuestra colección también los encontramos aunque su observación resultó complicada porque los ejemplares ya habían comenzado el proceso de autólisis. Por todo ello, debemos describir la especie como provista de queilocistidios.

Nomenclaturalmente, debemos reseñar que si bien en ULJÉ & NOORDELOOS (1993) se atribuye la autoría de la especie a Bender (probablemente en homenaje a él), no ocurre lo mismo con la descripción de la especie, con lo que, según el Código (Art. 46.2 y Art. 46.5), los autores de la misma son Uljé y Noordeloos y no Bender. En ninguna parte del texto se especifica que la diagnosis latina sea de Bender, y en los agradecimientos específicamente se agradece a Bender la cesión de sus colecciones pero no se dice nada de que aportara la diagnosis latina.

En relación al hábitat, señalamos que en un principio se describió como lignícola (ULJÉ & NOORDELOOS, 1993), pero posteriormente se ha encontrado en el suelo de lugares húmedos (REID, 1995), como también ocurre en nuestra recolecta, que se halló entre el césped de un parque urbano.

Las especies de color blanco, terrestres y de pequeño tamaño de la sección *Niveae* son muy similares macroscópicamente y el examen microscópico resulta imprescindible. Las más próximas son *C. pilosotomentosa* (Bender) La Chiusa & Boffelli, que presenta queilocistidios lageniformes de mucho menor tamaño, y *C. cortinata* (J.E. Lange) Gminder con esporas de menor tamaño y sin pleurocistidios.

C. nemoralis está citado en Alemania (ULJÉ & NOORDELOOS, 1993), Inglaterra (REID, 1995) y, ahora, en España.

3.- *Coprinellus sabulicola* L. Nagy, Házi, Papp & Vágvölgyi, *Mycologia* 104(1): 264 (2012). (Figs. 5 y 6).

Material estudiado: NAVARRA: Ribaforada, cuesta del Castellar, 42° 0' 21" N - 1° 31' 23" W, 253 m, creciendo sobre madera degradada de una caja de uso agrícola, 09-XI-2018, *leg.* A. Ruiz, ARMCO-394. Ribaforada, Los Cabezos, 41° 59' 87" N - 1° 33' 81" W, 327 m, en tierra mezclada con excrementos de conejo, 03-XII-2018, *leg.* A. Ruiz, ARMCO-404.

Descripción macroscópica:

Píleo ovoide en las primeras fases de desarrollo, de hasta 4 mm de alto y 2 mm de ancho, abriéndose progresivamente hasta adquirir formas acampanadas, finalmente plano y llegando hasta 15 mm de diámetro, con el margen revoluto al final; superficie lisa y de color pardo al principio, volviéndose estriada y de colores más pálidos al abrirse, manteniendo siempre una zona central más oscura. Velo ausente en todas sus fases. Láminas moderadamente espaciadas, al principio con el margen unido al pie en toda su longitud, despejándose de él progresivamente al abrirse el píleo hasta quedar completamente libres, con el margen entero, ligeramente lanceoladas, inicialmente de color blanco, ennegrecidas paulatinamente por la maduración esporal, licuadas e inexistentes al final de la autólisis. Estípite cilíndrico, de color blanco, bulbosillo, recto o a veces un poco curvado debido al efecto geotrópico, con la superficie finamente pilosa en toda su longitud, manteniéndose corto durante el desarrollo del píleo, de 7-10

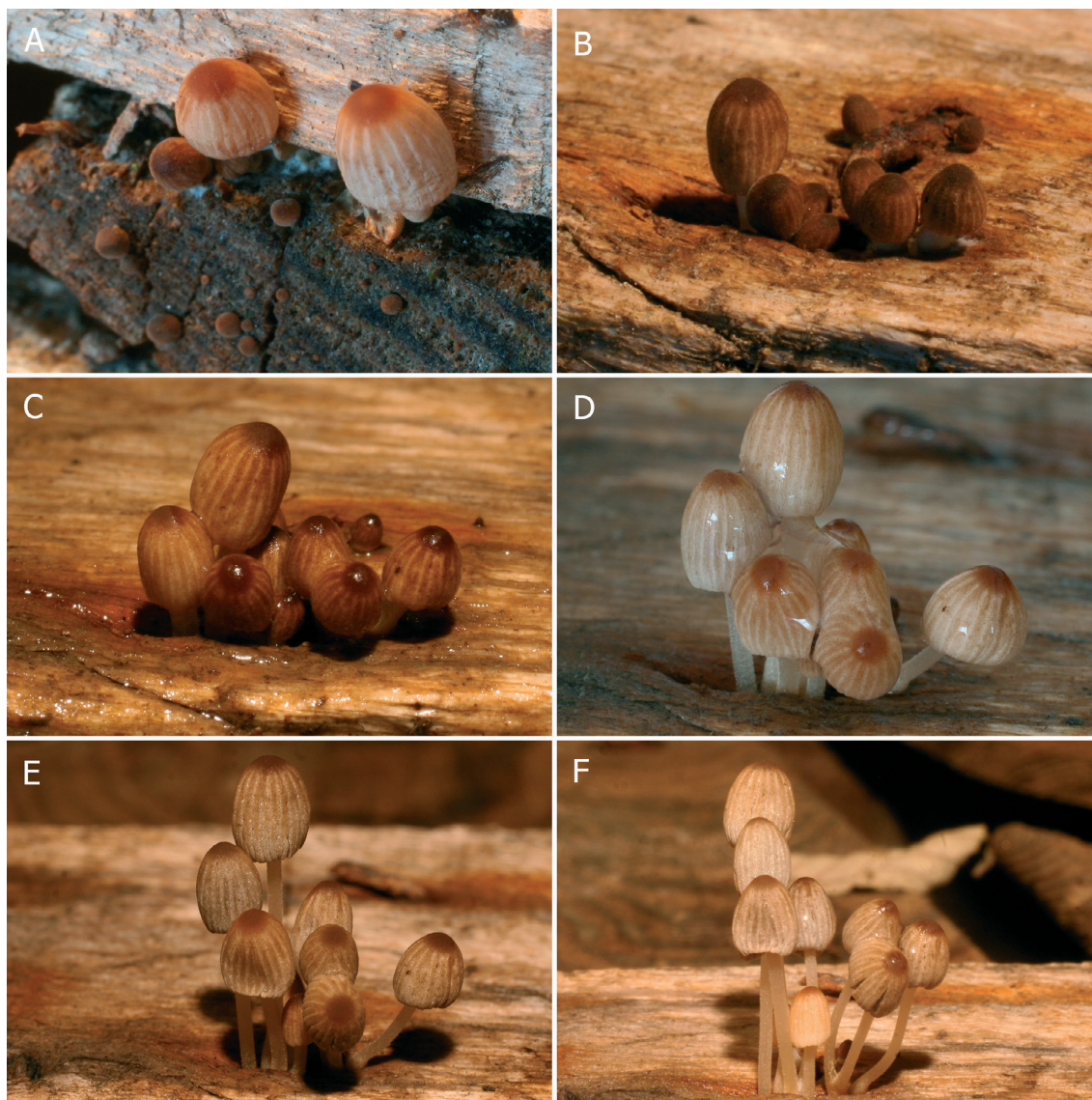


Fig. 5. *Coprinellus sabulicola*. A-F: Basidiomas en diferentes estadios de desarrollo (ARMCO-394). Fotos: A. Ruiz.

× 1 mm, elongándose rápidamente al iniciarse la maduración esporal, alcanzando entonces los 30 mm de longitud. Autólisis completa.

Descripción microscópica:

Esporas oblongas o elipsoides, de color pardo muy oscuro al microscopio, de $16,8-18,3-19,8 \times 10-10,6-11,3 \mu\text{m}$, $Q = 1,68-1,72-1,75$, con polo germinativo completamente excéntrico en vista lateral de hasta $3 \mu\text{m}$ de ancho. Basidios bispóricos, muy anchos, clavados pero de formas ligeramente esferopedunculadas, de hasta $34,7 \times 13,5 \mu\text{m}$, con

esterigmas muy largos. Queilocistidios globosos, abundantes, de hasta $75 \mu\text{m}$ de diámetro. Pleurocistidios no observados. Epicutis en himenoderma, formado por células cilíndricas en disposición vertical. Pileocistidios muy abundantes, largamente lageniformes, con cuello muy estrecho de hasta $75 \mu\text{m}$ de largo, con el ápice capitado de hasta $6 \mu\text{m}$, en ocasiones con pigmento de color pardo en la base y adornados con cristales, con paredes delgadas de tipo leptocistidio. Caulocistidios similares, formando grupos o ramilletes. Esclerocistidios ausentes. Fíbulas presentes.

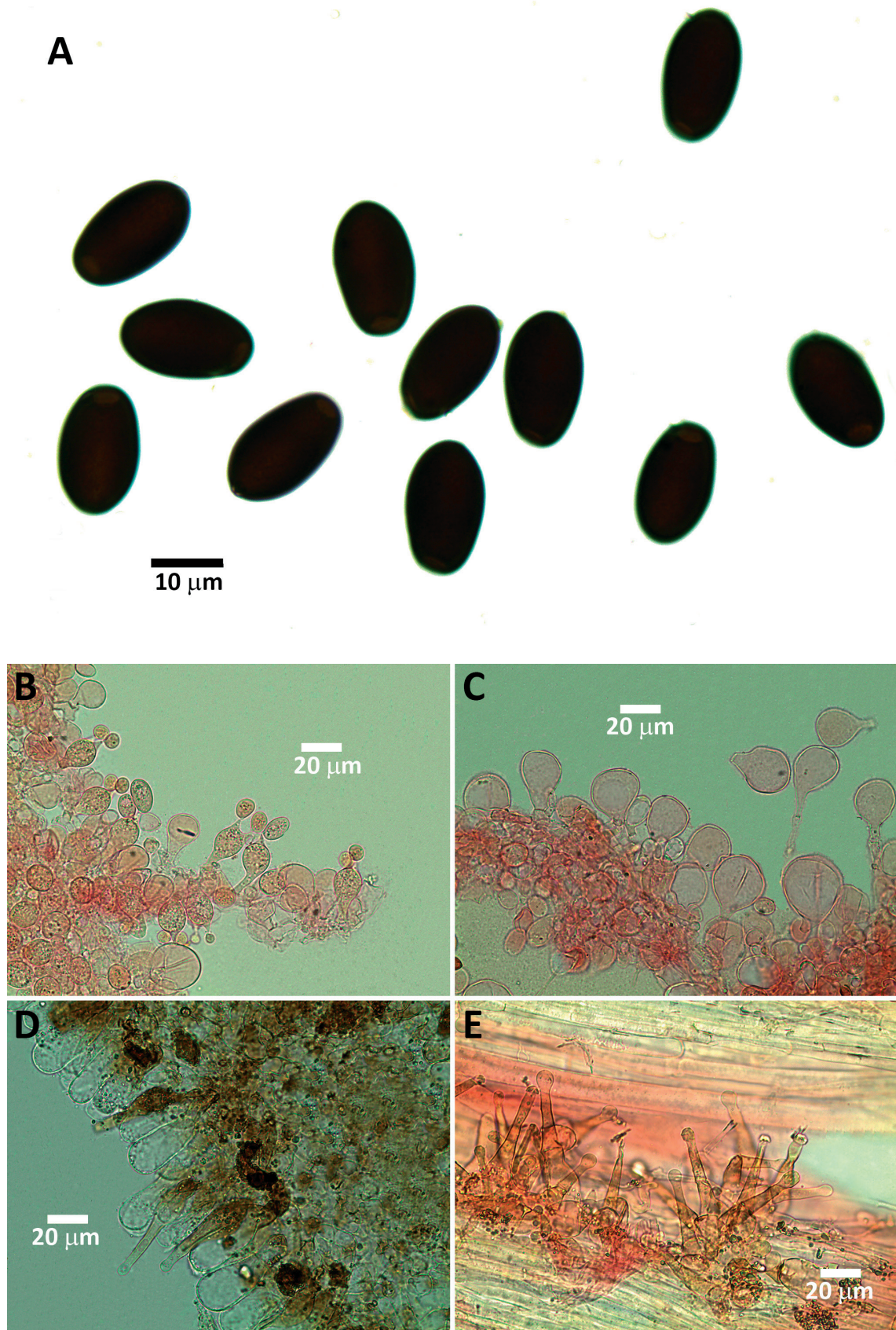


Fig. 6. *Coprinellus sabulicola*. A: Basidiósporas. B: Basidios. C: Arista. D: Pileocistidios con cristales en la base. D: Caulocistidios. Fotos: A. Ruiz.



Comentarios:

Coprinellus sabulicola se integra en la sección *Coprinellus* (por presentar pileocistidios) y sus caracteres más importantes son las esporas de gran tamaño, los pileocistidios capitados y los basidios bispóricos. Se trata de una especie descubierta recientemente, de la que se dispone todavía de muy pocas descripciones que permitan conocer su verdadera variabilidad. En la descripción original (NAGY & *al.*, 2012), se iconografía el holotipo creciendo en estiércol e igualmente ocurre en MELZER & *al.* (2016). Este hecho puede llevar a confusión y hacer pensar al lector que la especie es exclusivamente fimícola, pero una detenida lectura del texto y de todas las colecciones adicionales examinadas en NAGY & *al.* (2012), revela que *C. sabulicola* es ubicuista y puede desarrollarse tanto en madera degradada, como en excrementos o, incluso, directamente en el suelo. Los ejemplares examinados por nosotros crecían en madera degradada en una recolecta y en excrementos en otra.

En las colecciones descritas hasta la fecha se observan algunas diferencias morfológicas. Así, en la diagnosis original (NAGY & *al.*, 2012), se describe la ausencia total de pleurocistidios. Años más tarde, en MELZER & *al.* (2016), se examina una colección de otra procedencia y se señala la presencia de pleurocistidios, aunque se indica que estos son muy escasos y que no aparecen en todas las láminas. Esta diferencia morfológica obliga a los autores a realizar análisis moleculares para comprobar la coespecificidad de ambos materiales, resultando sus secuencias genéticas ITS idénticas. En nuestras muestras, tal y como se describe en la diagnosis original, no hemos detectado la presencia de pleurocistidios. Por lo tanto, atendiendo a todos los datos reunidos hasta la fecha, debemos considerar que *C. sabulicola* puede tener pleurocistidios pero solo de forma ocasional. En NAGY & *al.* (2012) se describe la presencia de dos tipos de pileocistidios, unos capitados y otros mucronados; en nuestra colección solo encontramos pileocistidios capitados y lo mismo ocurre en MELZER & *al.* (2016). En el resto de los caracteres, como por ejemplo la macroscopía, el tamaño y la forma esporal, la morfología de los basidios (incluyendo el número de esterigmas) o la presencia

de cristales en la base de los pileocistidios, hay completa homogeneidad.

Otras especies que también presentan pileocistidios capitados son, por ejemplo, *Coprinellus curtus* (Kalchbr.) Vilgalys, Hopple & Jack. Johnson y *C. plagioporus* (Romagn.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, pero ambas tienen basidios tetraspóricos. Con basidios bispóricos encontramos *C. bisporus* (J.E. Lange) Vilgalys, Hopple & Jack. Johnson y *C. bisporiger* (Buller ex P.D. Orton) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, ambos con esporas de mucho menor tamaño, y *C. singularis* (Uljé) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, *C. amphitallus* (M. Lange & A.H. Smith) Redhead, Vilgalys & Moncalvo y *C. pseudoamphitallus* (Uljé) Doveri & Sarrocco, que tienen queilocistidios lageniformes. La especie morfológicamente más parecida es *C. sassi* (M. Lange & A.H. Smith) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, con esporas de gran tamaño, basidios bispóricos y queilocistidios globosos, pero se diferencia por la forma de los pileocistidios, no capitados.

C. sabulicola está citado hasta la fecha en Hungría (NAGY & *al.*, 2012), Alemania (MELZER & *al.*, 2016) y, ahora, en España.

AGRADECIMIENTOS

A Juan José Pérez-Sevilla, por su colaboración desinteresada en el tratamiento de las imágenes microscópicas y la realización de las composiciones fotográficas.

REFERENCIAS

- CITÉRIN, M. (1994). Clé analytique du genre *Coprinus* Pers. (suite). Révision des sections Farinosi, Lanatuli et Picacei. *Doc. Mycol.* 24: 1-13.
- GIERCZYK, B., A. KUJAWA & A. SZCZEPKOWSKI (2014). New to Poland species of the broadly defined genus *Coprinus* (Basidiomycota, Agaricomycotina). *Acta Mycologica* 49: 159-188.
- KELES, A. (2019). Three new records for turkish mycobiota. *Appl. Ecol. Env. Res.* 17: 983-988.
- MELZER, A., T. RICHTER & W. SCHÖSSLER (2016). Three coprinoid species of family Psathyrellaceae new in Germany. *Zeitschrift für Mykologie* 82: 333-348.
- NAGY, L., J. HÁZI, C. VÁGVÖLOGVY & T. PAPP (2012). Phylogeny and species delimitation in



- the genus *Coprinellus* with special emphasis on the haired species. *Mycologia* 104: 254–275.
- INDEX FUNGORUM (s. d.). www.indexfungorum.org [consultada el 31 de marzo de 2019].
- REID, D.A. (1995). *Coprinus nemoralis* Bender, new to Britain. *Mycologist* 9: 119-120.
- SOCIÉTÉ MYCOLOGIQUE DU NORD DE LA FRANCE (s. d.). <http://www.smnf.fr/> [consultada el 10 de mayo de 2019].
- ULJÉ, C.B. & C. BAS (1993). Some new species of *Coprinus* from the Netherlands. *Persoonia* 15: 357-386.
- ULJÉ, C.B. & M.E. NOORDELOOS (1993). Studies in *Coprinus* III. *Coprinus* section *veliformes*. Subdivision and revision of subsection *Nivei* emend. *Persoonia* 15: 257-301.
- ULJÉ, C.B. & M.E. NOORDELOOS (1997). Studies in *Coprinus* IV. *Coprinus* section *Coprinus*. Subdivision and revision of subsection *Alachuani*. *Persoonia* 16: 265-333.
- VESTERHOLT, J. (2008). *Coprinopsis* P. Karst.: 568-583. In: KNUDSEN, H. & J. VESTERHOLT. *Funga Nordica*. Nordsvamp. Copenhagen.



“Hongos y Myxomycetes”, nuestro mundo fotográfico

Paz, A.¹ & C. Lavoise²

¹ C/ Vall-Ter 791, Caldes de Malavella, apdo. de correos 6, 17455, Girona, España. E-mail: ita-paz@hotmail.com

² C/ Vall-Ter 791, Caldes de Malavella, apdo. de correos 6, 17455, Girona, España. E-mail: c.lavoise@free.fr

Resumen: PAZ, A. & C. LAVOISE (2019). “Hongos y Myxomycetes”, nuestro mundo fotográfico. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 83-108. Los autores exponen el método que utilizan para realizar las diferentes fotos macroscópicas y microscópicas de algunos hongos y *Myxomycetes*, y el posterior tratamiento de las imágenes.

Palabras clave: Fotografía, Macroscopio, Stacking, hongos, Myxomycetes.

Summary: PAZ, A. & C. LAVOISE (2019). “Fungi and Myxomycetes”, our photographic world. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 83-108. The authors present the method they use to perform the different macroscopic and microscopic photos of some fungi and *Myxomycetes*, and the subsequent treatment of the images.

Key words: Photography, Macroscopio, Stacking, fungi, Myxomycetes.

INTRODUCCIÓN

En este artículo solamente pretendemos plasmar las diferentes técnicas de nuestro método fotográfico particular, refinado después de años de experiencia y tesón, partiendo de la base que ninguno de los dos somos fotógrafos profesionales ni expertos en utilizar los diferentes programas informáticos mencionados en el artículo.

Nosotros somos grandes apasionados de los hongos hipogeos y de los *Myxomycetes*, por ello las diferentes planchas fotográficas de ejemplo son representaciones de especies de estos grupos. Iremos describiendo las diferentes fases junto a las técnicas que aplicamos, desde el momento que comenzamos a fotografiar algunos ejemplares localizados (fotografía macroscópica); ampliación fotográfica de los detalles más importantes, gracias a un “Macroscopio” construido por uno de los autores; los diferentes métodos de fotografía que realizamos con un microscopio trinocular y finalizaremos con el tratamiento posterior de las imágenes con un editor de gráficos.

Todas las fases para la obtención de imágenes con nuestra técnica se basan en hacer “Stacking” (realizar varias fotos en diferentes planos y acoplarlas para obtener una sola foto). Si ustedes se preguntan por qué utilizamos dicha técnica, la respuesta es sencilla, esta técnica nos permite

controlar la profundidad de campo (que nosotros delimitaremos) para conseguir una mayor nitidez en el resultado final, además nos permite ampliar la foto para apreciar con mayor resolución todos los detalles. Inicialmente realizábamos este proceso manualmente, pero por mucha precisión que uno tenga en los pasos de desplazamientos a diferentes planos, siempre al acoplar las imágenes nos faltaba algún paso, nos quedaban algunas zonas sin enfocar (los típicos halos desenfocados); por ello, decidimos instalar un motor paso a paso. En ese momento nuestras cámaras fotográficas y objetivos eran Nikon, por lo que buscamos programas que reconocieran nuestro equipo.

Es muy importante conocer la apertura adecuada de nuestros objetivos utilizados tanto para la fotografía macro como la apertura del condensador en los diferentes objetivos de nuestro microscopio. Para ello se realizan unas series fotográficas con cada objetivo, variando solamente la apertura sin variar la luz y controlando el tiempo de exposición, por ejemplo para nuestro objetivo Nikon 60 mm, la apertura adecuada oscila entre f6-f11, siendo f8 la más adecuada, si solo realizáramos una foto a esta apertura obtendríamos muy poca profundidad de campo, pero si realizamos una serie de fotos a diferentes planos y las acoplamos sobreexponiendo solamente las partes enfocadas, obtendremos una



imagen final con todo enfocado, sin perder la apertura adecuada del objetivo para obtener el mayor resultado de nitidez.

Actualmente preferimos realizar las fotografías macroscópicas en nuestro laboratorio, por varios motivos:

- Comodidad: Al alcanzar una cierta edad, cada vez nos resulta más difícil cargar con la mochila repleta de todo el equipo fotográfico y preparar los típicos «belenes fotográficos» en el campo.

- La luz: Difícil de controlar en el bosque, varía constantemente por el paso de nubes o por el viento al mover las ramas de los árboles, etc.; por ello, nos resulta más complejo ajustar bien el balance de blancos para respetar el color natural de nuestros hongos.

- Plasmar los detalles: En el laboratorio tras verlo a la lupa y realizar una primera pre-determinación, sabemos los detalles importantes que necesitamos captar de los hongos a fotografiar y podemos realizar esta foto con el «Macroscopio».

- La dificultad de realizar el "Stacking" en el exterior.

Aunque si es cierto que hay algunos géneros a los que necesitamos realizar lo más rápido posible una primera imagen, generalmente porque se oxidan los ejemplares a la manipulación o porque se recolectan en hábitat muy específicos. Una vez realizada esta primera imagen intentamos conservar los ejemplares en cajas individuales recubiertos por el sustrato de donde han sido recolectados, con el fin de protegerlos y no manipularlos para que la oxidación sea mínima.

MATERIAL Y PROGRAMAS UTILIZADOS

Material:

- Dos cámaras Nikon D7100 y una Nikon D5100: https://www.nikon.es/es_ES/product/discontinued/digital-cameras/2018/d7100

- Un objetivo macro Nikon 60 mm.

- Una lente de aumento "Reynox Macro Explorer Lens Set CM-2000" (ocasionalmente utilizada, dependiendo del tamaño de los ejemplares a fotografiar).

- Un trípode fijado a la mesa del laboratorio.

- Un carril deslizante para cámara fotográfica. Un ejemplo de búsqueda:

https://www.ebay.es/sch/i.html?_odkw=CNC+Linear+Rail+Guide+Slide+Stage+Actuator+Ball+Screw+Motion+Table&LH_PrefLoc=2&_osacat=0&_from=R40&_trksid=m570.11313&_nkw=CNC+Linear+Rail+Guide+Slide+Stage+Actuator+Ball+Screw+Motion+Table&_sacat=0

- Tres motores paso a paso "Trinamic": <https://www.trinamic.com/products/drives/>. Como ejemplo la web de "Farnell" propone el motor "Trinamic" PD1-110-42-232: <http://fr.farnell.com/trinamic/pd1-110-42-232/moteur-pas-a-pas-pan-driv-42mm/dp/1010708/>.

- Dos lámparas flexo de mesa, con bombillas de estudio fotográfico para iluminación de luz diurna 125 W 5500 K 110 V-220 V, ejemplo de búsqueda en Aliexpress: <https://es.aliexpress.com/category/204003282/photographic-lighting.html?l-type=wholesale&catName=photographic-lighting&CatId=204003282&trafficChannel=main&Sort-Type=default&pvid=180-203180807&page=1/>.

- Caja de luz portátil de fotografía: https://bargainfotos.com/cajas-de-luz/3550-caja-de-luz-portatil-60x60x60cm-con-4-fondos-para-fotografia-de-producto-6952344206010.html?gclid=CjwKCAjwiZnnBRBQEIwAcWKFYr-g5zI_8t6SJcndeE6IK3NiA41kH0NzEk5IIEETT3Z-0vulxWY6-EPvRoC3OQQAvD_BwE/.

- Un "Macroscopio" personal, creado con la base de un microscopio trinocular "Mitutoyo Finestope FS-60 Series".

- Objetivos "Mitutoyo M-Plan-Apo" de 1x/0.025, 2x/0.055, 5x/0.14, 10x/0.28, 20x/0.42 y 50x/0.42 corregidos para la infinidad con largas distancias de trabajo: [https://shop.mitutoyo.eu/web/mitutoyo/en/mitutoyo/05.04.02/Series%20378%20-%20M%20Plan%20Apo/\\$catalogue/mitutoyoData/PG/M%20Plan%20Apo/index.xhtml](https://shop.mitutoyo.eu/web/mitutoyo/en/mitutoyo/05.04.02/Series%20378%20-%20M%20Plan%20Apo/$catalogue/mitutoyoData/PG/M%20Plan%20Apo/index.xhtml) o en <https://www.edmundoptics.es/f/mitutoyo-infinity-corrected-long-working-distance-objectives/12298/>.

- Un equipo de iluminación de LED con brazo flexible: <https://microscopie-et-services.com/produit.php?id=99/>.

- Un microscopio Nikon Eclipse E800.

- Objetivos Nikon Plano apocromáticos de 4x/0.2, 10x/0.45, 20x/0.75, 40x/0.95, 60x/1.40 (de inmersión) y 100x/1.40 (de inmersión).

- Un condensador Nikon Achr Apl 1.4.



- Un condensador Nikon contraste de fases 0.90 DRY.

- Adaptador con lentes oculares fotográficas de 5× y 2,5× “Nikon Microscope CF PL2.5×-5× Photo Relay Lens”.

- Un colorímetro “X-Rite i1 Display Pro” y el programa “i1 Profiler”, una sonda para calibrar nuestras pantallas y proyectores: <https://www.color-management-guide.com/>.

- Una carta de colores “Colorchecker Passport Photo”:

<https://www.xrite.com/categories/calibration-profiling/colorchecker-passport-photo/>.

- Dos pantallas: ASUS PA279Q Pro Art y DELL 2450FDPW, calibradas con la sonda “i1 Display Pro”.

- Dos ordenadores de mesa y un ordenador portátil LENOVO Ideapad Yoga 13, todos con procesadores I5 Intel y Windows 7 o 10.

Programas

- “Helicon remote”, lo podemos descargar en: [https://www.heliconsoft.com/software-down-](https://www.heliconsoft.com/software-downloads/)

[loads/](https://www.heliconsoft.com/helicon-remote-stackshot/), aconsejamos ver: <http://www.heliconsoft.com/helicon-remote-stackshot/>.

- “Helicon focus”, aconsejamos ver: <https://www.heliconsoft.com/heliconsoft-products/helicon-focus/>.

- “Adobe Systems Incorporated” (Photoshop), versión 14.0 × 64 Bit”.

- “DxO Photolab”: <https://www.dxo.com/dxo-photolab/>

- “Colorcop”: <http://colorcop.net/download/>.

FOTOGRAFÍA MACROSCÓPICA

Nosotros utilizamos tanto para la fotografía macroscópica, al “Macroscope”, como para la microscópica, el mismo tipo de cámara, una Nikon D7100, la elección no se hizo al azar, siempre hemos utilizado Nikon, así que nuestros objetivos, lentes, adaptadores, etc. pertenecen o son compatibles con dicha marca, además nuestra experiencia con ella es muy favorable. Antes utilizábamos una Nikon D90 y una Nikon D5100, decidimos renovar los cuerpos de las cámaras, y aumentar de 12 megapíxeles a 24.1

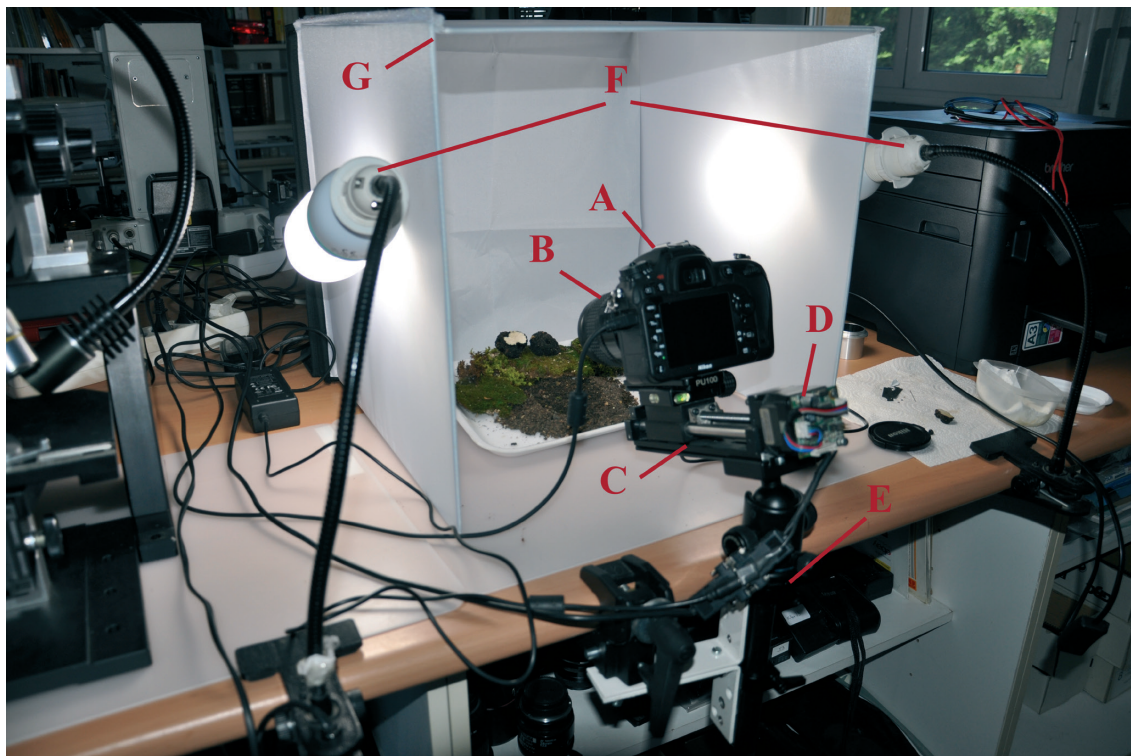


Fig. 1. Fotografía macroscópica. A: Cámara de fotos Nikon D7100. B: Objetivo macro Nikon 60 mm. C: Carril deslizante. D: Motor paso a paso “Trinamic”. E: Trípode de mesa. F: Dos lámparas flexo de mesa con bombillas de estudio fotográfico. G: Caja de luz portátil de fotografía. Foto: A. Paz.



megapíxeles (todo esto evoluciona rápidamente). Principalmente elegimos la D7100 por: calidad del captor CMOS de formato DX (nosotros preferimos el formato DX para nuestra tipo de fotografía) de 24,1 megapíxeles que no emplea ningún filtro de paso bajo óptico (OLPF); la posibilidad de mantener elevado el espejo durante una serie fotográfica es muy importante para evitar vibraciones, este reglaje se realiza a través del programa "Helicon remote" (Fig. 1).

Siempre tenemos que realizar nuestro ajuste de balance de blancos (WB) a nuestra cámara de fotos; para ello, utilizamos una carta de colores "Colorchecker" elegimos el panel gris neutro, presionamos el botón "WB", con la ruleta anterior de nuestra cámara podemos elegir para grabar hasta 6 "Presets" diferentes a registrar (por ejemplo: "Presets" 1 para las fotos macros, "Presets" 2 para el Macroscopio, "Presets" 3 para el microscopio, etc.), elegimos uno y volvemos a clicar en "WB" hasta que se ponga intermitente en la pantalla de la cámara la palabra "PRE", enfocamos a la carta de colores en gris neutro y realizamos nuestra foto. Si a continuación nos sale en la pantalla de la cámara "Good", el "Preset" es correcto. Por este motivo preferimos realizar nuestras fotos macroscópicas en el estudio, la luz no varía y nuestro balance de blanco es siempre correcto, si hacemos las fotos en el campo, es aconsejable realizar este proceso cada día que vamos. Para verificar que nuestro balance de blancos es correcto aconsejamos realizar una foto a la carta de colores en gris neutro y abrir el programa "Colorcop" y comprobar que los valores R-G-B son casi iguales, no podemos fiarnos de nuestras pantallas de ordenador, ni de nuestros ojos. Por ello, también recomendamos adquirir un colorímetro, en nuestro caso "X-Rite i1 Display Pro" y su programa "i1 Profiler", una sonda para calibrar nuestras pantallas y proyectores, de fácil manejo, nos ayudará a mejorar nuestro material. Podéis comprobar vuestra capacidad para distinguir los tonos de color en estos enlaces:

- Nivel bajo: <https://www.xrite.com/hue-test/>.
- Nivel alto: https://www.colormunki.com/game/huetest_kiosk/.

Para comprobar la calidad de vuestra pantalla y si está bien calibrado: <https://www.photographe-de-mode.com/calibration-ecran.htm/>.

Actualmente "Helicon remote" puede controlar los carriles macro "StackShot" (de gran calidad pero económicamente a precio alto) y "WeMacro" (más reciente, con gran calidad, económicamente accesible y además con la instalación simple) y los motores paso a paso "Trinamic", esta fue nuestra elección, primero porque uno de los autores del artículo es ingeniero electrónico y segundo porque en esa época "WeMacro" no existía, quizás siga siendo la solución más económica pero requiere un poco de trabajo manual (ver con detalle: <https://www.heliconsoft.com/helicon-remote-stackshot/>).

En la fotografía macroscópica nosotros colocamos nuestra cámara de fotos sobre un carril fotográfico, si usted decide adquirir la solución completa "StackShot" o "WeMacro" vienen adaptados el motor, el carril y la parte electrónica. Por el contrario, si usted adquiere el motor "Trinamic" este viene con el motor y la placa electrónica y una vez hecha la instalación necesitamos comprar el carril fotográfico, el acople suele ser muy sencillo (generalmente con cuatro tornillos) y fijamos el carril a un trípode de mesa (Fig. 2).



Fig. 2. A: Cámara de fotos Nikon D7100. B: Objetivo macro Nikon 60 mm. C: Carril deslizante. D: Motor paso a paso "Trinamic". E: Trípode de mesa. Foto: A. Paz.



Fig. 3. A y B: Dos montajes diferentes de trípode de mesa. C: Brazo articulable para soporte de cámara de fotos. D: Cabezal de trípode para cámara. E: Pinza fijación a la mesa de Manfrotto Super Clamp 035. F: Un tubo de aluminio de 20 cm × 19 mm, para soporte de la cámara. G: Un adaptador de Manfrotto. Foto: C. Lavoise.

Construcción del trípode de mesa

Hemos construido dos trípodes con el siguiente material (Fig. 3):

- La base, en ambos casos, parte de una pinza de fijación a la mesa de Manfrotto Super Clamp 035 (!!!Bundle!!! [Manfrotto Super Clamp 035 inkl. Bolzen XMT002 \(264\)](https://www.manfrotto.com/es/Manfrotto-Super-Clamp-035-inkl-Bolzen-XMT002-264)).

- Cabezal de trípode, con rotación de 360 grados. Trípode para cámara con placa de liberación rápida y cabeza de bola: https://www.amazon.com/Andoer-Tripod-Rotation-Release-17-64lbs/dp/B00JSJXH3Q?language=es_US/.

- Abrazadera de riel de liberación rápida: <https://www.amazon.com/Small-Rig-Single-Double-Female-Support/dp/B0062TWOJI?SubscriptionId=1EC7DSZRM-78JXNV7CNG2&linkCode=xm2&camp=2025&creative=165953&tag=picclick0f-20/>.

- Un tubo de aluminio de 20 cm × 19 mm, para soporte de la cámara.

- M10 a M16 Industrial HSS Metric Taper y enchufe grifo rosca de mano derecha: <https://www.amazon.com/Industrial-Metric-Taper-Right-Thread/dp/B07B3WRGG4?SubscriptionId=1EC7DSZRM78JXNV7CNG2&linkCode=xm2&camp=2025&creative=165953&tag=picclick0f-20/>.

de=xm2&camp=2025&creative=165953&tag=picclick0f-20/.

- Atoplee rosca métrica M10 a M-16: <https://www.amazon.com/ATOPLEE-Metric-M16X1mm-M16X1-25mm-M16X1-5mm/dp/B017JNH1T8/>.

- Un adaptador de Manfrotto:

https://www.amazon.de/s?k=Manfrotto+195+Adapter+von+5+8+Zoll+Zapfen+Male+auf+1+4+Gewinde+Screw+W+16mm&language=en_GB&SubscriptionId=1EC7DSZRM78JXNV7CNG2&camp=2025&creative=165953&linkCode=xm2&tag=picclick-21/.

- Adaptador rosca 1/4" hembra a 3/8" macho TN-02 para trípode: <https://bargainfotos.com/accesorios/1967-adaptador-rosca-14-hembra-a-38-macho-tn-02-para-tripode-1-unidad.html/>.

- Brazo articulable para soporte de cámara de fotos:

https://www.ebay.fr/sch/i.html?_from=R40&_sacat=0&_nkw=7%22+Inch+Friction+Articulating+Magic+Arm+for+Camera+LCD+Monitor&LH_PrefLoc=2&_sop=15/.

Instalación motor "Trinamic"

El motor paso a paso "Trinamic" (Fig. 4) es un dispositivo electromecánico que convierte una serie de pulsos eléctricos en desplazamientos, siendo capaz de girar una cantidad de grados (paso o medio paso) dependiendo de lo que nosotros le programemos.

Para su instalación necesitaremos:

- **Un cable adaptador RS232 USB con chip FTDI:**

FTDI/USB-RS232-WE-1800-BT CABLE, USB A - RS232 SERIAL CONVERTOR, que va a transformar la salida RS232 del motor a un cable USB, sugerimos ver:

<http://www.ftdichip.com/Products/Cables/USBRS232.htm>

http://www.ftdichip.com/Support/Documents/DataSheets/Cables/DS_USB_RS232_CABLES.pdf.

- **El driver VCP**, podemos descargarlo en:

<http://www.ftdichip.com/Drivers/VCP.htm>.

- **Una fuente de alimentación de 12V DC superior a 1A** para alimentar el motor.

La imagen necesaria para realizar la conexión con el cable USB (FTDI-WE 1800 BT) de Helicon re-



Esquema de instalación del Motor "TRINAMIC"

Solo se usa el conector 2 a 5 pins para la conexión
Color del cable del conector 2

- Pin 1 negro negativo (GND) 12 v alimentación del motor
- Pin 2 rojo positivo (VS) de 12 v alimentación del motor
(Opción aconsejable: podemos agregar un "interruptor" para cortar la potencia del motor, lo que permite desconectar el motor, y así permitir la rotación del mismo, porque si no queda semi-bloqueado)
- Pin 3 azul negativo (GND) de RS232
- Pin 4 gris los datos de lectura (Rx) de RS232
- Pin 5 marrón los datos de transmisión (Tx) de RS232

Conexión del cable USB (FTDI-WE-1800 BT) al cable del conector 2

- Cable negro (GND) a conectar en conector 2 Pin 3 cable azul (GND)
- Cable marrón (CTS) no utilizar
- Cable rojo (Power) no utilizar
- Cable naranja (Tx) a conectar en conector 2 Pin 4 cable gris (Rx)
- Cable amarillo (Rx) a conectar en conector 2 Pin 5 cable marrón (Tx)
- Cable verde (RTS) no utilizar

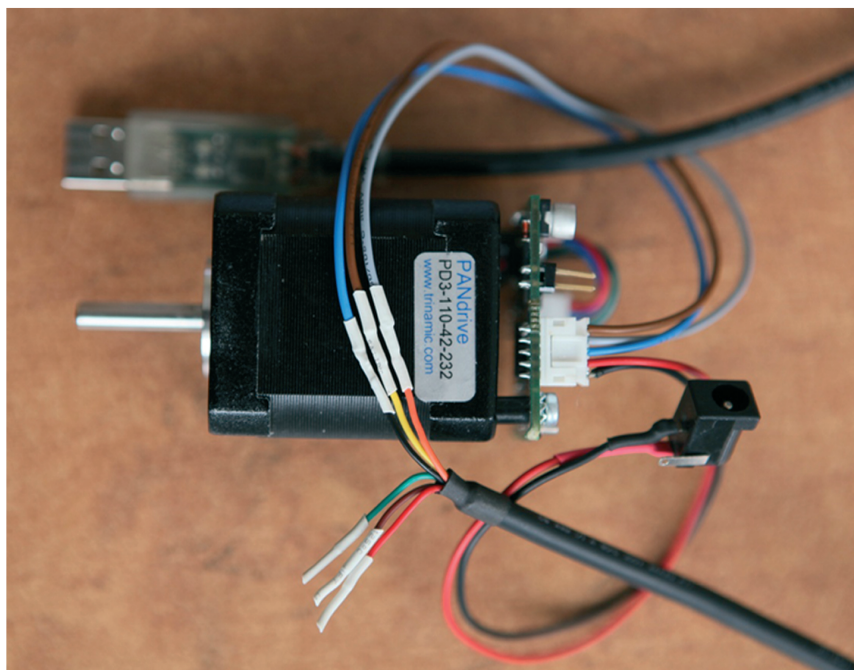
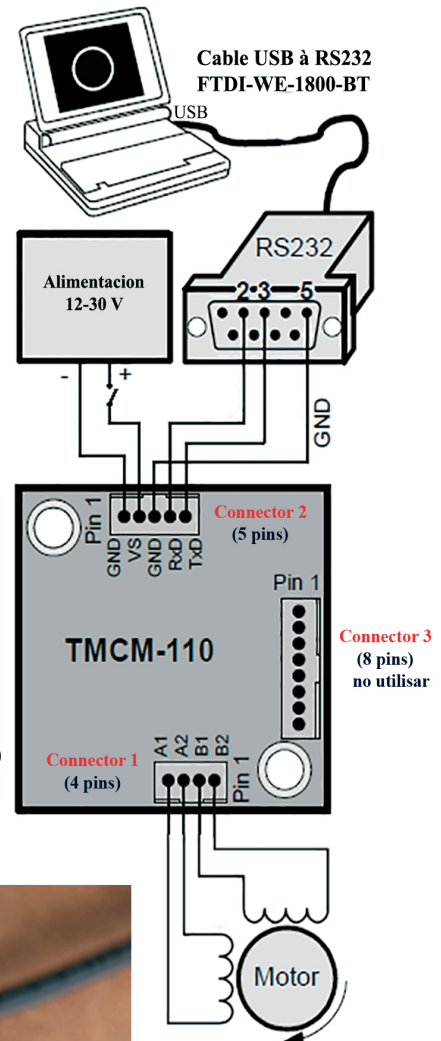


Fig. 4. Esquema de instalación. Foto: C. Lavoise.



mote la encontramos aquí: http://www.heliconsoft.com/wp-content/uploads/2013/03/IMG_3796.jpg.

Para la captura de las imágenes utilizamos el programa “Helicon remote”, que es un programa para el disparo con cámara conectada, compatible con todos los últimos modelos de cámaras réflex digitales (DSLR) de Nikon y Canon. “Helicon Remote” requiere Windows 7 / 8 / 10 o Mac OS X 10.6 o posterior; o Android 3.1 + y dispositivos con soporte de host USB.

Para nuestra fotografía macroscópica la profundidad de campo dependerá del tamaño del hongo que vayamos a fotografiar y la parte más lejana que queramos enfocar, esto puede variar de unos centímetros a unos milímetros, en estos casos los carriles deslizantes fotográficos y los motores paso a paso conectados a “Helicon remote” nos permite ajustar la posición de la cámara en relación con el hongo a fotografiar, desplazar la cámara por el carril obteniendo diferentes planos de enfoque, en pasos submilimétricos. Al acoplar un motor paso a paso al carril (en nuestro caso un motor “Trinamic”) nos da una serie de ventajas, sobre todo la precisión y regularidad en los pasos de desplazamiento de nuestra cámara por el carril fotográfico, originando planos de enfoque en pequeños pasos de aproximadamente 0,01 mm (y si lo instalamos al micrométrico de nuestro microscopio podemos obtener planos de enfoque de aproximadamente 0,5 μ m).

También nos ayudará a configurar correctamente los parámetros; es decir, nos ayudará a calcular la cantidad necesaria de disparos y el número de pasos de enfoque entre ellos (ver: https://www.heliconsoft.com/HeliconRemoteHelp/spanish/HeliconRemote.html#HR_ABOUT_HR).

Configuración de “Helicon remote”

Una vez todo instalado abrimos “Helicon remote” y en la parte superior izquierda clicamos en “File”, bajamos a “Preferences” y ahí podemos poner el idioma deseado (en nuestro caso castellano).

Volvemos a abrir preferencias (ahora Archivo-preferencias) y clicamos en “Disparo”, aquí podemos reglar (Fig. 5):

- **Pausa para recargar el flash** (si utilizáis el flash para hacer fotos podemos darles unos se-

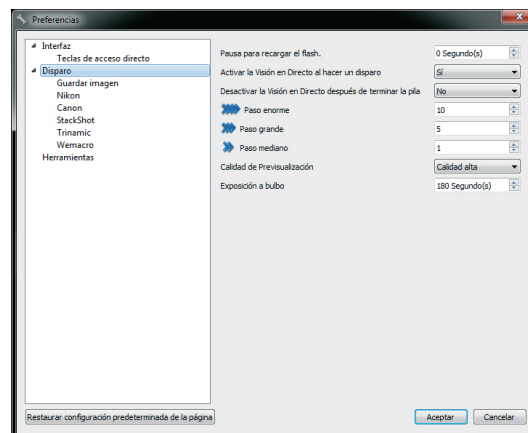


Fig. 5. “Helicon remote”. Reglaje de disparo. Foto: A. Paz.

gundos de espera a la hora de realizar cada foto de la serie para que tenga tiempo de recargar el flash para cada foto).

- **Activar la visión en directo al hacer un disparo**, clicaremos en SI, esto es muy importante (no todas las cámaras fotográficas de Nikon tienen esta posibilidad) porque antes de iniciar la serie fotográfica eleva el espejo y lo mantiene elevado en toda la serie, esto evita muchas vibraciones.

- **Desactivar la visión en directo después de terminar la pila**, clicaremos en NO.

- >>>> paso enorme (aquí indicamos el paso más grande que va a realizar nuestro motor a la hora de buscar los puntos de enfoques) dependerá del tamaño de lo que vamos a fotografiar, pero podemos poner un paso fijo, lo único es que van a hacer falta más pasos para buscar los puntos de enfoque, en este caso tenemos puesto 10.

- >>> paso grande, tenemos puesto 5.

- >> paso pequeño, tenemos puesto 1.

- **Calidad de previsualización**, marcamos calidad alta.

- **Exposición a bulbo**, nosotros tenemos puesto 180 seg.

Seguimos en la ventana de preferencias y clicamos en “Guardar imagen” aquí podemos indicar el lugar donde queremos que nos cree una carpeta nueva, ponerle nombre y guardar toda la serie, después automáticamente, cada vez que hagamos una nueva serie nos creará una carpeta nueva (en este lugar si no lo modificamos) con la fecha para cada serie fotográfica y las enumerará, siempre podemos ir directamente a ver esta car-



peta clicando en la parte inferior izquierda de la pantalla, nos sale en azul el número de la serie que estamos realizando, esto es un enlace directo a la carpeta.

A continuación en esta misma ventana, descendemos hasta "**Trinamic**", aquí regularemos varios apartados (Fig. 6):

- **Dimensiones de los pasos de enfoque**, tras muchas pruebas decidimos poner 64,00 micropasos.
- **Pausa después del movimiento**, nosotros tenemos 0.
- **Aceleración máxima**, hemos puesto 50%.
- **Par de torsión máximo**, hemos puesto 70%.
- **Invertir la dirección**, marcamos NO.
- **Activar los interruptores de límite**, marcamos NO.

Cerramos todo y volvemos a la pantalla principal, observamos que en la parte derecha hay desplegada toda una ventana informativa. Lo primero es asegurarnos que el programa ha reconocido nuestra cámara de fotos y el motor "Trinamic"; para ello, en la parte superior de la ventana nos aparece (en nuestro caso) "**D7100**", nuestra cámara de fotos, si clicamos en ella se despliega otra ventana donde vemos la cámara y el motor "Trinamic" con unos cuadraditos delante, estos siempre tienen que estar marcados, si no aparecen revisad todas las conexiones (Fig. 7). Cerramos esa pequeña ventana y volvemos a la principal. Debajo nos encontramos con "**Modo de exposición**", nosotros siempre en Manual; seguimos descendiendo y está el "**Tiempo de exposición**", este parámetro dependerá de la luz que tenemos y el hongo que vamos a fotografiar, junto al apartado siguiente que es la "**Apertura**".

Como ya comentamos en la introducción cada objetivo fotográfico que utilizemos tiene unos parámetros adecuados de apertura donde podemos obtener una mayor nitidez fotográfica, en esta serie hemos puesto 11; a continuación el "**ISO**", cuanto menor sea menos ruido, marcamos lo mínimo que es 100 (podemos jugar hasta máximo de 400 si nos falta luz); "**EV compensación exposición**", esto no afecta a la foto final solamente es para verlo en nuestra pantalla, generalmente lo solemos tener a 0; "**Calidad**", aquí podemos elegir la calidad de la imagen y el formato de salida, lo ideal es "RAW", pero como realizamos muchísimas fotos y el formato "RAW" ocupa mucho espacio nosotros las realizamos en "JPEG fine larga 6000x4000"; a continuación está la pestaña de "**Histograma**", clicamos en ella, nosotros siempre la tenemos abierta ya que nos da la información en tiempo real de la fotografía que estamos realizando; la siguiente pestaña es el "**Horquillado de enfoque (trinamic)**", en la cual seleccionamos la profundidad de campo que queremos en la foto inicial, donde queremos comenzar a fotografiar nuestro hongo. En el ejemplo hemos utilizado ascomas de *Tuber aestivum*. Para indicarle donde queremos comenzar a fotografiar, que siempre será la parte más lejana que vamos a enfocar detrás de los ascomas, podemos desplazar el motor con las flechas que vemos debajo, con dirección a la derecha (>>> >>>) y marcamos la letra "**B**" para definir el punto más lejano o profundidad que queremos dar a nuestra foto (Fig. 8), realizamos el mismo procedimiento con el punto más cercano, nos iremos desplazando con las flechas con dirección a la izquierda (<<< <<<) y marcamos la le-

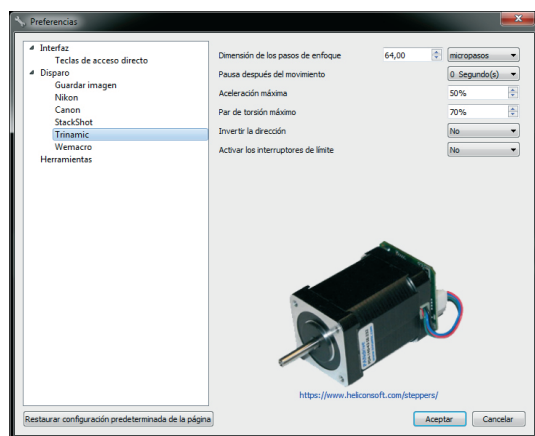


Fig. 6. "Helicon remote". Reglaje motor "Trinamic". Foto: A. Paz.

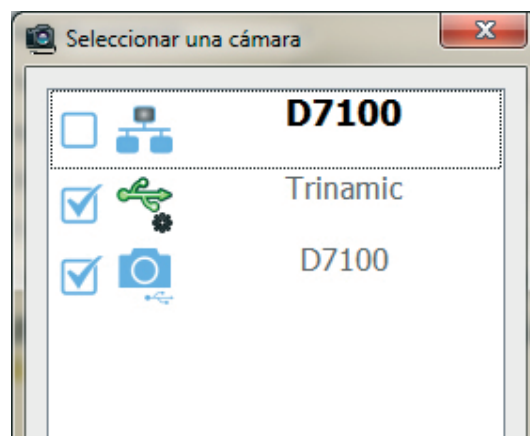


Fig. 7. "Helicon remote". Reconocimiento de nuestra cámara de fotos y del motor. Foto: A. Paz.



tra “A” para definir el punto más cercano (Fig. 9); para ayudarnos a ver qué parte estamos enfocando podemos marcar un cuadrado inferior que pone “Áreas enfocadas resaltadas”, esto nos resaltará en azul las partes que estamos enfocando. Debajo del horquillado nos encontramos con los parámetros de “Disparos” e “Intervalos”, ambos están relacionados, el primero es el número de fotos que se van a realizar en la serie, en el ejemplo 58 fotos y

el segundo los pasos que hay entre cada foto (esto dependerá del ajuste inicial que hemos asignado a las flechas de paso enorme, paso grande y paso pequeño), en el ejemplo 23. Al lado nos aparece una pestaña que al clicar en ella nos da dos opciones para iniciar la serie:

- **Hacia el infinito**, es decir, comenzaría a realizar las fotos desde la parte más cercana o sobresaliente hacía nosotros.

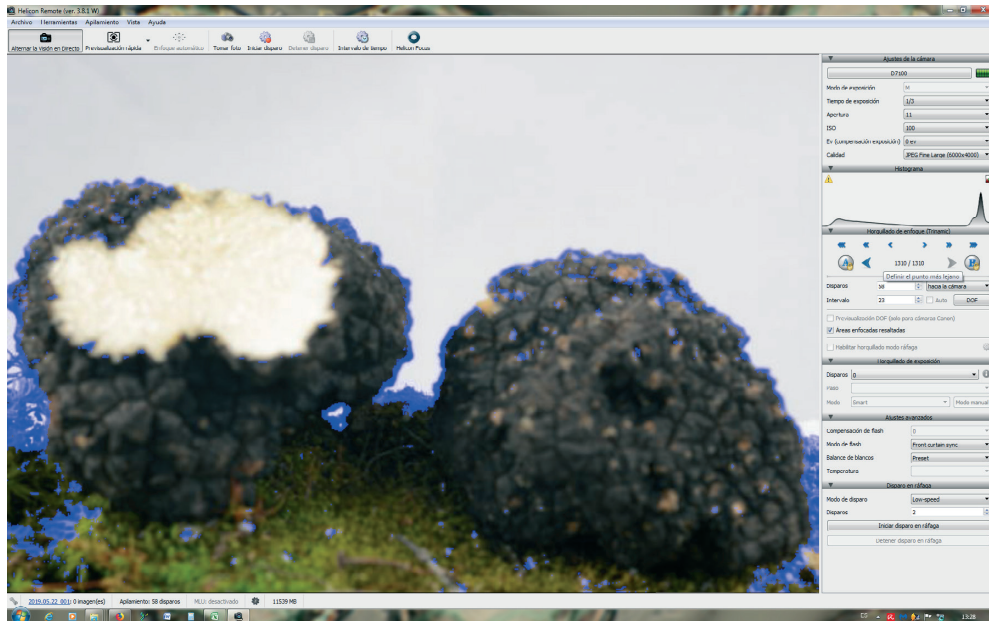


Fig. 8. “Helicon remote”. Selección del punto más lejano. Foto: A. Paz.

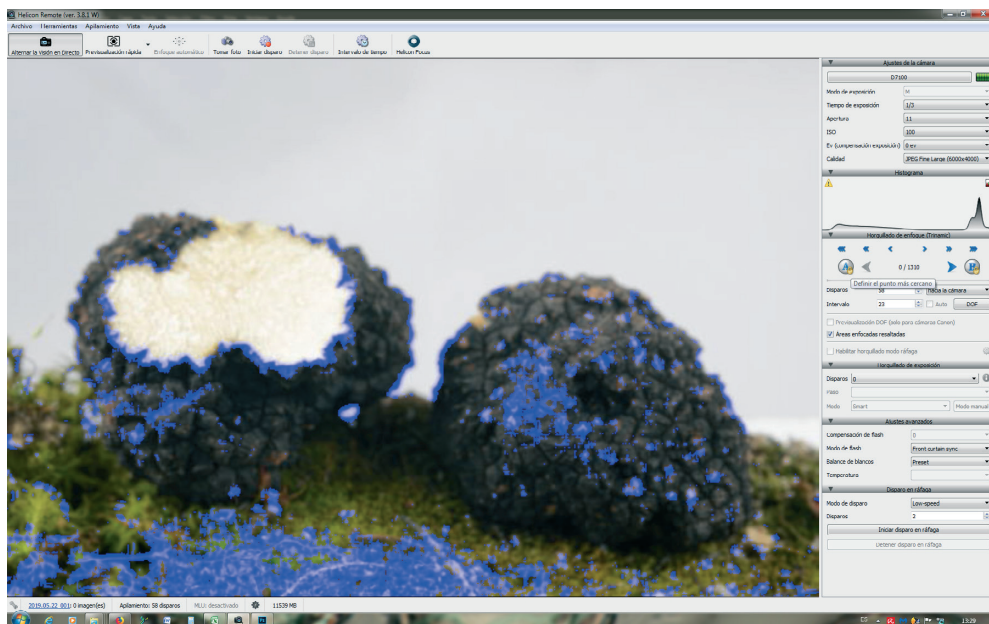


Fig. 9. “Helicon remote”. Selección del punto más cercano. Foto: A. Paz.



Fig. 10. Serie de 58 fotos de *Tuber aestivum* para acoplar. Foto: A. Paz

- **Hacia la cámara**, comenzaría a realizar la serie desde el punto más lejano; nosotros, en todas las etapas fotográficas, es la opción que recomendamos, ya que la primera foto tomada será la base para después acoplar toda la serie y en este caso esta primera foto es un corte plano, equivalente a escala con el tamaño de la foto, si escogemos la opción al infinito veremos que al acoplar las imágenes los bordes están desenfocados y nos obligará a recortar la imagen final.

Descendemos y abrimos la pestaña de **"Ajustes avanzados"**, aquí podemos controlar:

- **Compensación de flash**, nosotros no la utilizamos, así que ponemos 0, pero si vuestra cámara de fotos no dispone de "Exposure Delay Mode" o modo de retardo de exposición, podremos utilizar el tiempo que se nos permite en este apartado.

- **Modo de flash**, generalmente solemos utilizar "Front curtain sync".

- **Balance de blancos**, después de muchas pruebas nuestra elección es en modo **"Preset"** (elegiremos el Preset que hemos realizado en el apartado cámara de fotos).

Ya estamos preparados para realizar nuestra serie fotográfica (Fig. 10); generalmente, de forma automática, al finalizar, nos sale una pequeña pestaña para preguntarnos si queremos hacer el acople de imágenes con "Helicon focus" (un pro-

grama para el apilamiento de enfoque y composición micro-panorámica), si no aparece esta pestaña, en la parte superior, hacia el centro, tenemos el logo de "Helicon focus" y clicando en él nos abre el programa con toda la serie fotográfica preparada para hacer el acople de imagen.

Consejos para utilizar "Helicon focus"

Al adquirir la licencia de "Helicon focus" (Fig. 11), al mismo tiempo, es válida para "Helicon remote". Aconsejamos leer tranquilamente:



Fig. 11. "Helicon focus". Método de renderización en C (pirámide). Foto: A. Paz.



<https://www.heliconsoft.com/focus/help/spanish/HeliconFocus.html>.

Después de instalar el programa en nuestro ordenador, podemos cambiar el idioma clicando en "View" bajamos a "Language" y modificamos.

El programa proporciona tres algoritmos de apilamiento de enfoque (renderización):

- Media ponderada (método A).
- Mapa de profundidad (método B).
- Pirámide (método C).

Nuestra experiencia nos ha demostrado que en el acople de imágenes de fotografía macro el mejor resultado se obtiene realizándolo con el **método de renderización C** (pirámide). Es muy

importante que prestemos atención al orden que estamos haciendo el acople de imágenes, como ya comentamos, siempre tomar como base, como comienzo, la parte más lejana, si por cualquier motivo, se comienza a realizar el acople por la fotografía que está enfocada en la parte más cercana o sobresaliente, nosotros podemos indicarle que invierta el orden, justo encima de método de renderización tenemos tres iconos para clicar, dos tipo folio, y el tercero una flor "*", clicando en ella se nos abre una pestaña donde podemos, entre otras cosas, indicar si la clasificación de imágenes de la serie la queremos en ascendente, descendente o automática (Figs. 12-13).



Fig. 12. "Helicon focus". Acople desde el punto más cercano. Foto: A. Paz.



Fig. 13. "Helicon focus". Acople desde el punto más lejano. Foto: A. Paz.



La imagen final se retoca con los programas "Photoshop" o "DxO Photolab" (ver apartado retoque imagen final).

FOTOGRAFÍA "MACROSCOPE"

Uno de los autores (Claude Lavoise) ha construido este "Macroscope" (Figs. 14-15) partiendo de la base de un esqueleto de un microscopio trinocular Mitutoyo Finescope FS-60 Series, al cual le ha adaptado un motor "Trinamic"; ha construido una platina aislada y desplazable, ha acoplado un sistema de luz lateral con brazo flexible, y hemos utilizado unos objetivos Mitutoyo corregidos para la infinidad con largas distancias de trabajo, sus lentes son plano apocromáticos (estas lentes están corregidas para aberraciones cromáticas del rojo, azul, y verde, mientras que una lente acromática solo esta corregida para el azul y el rojo). El revólver del "Macroscope" puede portar cuatro objetivos, que dependiendo de lo que se quiera fotografiar colocamos los objetivos de $1\times/0.025$, $2\times/0.055$, $5\times/0.14$, $10\times/0.28$, $20\times/0.42$ y $50\times/0.42$.



Fig. 14. "Macroscope". A: Cámara de fotos. B: Microscopio trinocular Mitutoyo Finescope FS-60 Series. C: Sistema de luz lateral con brazo flexible. D: Objetivos Mitutoyo. E: Platina aislada y desplazable. Foto: A. Paz.

Al ser el "Macroscope" trinocular lleva acoplada el cuerpo de una cámara fotográfica Nikon D7100.

Para la captura de imágenes, utilizamos el mismo sistema y procedimiento que en el apartado de fotografía macroscópica con el programa "Helicon remote" (como ya lo tenemos instalado y configurado con nuestro motor "Trinamic", solamente debemos prestar atención al indicar los pasos de dicho motor que serán inferiores, más cortos, ya que estamos trabajando con muestras más pequeñas, ajustar nuestro balance de blancos (en este caso realizamos un nuevo "Preset", lo numeramos y lo guardamos), variar el tiempo de exposición y la apertura dependiendo del objetivo que estemos utilizando, etc. (Figs. 16-18).

Para el acople de imágenes con "Helicon focus", el procedimiento es igual que en el apartado anterior, utilizando el método C (piramidal) de renderización.

La imagen final se retoca con el programa "Photoshop" (ver apartado retoque imagen final).

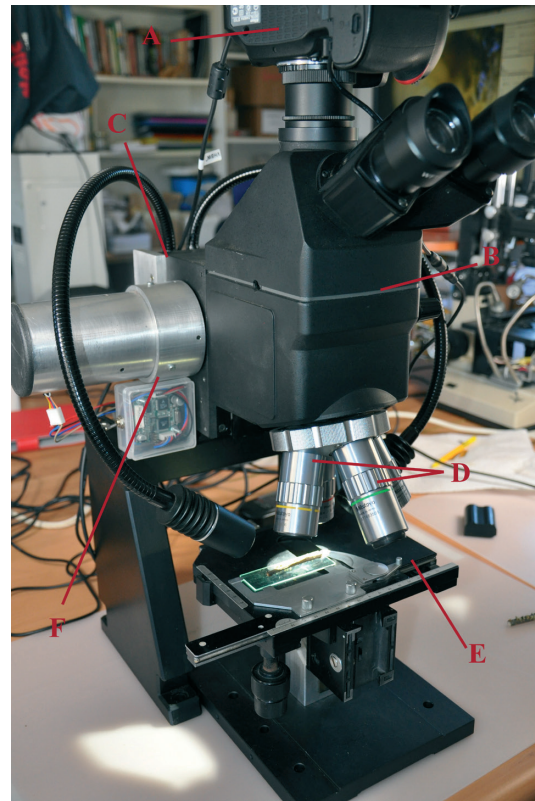


Fig. 15. "Macroscope". A: Cámara de fotos. B: Microscopio trinocular Mitutoyo Finescope FS-60 Series. C: Sistema de luz lateral con brazo flexible. D: Objetivos Mitutoyo. E: Platina aislada y desplazable. F: Motor paso a paso "Trinamic" Foto: A. Paz.

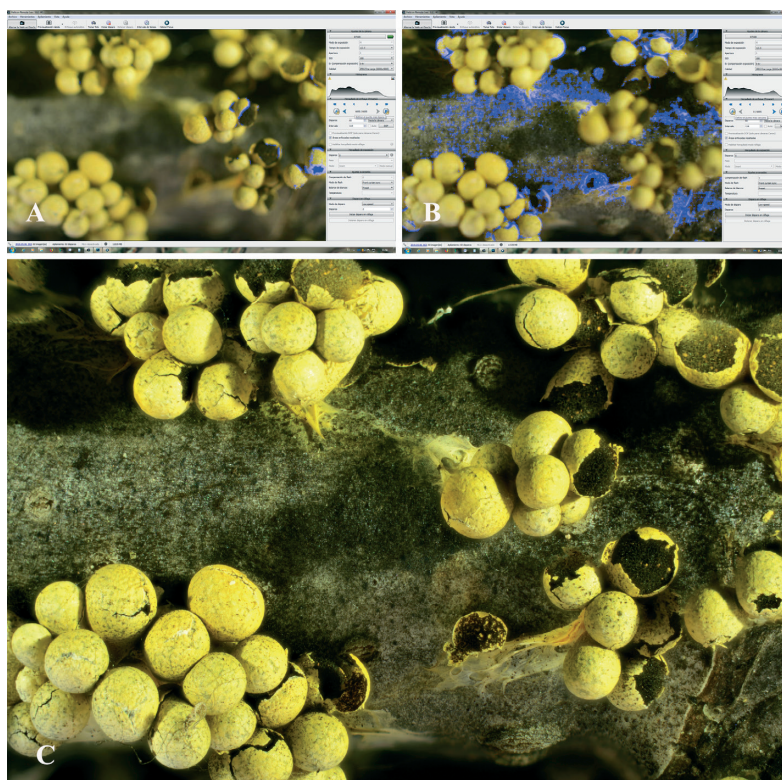


Fig. 16. Fotografía con objetivo $2\times/0.055$. A: Selección del punto más lejano. B: Selección del punto más cercano. C: Resultado final del acople de imágenes. Foto: A. Paz.

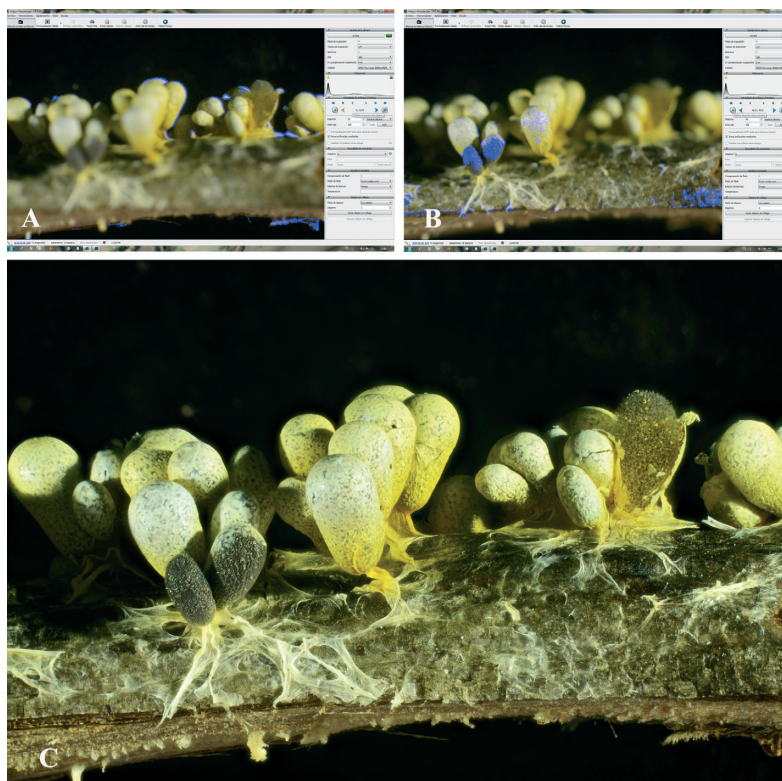


Fig. 17. Fotografía con objetivo $5\times/0.14$. A: Selección del punto más lejano. B: Selección del punto más cercano. C: Resultado final del acople de imágenes. Foto: A. Paz.

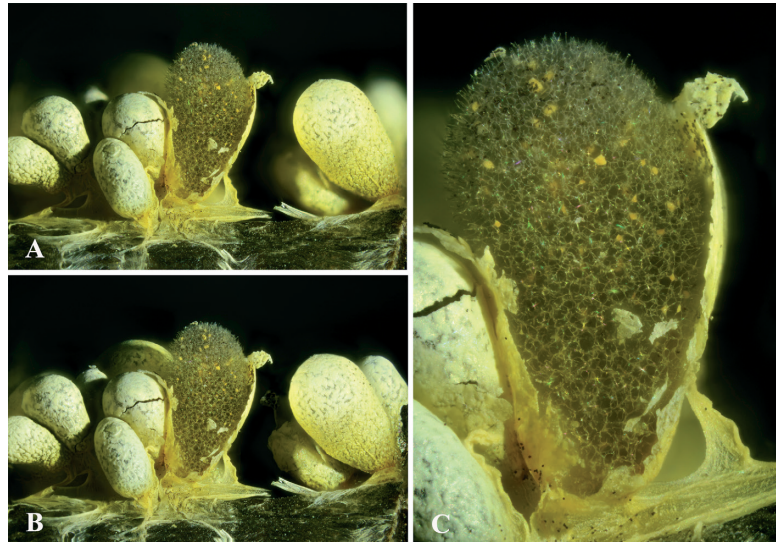


Fig. 18. A-B: Fotografía con objetivo 10×/0.28 (con diferente definición del punto más lejano). C: Fotografía con objetivo 20×/0.42. Foto: A. Paz.

FOTOGRAFÍA AL MICROSCOPIO

Utilizamos un microscopio Nikon Eclipse E800 trinocular, al que tenemos conectado el cuerpo de una cámara Nikon D7100, este cuerpo lo tenemos exclusivamente para usarlo con el microscopio (fue comprado de segunda mano a un precio inferior de 400 €), con este cuerpo obtenemos una calidad de imagen excelente (24.1 megapíxeles), con respeto al color natural, y a un precio ínfimo si lo comparamos con las cámaras digitales de microscopía. Está acoplada con unos anillos de extensión de Nikon. En el microscopio tenemos instalado objetivos plano apocromáticos de 4×/0.2, 10×/0.45, 20×/0.75, 40×/0.95, 60×/1.40 (de inmersión) y 100×/1.40 (de inmersión). Por lo general, utilizamos un condensador Nikon Achr Apl 1.4, pero ocasionalmente instalamos un Nikon contraste de fases 0.90 DRY. Todo este material lo hemos adquirido de segunda mano; el microscopio en la web de subastas <https://www.go-dove.com/es/auction/search?cmd=results&fromsearch=true&words=microscopio>; cuerpo de cámara de fotos y objetivos (la mayor parte) adquiridos en "Ebay". También tenemos el microscopio motorizado con un motor de paso a paso de "Trinamic" (Fig. 19).

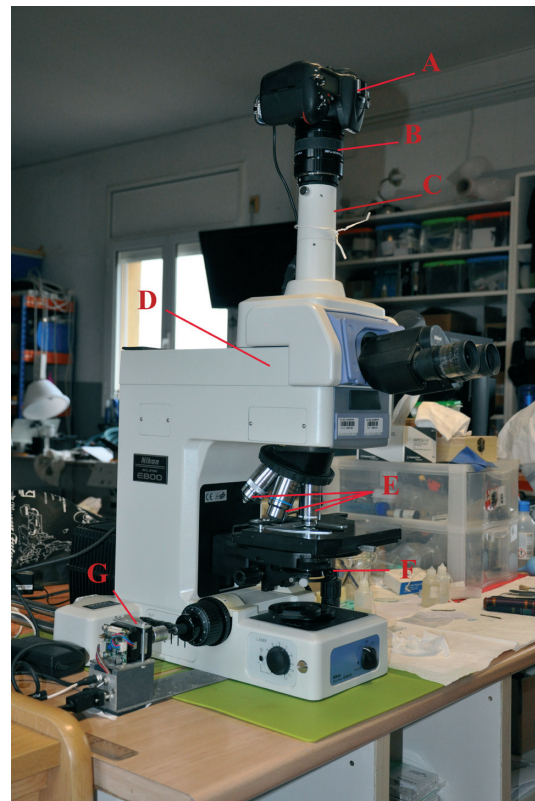


Fig. 19. A: Cuerpo cámara de fotos Nikon D7100. B: Anillos de extensión Nikon. C: Adaptador con lente ocular fotográfica de 5×. D: Microscopio Nikon Eclipse E800. E: Objetivos plano apocromáticos de 4×/0.2, 10×/0.45, 20×/0.75, 40×/0.95, 60×/1.40 (de inmersión) y 100×/1.40 (de inmersión). F: Condensador Nikon Achr Apl 1.4. G: Motor "Trinamic". Foto: A. Paz.



Instalación del motor «Trinamic» al microscopio

Nosotros tenemos adaptado el motor «Trinamic» con un «coupling» de precisión (MC01982): https://www.google.com/search?q=coupling&client=firefox-b-d&tbm=isch&source=iu&ictx=1&fir=NYMVo9V1MyzHeM%253A%252CRZhZ-TT5a3-X8aM%252C_&vet=1&usg=AI4_-kRAI-7ww-CJQzjr3aiNR_xzRYGMnAg&sa=X&ved=2ahUKEwiB-6a_8bviAhUC2uAKHS9kCYYQ-9QEwA3oECAkQCA#imgsrc=NYMVo9V1MyzHeM/.

Para la conexión observamos que uno de los útiles de “Dremel”, en concreto uno con la punta de goma, encajaba perfectamente en el orificio del macrométrico (Fig. 20).

Otra solución que tuvimos es por medio de poleas, una “T5 Timing pulley HK00936” de 10 dientes para el motor y otra “T5 Timing pulley HK00940” de 20 dientes para el microscopio. Cuando el motor toma una vuelta, el microscopio da media vuelta (Fig. 21). Ver: <http://cpc.farnell.com/jsp/search/browse.jsp?T=411+2005+213307&Ntk=gensearch&Ntt=T5+TIMING+PULLEY&Ntx=mode+matchallpartial&getResults=true/>.

Si buscamos por internet nos encontraremos con múltiples soluciones, solo tenemos que escoger la que mejor se adapte a nuestro microscopio, por ejemplo: <https://www.wemacro.com/?product=micromate/>.

Medios de preparaciones

Tenemos que tener mucho cuidado con la cantidad de material que ponemos en nuestras preparaciones, en este caso sí vale lo de “menos es más”, preparaciones finas y con muy poca cantidad, eli-

giendo muy bien lo que queremos fotografiar. A nosotros nos gusta usar material fresco y si es posible no utilizar tinciones, ocasionalmente si algunas células son hialinas o necesitamos ver algún tipo de decoración muy fina, en estos casos utilizamos los colorantes típicos azul de metileno, reactivo de Melzer, lugol..., pero insistimos que en situaciones muy especiales; casi siempre preferimos trabajar con células vivas. Por ello, las preparaciones para estudiar y medir estructuras las realizamos con agua destilada, pero las preparaciones para fotografiar solemos utilizar dos medios que los podemos fabricar en casa y que son ideales para guardar las preparaciones de forma permanente:

- **Medio Hoyer** (personalizado), sus componentes son: 50 ml de agua destilada; 30 g de goma arábica; 200 g de hidrato de cloral y 20 g de glicerina (importante comenzar por mezclar la goma arábica con el agua, después ya se puede añadir el resto de ingredientes). Estas son las proporciones de la receta original, nosotros aumentamos un 15% la goma arábica y la glicerina, para que nos quede un medio más espeso y las esporas rápidamente se queden estáticas para poder realizar la serie.

- **Medio PVA** (mejor conservador de preparaciones permanentes), sus componentes son: 1,66 g de alcohol polivinílico (marca Sigma); 10 ml de agua destilada; 10 ml de ácido láctico y 1 ml de glicerina. Si hemos hecho la preparación con este medio, podemos guardarla de forma permanente con solo sellar el cubre con laca de uñas transparente (con el medio Hoyer también las guardamos de forma permanente, pero con el tiempo se pueden estropear).

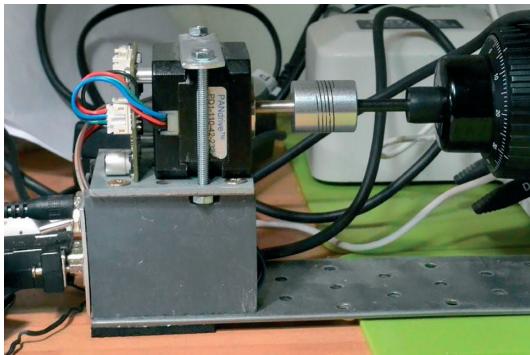


Fig. 20. Adaptación del motor “Trinamic” con un “coupling” de precisión (MC01982). Foto: A. Paz.

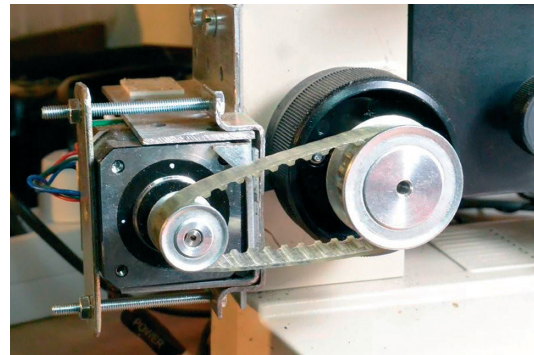


Fig. 21. Adaptación del motor “Trinamic” por medio de poleas. Foto: A. Paz.



Helicon remote

Para la captura de las imágenes seguimos utilizando el mismo programa, sistema y procedimiento que en los apartados anteriores; pero, evidentemente, al ir disminuyendo el tamaño de las muestras a estudiar, tenemos que acortar aún más el tamaño de los pasos que tiene que dar nuestro motor "Trinamic" (Fig. 22).

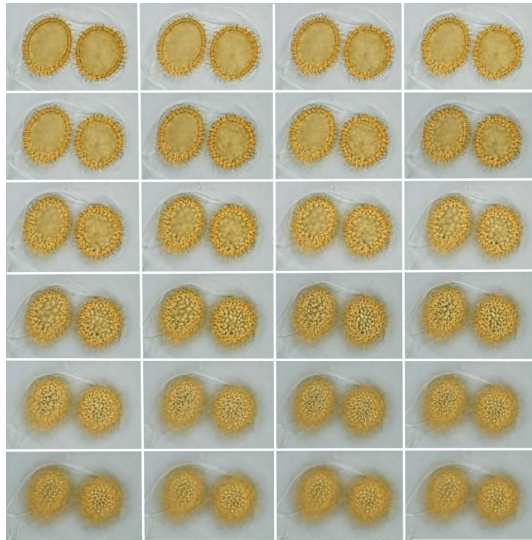


Fig. 22. Serie fotográfica de esporas de *Tuberculosis*. Foto: A. Paz.

Programa de medición

Nosotros utilizamos "Mycomètre", existe la posibilidad de modificar el idioma y ponerlo en castellano. Es importante calibrar bien cada uno de los objetivos con los que tomamos las fotos, para ello utilizamos un porta calibrado y realizamos una foto con cada uno de los objetivos del microscopio. Y procedemos a realizar la calibración sobre una porción de la imagen en longitud (Fig. 23). Para realizar las medidas de las esporas, siempre lo efectuamos con una imagen que representa un corte plano de las esporas o elementos a fotografiar, nunca después de haber realizado el acople de imágenes.

Helicon focus

Hay dos apartados en el reglaje del programa de "Helicon focus" que nos parecen interesantes y queremos destacar sobre todo para el uso con series fotográficas del microscopio (aunque también se pueden utilizar en las fotos al «Macroscope» o fotos macros normales):

-**Asignar un mapa de suciedad**, es la posibilidad de realizar una foto (digamos de base), donde nos quede grabado la suciedad que tenemos (bien sea polvo en el objetivo triocular o en nuestro captor de la cámara de fotos); después, al hacer el

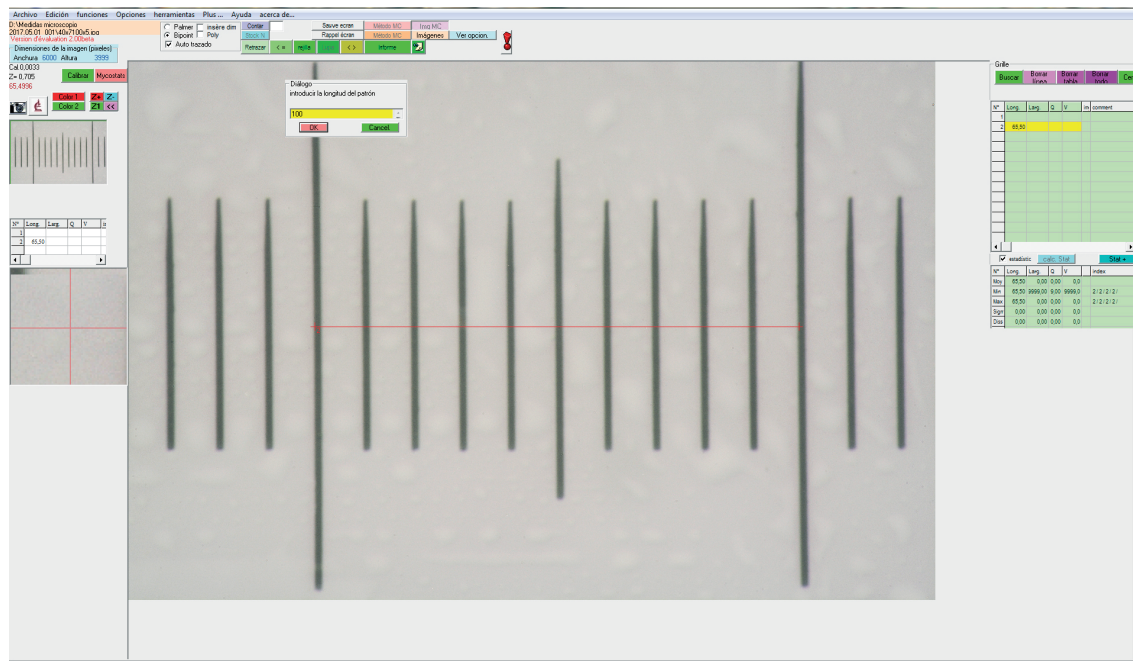


Fig. 23. Calibración de "Mycomètre". Foto: A. Paz.



acople de imágenes, automáticamente el programa anula o borra esa suciedad de la foto final. Para ello, debemos realizar una foto, no hace falta que esté enfocada, en una superficie blanca, de esta manera el polvo quedará grabado en la imagen y el programa podrá identificarlo fácilmente, a continuación será suficiente que después de cargar la serie fotográfica a acoplar cliquemos en Archivo.

-**Asignar mapa de suciedad** y añadamos la foto en blanco que hemos realizado, a continuación ya podemos realizar el renderizado en el modelo seleccionado.

-**Añadir barra de escala**, podemos añadir a la foto final una escala; para ello, clicamos en la parte superior en **"Texto/Scala"**, a continuación pasaremos a otro menú donde podemos marcar (en la parte derecha, debajo de Texto - Fuente - Transparencia) un cuadrado al lado de **"Scala"**, entonces nos aparecerá una escala y el ancho de la escala con un porcentaje, esto nos indica el porcentaje del ancho de la escala con relación al ancho de la imagen, podemos invertir los colores y seleccionar nuestra propia imagen de escala. Para nosotros es la solución más cómoda porque podemos tener preparada y guardada una escala diseñada por nosotros, para cada objetivo de nuestro microscopio, y la podemos seleccionar e incluirla

ahora o en el momento de realizar los retoques con "Photoshop" (ver el apartado del programa).

En el acople de imágenes de fotografía al microscopio, para nosotros, el mejor resultado se obtiene clicando en **"método de renderización"**. Entre los métodos A o B, generalmente nos suele dar mejor resultado el método A, regulando los parámetros de radio en 49 y suavizado en 1 o 2 (todo es probar en cada serie y ver el resultado que más nos gusta). Una vez obtenida la foto final, clicando en la pestaña superior **"Retoque"**, nos saldrá un pincel (al que podemos indicar el grosor, dureza, etc.) y corregir o trasladar, de cada foto de la serie, las partes más enfocadas a la foto final. Nosotros, cuando vamos a hacer una publicación, por lo general solemos utilizar esta herramienta y con paciencia pasamos, de cada foto de la serie, las partes enfocadas a la foto final. En todo caso, si nosotros realizamos de nuevo el acople, pero manualmente, requerirá un poco de paciencia, pero el resultado final merecerá la pena, ganará mucho en nitidez la foto final (Figs. 24-25).

RETOQUE DE LA IMAGEN FINAL

En este apartado nos vamos a centrar especialmente en las fotos realizadas al microscopio, ya

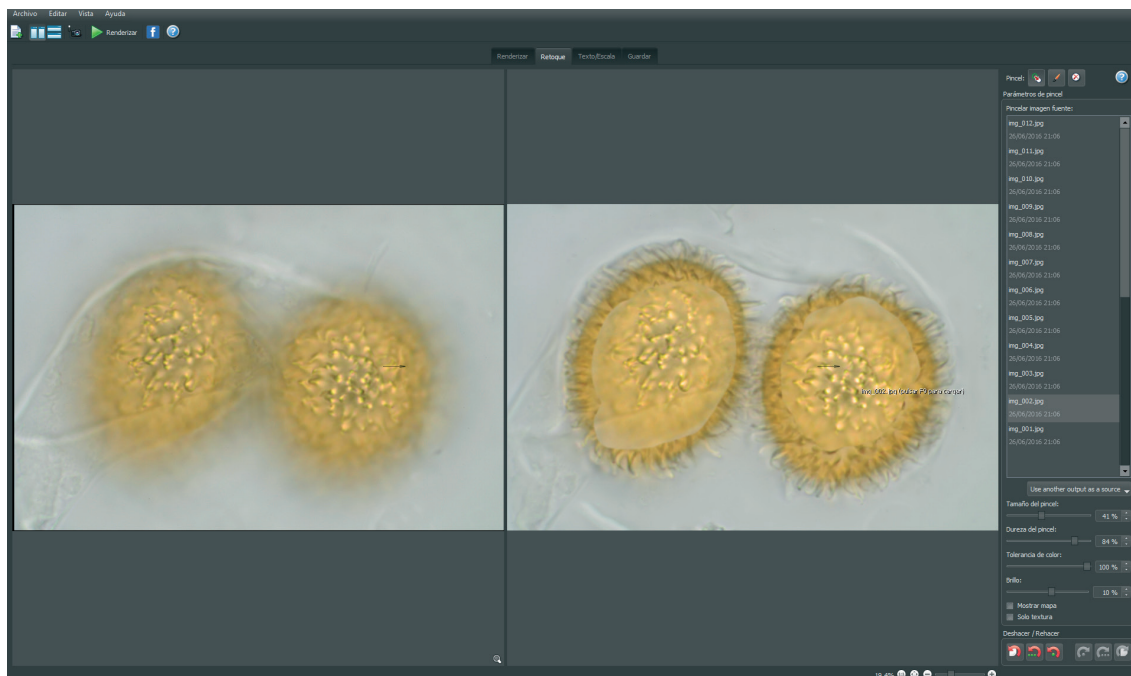


Fig. 24. "Helicon focus", herramienta retoque. Foto: A. Paz.

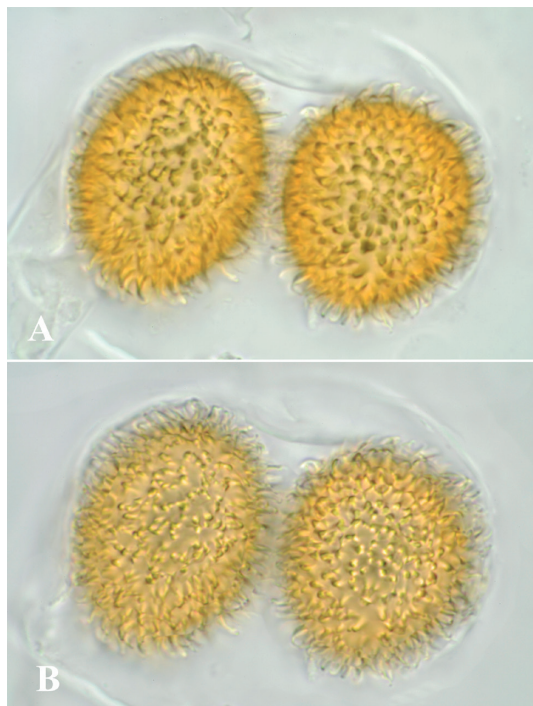


Fig. 25. A: Resultado del acople de imágenes en el método de renderización A (automático). B: Resultado del acople de imágenes con la herramienta "Retoque" (manual). Foto: A. Paz.

que en la fotografía tanto macroscópica como al "Macroscopio" realmente solo retocamos un poco el brillo, contraste, nitidez y, a veces, eliminamos pequeños detalles que estropean la foto (como motas de polvo de la cámara, larvas que de repente salen corriendo por la foto...) o difuminamos un poco el fondo de la fotografía para destacar la seta fotografiada. Pero todo esto también lo hacemos con la fotografía al microscopio; por ello, todo lo que vamos a explicar en este apartado se puede utilizar en todas las fotografías finales (macroscopía, Macroscopio y microscopía).

Como hemos indicado en la introducción del tratamiento de las imágenes, lo realizamos con "DxO Photolab" o "Photoshop". Una vez obtenida la foto final, podemos efectuar varios retoques importantes para destacar las partes principales o darle volumen a lo fotografiado (esporas, ascos, basidios, hifas...), desenfocar algunas zonas, enfocar más las células, etc. Recomendamos buscar tutoriales en Internet que nos ayudarán en cada paso. "DxO Photolab" lo utilizamos primordialmente para la corrección de exposición, exceso

de luz o detalles en las sombras, son correcciones automáticas que realiza el programa. Aunque el programa más utilizado por nosotros es "Photoshop", hay infinidad de parámetros, reglajes, etc. que podemos hacer. Para comenzar, y así quitarle el miedo a estropear una foto, aconsejamos realizar una copia y trabajar sobre la copia, así podremos comparar el resultado final.

Para poder seguir nuestras indicaciones de "Photoshop CC", es importante recordar que nosotros utilizamos la versión 14.0 x 64 Bit y que hablaremos en todo el proceso, de tres menús: menú principal horizontal en la parte superior, menú vertical en la parte izquierda y menú vertical en la parte derecha (Fig. 26).

Vamos a abrir nuestra imagen en "Photoshop", en el menú principal horizontal está "Imagen - Ajustes", aquí podemos corregir los niveles, darle más contraste, brillo, corregir la saturación, etc.; y en el menú vertical de la parte izquierda, donde se encuentran una lista de iconos, si clicamos por ejemplo en el icono "Herramienta pincel corrector puntual" (que parece una tirita, y observad que en cada icono si clicamos veremos que hay varias herramientas), seleccionamos y marcamos en el menú principal horizontal "Según el contenido", así podemos eliminar manchas de polvo u otros elementos no deseados.

Muchas veces lo que queremos es copiar alguna espora de varias fotos para hacer una sola foto, o bien realizar una comparativa de esporas de diferentes especies dentro de un género. Personalmente a nosotros nos gusta hacerlo, es una forma muy fácil de apreciar las diferencias (tamaño, decoración, etc.). Si pensamos en realizar esto, lo ideal es que hagamos todas las fotografías sin

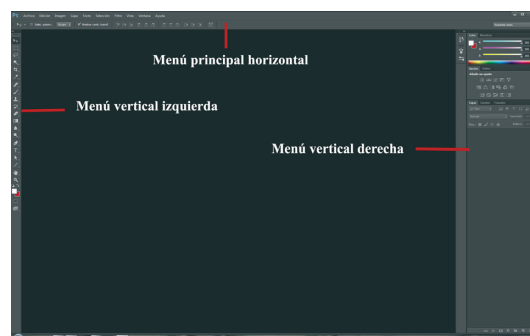


Fig. 26. Menús en "Photoshop". Foto: A. Paz.



variar la apertura de nuestro condensador y por supuesto con el mismo objetivo; con ello, conseguiremos que todas tengan el mismo color de fondo y relación en el tamaño. Abrimos **“Photosop”** (en el menú principal horizontal de la parte superior) **“Archivo - Nuevo”** y cread una nueva foto, que será la capa base. Tendremos que ponerle los mismos píxeles de anchura y altura que en nuestras fotos a copiar, una resolución mínima de 300 ppp y un contenido de fondo. En este apartado elegiremos el color de fondo deseado, en este caso transparente, para a continuación copiar el color de fondo de toda la serie fotográfica, y darle al ok. Para ello, abrimos la carpeta donde tenemos todas las fotos y elegimos las fotos de la serie que vamos a copiar las esporas y las abrimos con Photoshop, a continuación clicamos en los iconos de **“Configurar color frontal”** (los cuadrados blanco y negro de la barra de menú vertical de la izquierda), nos aparecerá una ventana de selector de color con un cuentagotas que se nos pone en la flecha del ratón, la pasamos por el fondo de una de nuestras fotos, clicamos y así queda seleccionado dicho fondo. Ahora seleccionamos la herramienta de bote de

pintura (menú vertical de la izquierda) y clicamos sobre nuestra nueva foto que está en transparente, de esta manera tendrá el mismo tono que toda la serie realizada; ahora ya solo tenemos que seleccionar la herramienta de tapón de clonar (menú vertical de la izquierda) y copiar cada espora a la foto final (Fig. 27).

Otro sencillo paso que podemos realizar (cuando trabajamos con fotografías en jpg), es ir al menú principal “Archivo - Abrir como - Seleccionar la foto” y en el apartado Formato clicar en **“Camera RAW”**, también podemos hacerlo por la vía directa del teclado presionando a la vez las tres teclas Ctrl + Shift o Mayúscula (la flecha grande que está encima) + A, se nos abrirá una ventana. Aquí podemos modificar exposición, contraste, iluminación, sombras, etc., y le damos a “Aceptar” (Fig. 28). Podemos darle **luz** o **sombras** a esas esporas de muchas maneras, una de la más sencilla es ir a **“Capas - Nueva - Capa”** (menú principal horizontal superior), se nos abre una ventana a la que podemos ponerle el nombre, si no lo hacemos, por defecto, nos sale capa 1, lo importante es clicar en la pestaña de **“Modo”**, que



Fig. 27. Composición de esporas género *Hymenogaster*. Foto: A. Paz.



Fig. 28. Ventana "Camera Raw". Foto: A. Paz.

por defecto pone Normal y elegimos **"Luz suave"**, damos al ok y a continuación tomamos la **"Herramienta pincel"** (menú vertical de la izquierda) y ajustamos los valores de Opacidad y Flujo (menú horizontal superior), recomendamos poner valores bajos, inferiores a 15, a continuación tenemos que fijarnos en el icono **"Configurar color frontal"** (que son los cuadros blanco y negro del menú vertical de la izquierda, justo encima de ellos hay una flecha en dos sentidos, para que clicando en ella invirtamos los colores). Si está en blanco con el pincel añadiremos luz a la parte que pintemos, pero si está en negro daremos sombra. Tomamos el pincel con el cuadro en blanco y pintamos las esporas (si quisiéramos sombra en el exterior de la espora, cambiaremos al cuadro negro), esta capa la podemos duplicar en "Capa - Duplicar capa" (menú principal horizontal superior) o presionan-

do en nuestro teclado Ctrl + J y veremos como la espora toma volumen. Este método para dar luz y sombra a una espora es muy interesante ya que nos dará sensación de relieve (Fig. 29).

Podemos duplicar las capas y acoplarlas eligiendo posteriormente las diferentes opciones de fusión; para ello, abrimos una imagen y nos vamos a **"Capa - Nueva capa de ajuste - Invertir"** (menú principal horizontal superior) o clicamos en Ctrl + J (duplicamos la capa, automáticamente nos sale capa 1), a continuación clicamos en nuestro teclado Ctrl + I e invertimos los colores de la imagen. Encima de capa 1 (menú vertical de la derecha) encontramos una pestaña que pone **"Normal"**, clicamos en ella y se despliega toda una ventana con las diferentes opciones que podemos elegir para acoplar las dos capas, por ejemplo luminosidad, color y disolver (Fig. 30).

Por Internet podemos encontrar varios tutoriales que nos dirán cómo **seleccionar y recortar** un objeto de una imagen. Vamos a intentar explicar cómo lo realizamos nosotros. En primer lugar seleccionamos la **"Herramienta pincel"** (nos aseguramos que los valores de opacidad y flujo estén a 100% en menú principal horizontal superior); a continuación clicamos en **"Editar en modo de máscara rápida"** (penúltimo icono del menú vertical de la izquierda) y pintamos sobre la parte de la imagen que queramos seleccionar, en el ejemplo sobre la espora, por defecto pintamos en color rojo toda la superficie (Fig. 31); volvemos a clicar en **"Editar en modo de máscara rápida"**, veremos que nos sale seleccionado justo la parte externa de la espora, entonces vamos a invertir la selección en **"Selección - Invertir"** (menú prin-

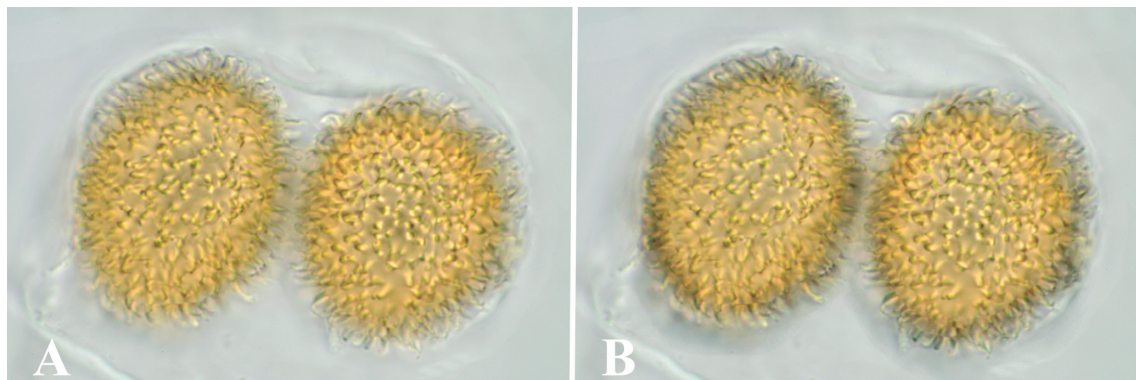


Fig. 29. A: Esporas antes de realizar las capas. B: Después de realizar las capas. Foto: A. Paz.

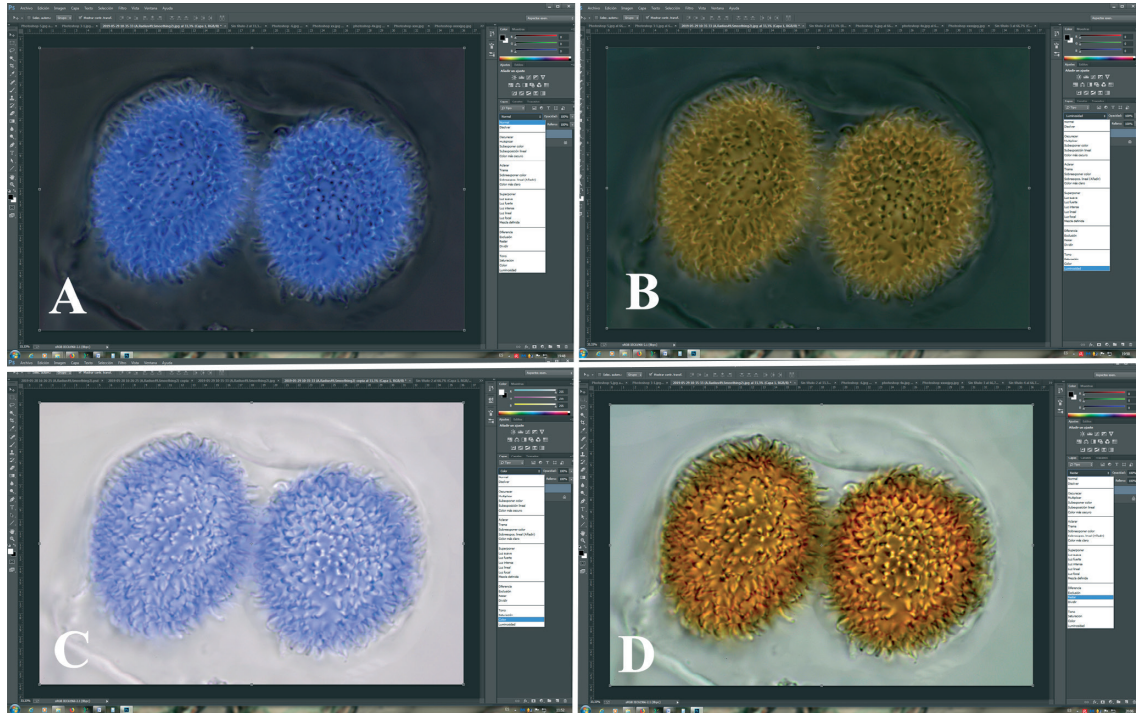


Fig. 30. A: Fusión de capas en modo "Normal". B: Fusión de capas en modo "Luminosidad". C: Fusión de capas en modo "Color". D: Fusión de capas en modo "Restar". Foto: A. Paz.

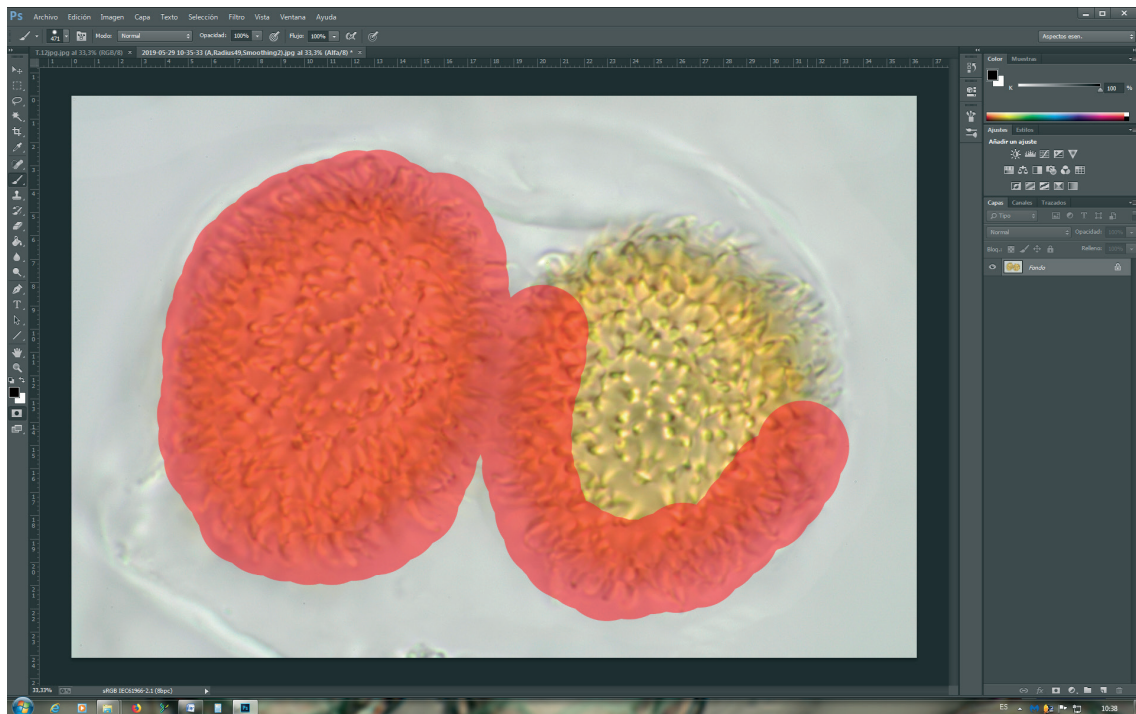


Fig. 31. Seleccionar y recortar una imagen. Foto: A. Paz.



Fig. 32. Perfeccionar bordes. Foto: A. Paz.

cial horizontal superior), y ya tenemos la espora seleccionada, ahora queremos afinar en dicha selección; para ello, vamos a la herramienta **"Lazo"** (menú vertical de la izquierda) y nos aparece **"Perfeccionar bordes"** (en la segunda fila del menú principal horizontal), clicamos y se nos despliega una ventana que desplazaremos a un lateral para que no nos moleste, vamos a trabajar con esta pequeña ventana y haremos varios reglajes con ella (Fig. 32):

En la parte superior nos sale **"Vista"**, un recuadro con nuestra espora, prestar mucha atención que esté sobre negro; si no es así, clicando en él lo podemos modificar, a continuación lo que tenemos automáticamente es un pincel (al que podemos aumentar el tamaño, en la pantalla principal) y vamos pintando todo el contorno de la espora, parecerá que estamos borrando el fondo, lo haremos por todo el contorno de la espora, y varias veces, vamos poco a poco, dando tiempo a que trabaje nuestro ordenador.

Después en la parte superior vemos un cuadro al lado de **"Mostrar radio"**, clicamos y veremos en negro sobre la espora el radio que tiene marcado, podremos ampliarlo en **"Detección de borde"**, a la izquierda hay un icono con un pincel, clicamos y nos da la oportunidad de cambiarlo a una goma

de borrar, con ella ampliamos la parte interna de la espora, dejamos la goma y seleccionamos de nuevo el pincel y desclikamos la casilla de radio.

Ahora vamos a ajustar un poco los valores de esa pequeña ventana; clicamos en **"Radio inteligente"** y vamos a darle un pequeño valor: ponemos 3 (recomendamos no superar el 4).

"Suavizado": también un valor aproximado de 4.

"Desplazamiento de borde": le damos un valor en positivo 15 a 20.

"Descontaminar colores": y le damos una cantidad alta entre el 70-80 % (no siempre es recomendable hacer este último paso, ello dependerá de los colores que tengamos en la espora que queremos recortar).

"Enviar a": clicamos y seleccionamos nueva capa y le damos al ok.

Ahora ya tenemos en una capa nueva nuestras esporas recortadas, pero vemos que los bordes están difuminados, vamos a intentar recuperar los tonos de color; para ello, clicamos en **"Canales"** (menú vertical de la derecha), siempre teniendo la capa fondo o principal oculta (para ocultar o ver las capas lo realizamos marcando el icono de visibilidad de capa, que se encuentra al inicio de cada capa, en el menú vertical de la derecha), tenemos RGB (rojo, verde y azul), clicando en los colores veremos en cual de ellos tiene más contraste la espora (generalmente el azul), dejaremos solamente en abierto el azul y clicando sobre él podemos duplicar el canal azul, luego clicamos en ok (Fig. 33). A continuación nos vamos a **"Imagen - Ajustes - Niveles"** (en el menú principal horizontal superior) o directamente por nuestro teclado presionamos Ctrl + L y se nos abre la ventana de niveles, le damos más contraste para resaltar las partes externas difuminadas y damos al ok. A continuación manteniendo presionada la tecla Ctrl clicamos a la vez en el canal azul y nos salen seleccionados los tonos claros, luego vamos a la pantalla principal a **"Selección - Invertir"** (menú principal horizontal superior) y ya tenemos invertida la selección a los tonos oscuros, clicamos en RGB (menú vertical de la derecha), volvemos a capas y duplicamos la capa con Ctrl + J (o en el menú principal horizontal superior). Teniendo siempre la capa principal o fondo oculta y las otras dos en abierto, ya tenemos

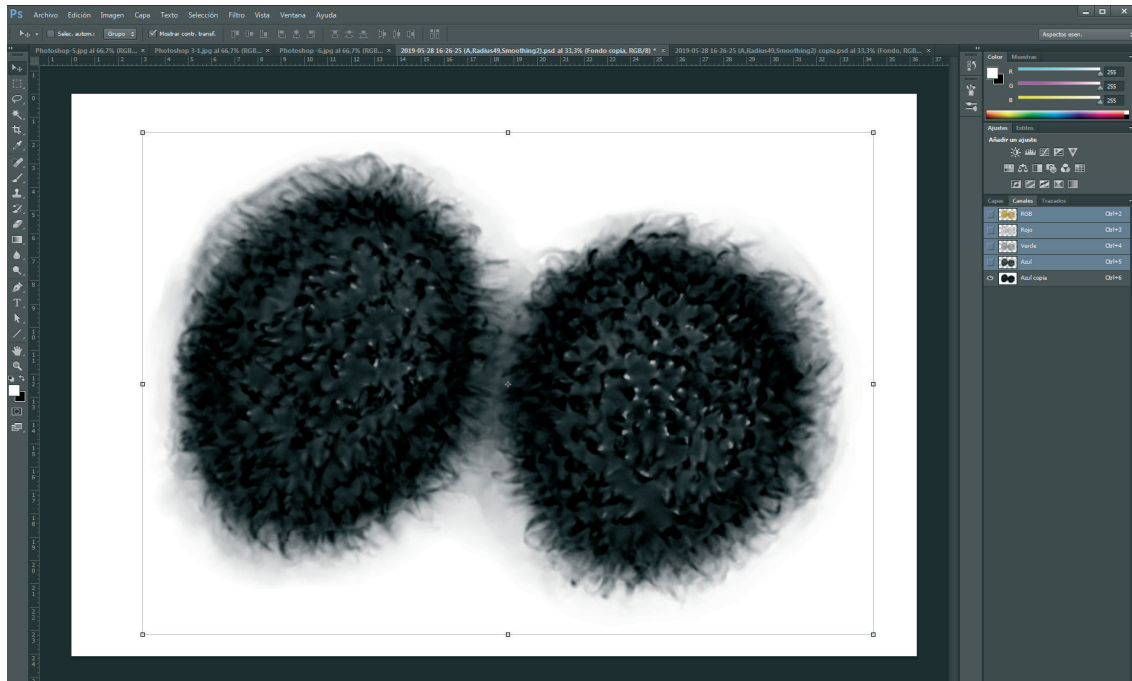


Fig. 33. Duplicar canal azul. Foto: A. Paz.

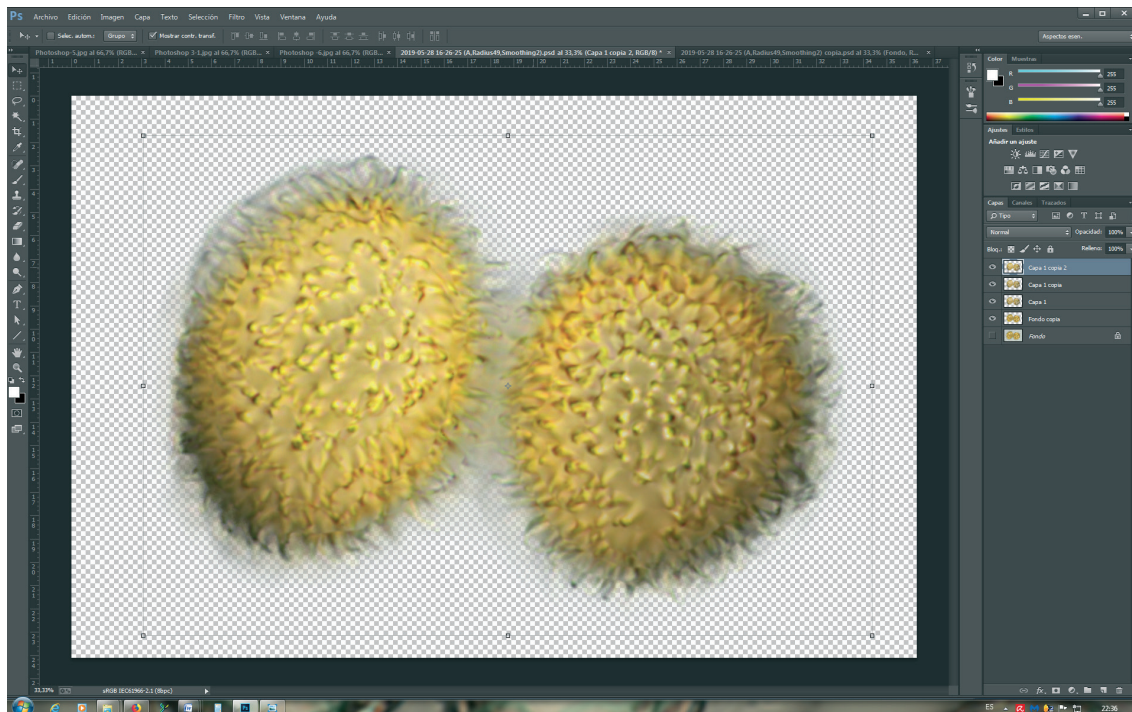


Fig. 34. Imagen final recortada. Foto: A. Paz.

a nuestras esporas bien recortadas con todo detalle. Podemos duplicar esta capa 1 o 2 veces hasta conseguir el efecto deseado (Fig. 34).

Si queremos, podemos **modificar el color del fondo** y ponerle el color que deseemos. Para ello, vamos a **“Capa - Nueva - Capa - ok”** (menú prin-



cial horizontal superior), la llamaremos capa 2. Manteniendo clicada la capa, podemos descenderla y pasarla a primer plano, ahora vamos a seleccionar, en el icono de colores **"Configurar color de fondo"** (los cuadraditos blanco y negro del comando de iconos del menú vertical de la izquierda), el color deseado, clicamos en él y se nos abre la ventana **"Selector de colores"** (color frontal), seleccionamos el color, por ejemplo un azul, vamos al icono **"Herramienta bote de pintura"** (menú vertical de la izquierda), en la flecha del ratón ya nos sale el dibujo del bote de pintura y lo clicamos por la foto, si volvemos a clicar en la herramienta bote de pintura, veremos que hay un cuadrado en tonos oscuros que pone **"Degradado"**. Podemos clicar en él y por ejemplo clicando en nuestra foto desde la parte superior izquierda hasta la parte inferior derecha, nos dará el efecto de degradación del color, lo podemos hacer varias veces y si no nos gusta, en **"Edición"** (menú principal horizontal superior) tenemos paso adelante o paso atrás

Por último, podemos realizar un efecto de sombra y relieve a través de **"Filtro - Interpretar - Efectos de iluminación"** (menú principal horizontal superior), en este apartado podemos realizar un efecto de iluminación lateral o frontal con resultados muy interesantes.

Cómo añadir una escala en micrones con "Photoshop"

Comenzamos activando la visión de la herramienta **"Regla"**, vamos a **"Vista"** y clicamos en **"Regla"**, justo encima está **"Mostrar"**, clicamos y se nos abre una pestaña donde también podemos activar o desactivar la visión de la herramienta **"Cuadrículas"** (que más adelante nos serán de utilidad). A continuación nos vamos a **"Edición-Preferencias-Unidades y reglas"**, nos sale una ventana, donde ajustamos la medida de la regla en píxeles, y le damos al ok (Fig. 35 A). Ya tenemos activadas las reglas en píxeles. Nuestras fotos son de 6.000 × 4.000 píxeles y es la medida que aparece en las reglas horizontal y vertical. Ahora, lo importante es calcular la equivalencia de píxeles a micrones (esto se debe calcular con cada objetivo que utilicemos), para ello, abrimos en "Photoshop", la misma foto del porta calibra-

do, que utilizamos para calibrar "Mycomètre", si no la tenemos, realizamos una foto con el mismo objetivo utilizado, a un porta calibrado. En nuestro caso, la foto de las esporas está realizada con el objetivo de 100×. Así que abrimos la foto del portaobjetos calibrado con el objetivo 100×. Una vez abierta, seleccionamos la herramienta **"Línea"** del menú vertical de la izquierda, y manteniéndola presionada, trazamos una línea entre varios segmentos de nuestra foto de la escala del porta calibrado. Para realizarlo bien, podemos aumentar la foto con la herramienta **"Lupa"** y nos podemos guiar con las reglas horizontales y verticales. En el ejemplo, partimos de la línea de 2.000 píxeles y acabamos en 3.800, la diferencia es de 1.800 píxeles, que equivalen a 20 micrones de la foto del portaobjetos calibrado (Fig. 35 B). Si dividimos los 18.000 píxeles entre los 20 micrones, obtenemos que 90 píxeles (de esta foto) equivalen a 1 μm . Si deseamos realizar una escala de 10 μm , tendrá que abarcar 900 píxeles de esta imagen de 6.000 × 4.000. A continuación tenemos que activar la visión de las cuadrículas, volvemos a **"Edición-Preferencias-Guías, cuadrículas y sectores"**, nos sale otra ventana, donde en el apartado de **"línea de cuadrícula cada"** ponemos 900 píxeles, que ya sabemos que corresponde a 10 micrones en nuestra foto y subdivisiones (las subdivisiones son los cuadros pequeños que vemos dentro del cuadro de 900 píxeles) de 90 píxeles, que corresponden a 1 micrón (Fig. 35 C). Volvemos a nuestra foto de esporas y trazamos una línea de 900 píxeles. Cuando clicamos en la herramienta **"línea"**, en el menú principal horizontal (en la segunda fila), se nos abren unas pestañas donde podemos seleccionar el color, la forma y la anchura de la línea a trazar. Automáticamente se nos forma una capa nueva con el trazado realizado. Si tenemos que añadir el texto, que corresponde a 10 μm , vamos al menú vertical de la izquierda, clicamos en la **"Herramienta texto horizontal"**, e igualmente, se nos abre en el menú principal superior (en la segunda fila) una serie de pestañas donde podemos modificar el formato del texto, tamaño, fuente y color, veremos que el texto forma una segunda capa en la foto. Si duplicamos esta imagen y eliminamos la capa principal de esporas, nos quedarán las dos capas (escala y texto) que podemos guar-

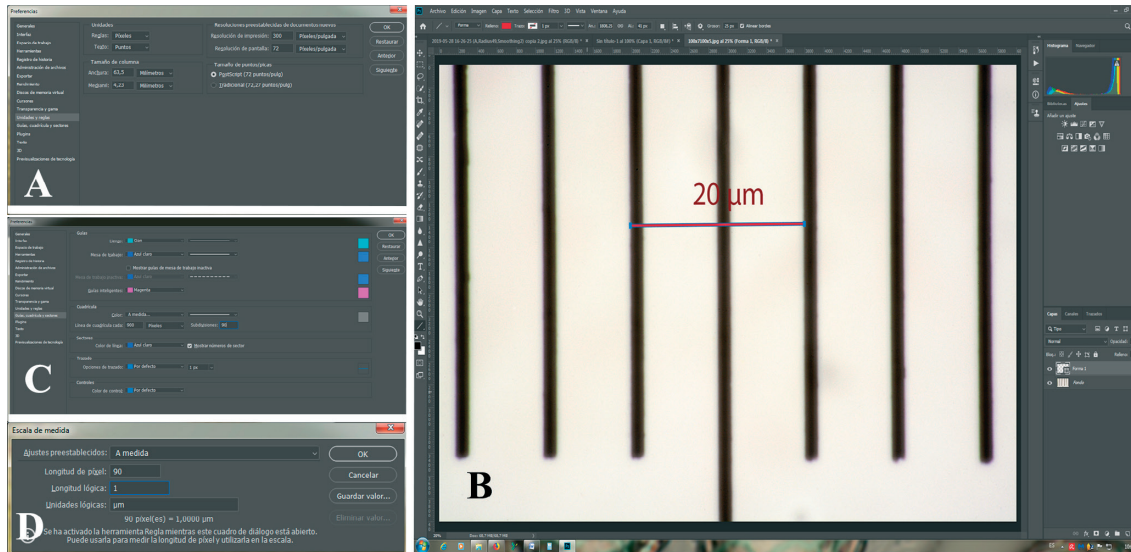


Fig. 35. A: Ajustar las medidas de regla en píxeles. B: Foto porta calibrado 100×. C: Ajustar línea de cuadrícula. D: Configurar escala a medida. Foto: A. Paz.

dar en formato “psd” y la podremos insertar en las siguientes fotografías. Para desplazar la escala o el texto en la foto, tenemos que tener activado la herramienta “**Edición - Transformar - Escala**”

Las últimas versiones de “**Photoshop**” tienen un apartado más directo. Siempre tenemos que saber la equivalencia entre píxeles y micrones, como lo hemos realizado antes, sabemos que 90 píxeles equivale a 1 μm . Vamos a “**Imagen - Análisis - Configurar escala de medida - A medida**”, se nos abre una ventana donde ajustaremos la “**Longitud de píxeles**” en 90, “**Longitud lógica**” en 1 y “**Unidades de lógicas**” en μm , clicamos en “**Guardar valor**” y nos sale una ventana para ponerle el nombre: 100× y damos al ok (Fig. 35 D). Podemos realizar estos pasos con todos nuestros objetivos del microscopio, abriendo la foto del portaobjetos calibrado con cada objetivo (60×, 40×, 20×, etc.), calcular la equivalencia de píxeles a micrones en cada foto del porta calibrado y guardarlas. Ahora, ya podemos insertar una escala con texto a nuestra foto de esporas, volveremos a “**Imagen - Análisis - Configurar escala de medida - A medida**” y se nos abre otra vez la ventana, y ahora en “**Ajustes preestablecidos**”, en vez de “**A medida**”, elegimos una de las grabadas, en este caso 100× (aquí nos saldrán todas las escalas que

hemos grabados con cada objetivo, solamente tenemos que seleccionarla), y damos al ok. Volvemos a “**Imagen - Análisis - Colocar marcador de escala**”, se nos abre una ventana donde ajustaremos “**La longitud**” en 10 (en este caso queremos una escala de 10 μm), podemos elegir el tamaño y color formato de texto, y si lo queremos en la parte superior o inferior (no os preocupéis todo esto lo podemos modificar después) y le damos al ok. Automáticamente nos sale la escala y el texto en dos capas diferentes, seleccionando cada una de ellas, las podemos desplazar y modificar tanto la anchura y color de la escala, como el formato y tamaño del texto (Fig. 36).

Aunque ya hemos comentado que para realizar las mediciones de microscopía utilizamos el programa “Mycomètre”, también podemos realizar mediciones con «Photoshop». Activamos la visión del registro de medidas que vamos a realizar, para ello vamos al menú principal horizontal a “**Ventana - Registro de medidas**”, en la parte inferior de nuestra pantalla se abre un panel donde podemos grabar cada una de las medidas que realicemos. Para realizar las medidas tomamos la herramienta “**Regla**” y la pasamos por los elementos que deseamos medir, en el panel inferior ya nos dará la medida en micrones por el ajuste anterior que

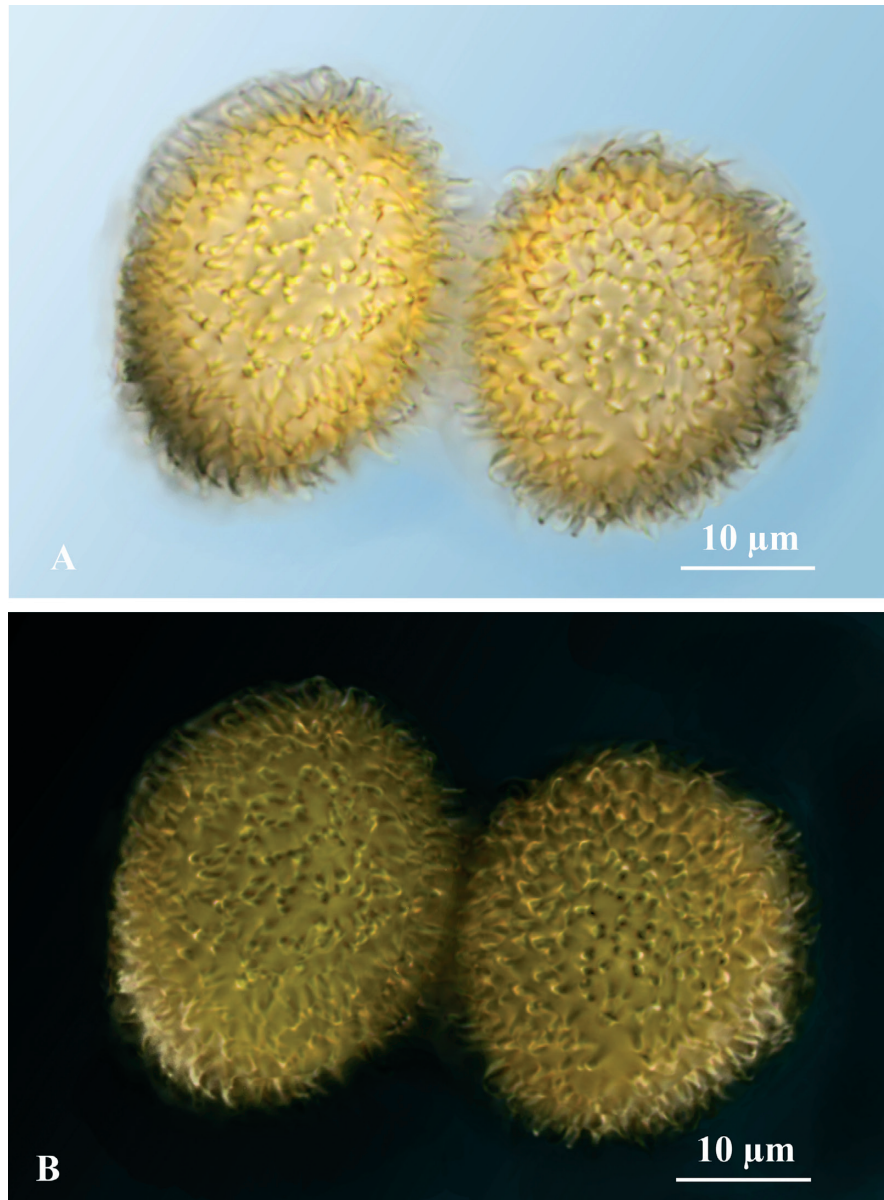


Fig. 36. A: Imagen final recortada y con fondo azul. B: Imagen final con capa invertida, fusionada en modo "Luminosidad", oscurecido el fondo y dando claridad al interior de la espora. Foto: A. Paz.

hemos realizado, clicamos en **"Grabar medidas"** y así, podemos continuar y realizar diferentes medidas que nos saldrán en el panel. En este mismo panel, a la derecha, tenemos tres iconos donde podemos seleccionar todas las medidas, guardarlas en formato texto en el lugar que deseemos o borrarlas.

AGRADECIMIENTOS

En memoria a Fernando Palazón Lozano por iniciarnos en el mundo del «Stacking», a Giovanni Manavella por ayudarnos en la fotografía macroscópica del mundo de los *Myxomycetes*, a José Ángel Hernández Melchor por aconsejarnos uno de los métodos de darle luz y sombras a una imagen con "Photoshop" y a Víctor Manuel Macho Paz por sus recomendaciones a la hora de utilizar las diferentes herramientas de "Photoshop".



Alimentos y bebidas producidos por fermentación con intervención de hongos (I): alimentos de origen animal y de cereales

Velasco, J.M.

C/ Pontevedra 18, 1.º C. 37003 Salamanca, Salamanca, España. E-mail: juanmvs@telefonica.net

Resumen: VELASCO, J.M. (2019). Alimentos y bebidas producidos por fermentación con intervención de hongos (I): alimentos de origen animal y de cereales. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 109-144.

Se hace una revisión de los alimentos y bebidas que se obtienen por fermentación con la intervención total o parcial de hongos, muchas veces con ayuda de bacterias. En esta primera parte, de las cuatro clases de alimentos y bebidas establecidas, se muestra una compilación de 36 alimentos derivados de productos animales y 62 alimentos derivados de cereales.

Palabras clave: alimentos fermentados de animales, alimentos fermentados de cereales, fermentación, levaduras, mohos, micología aplicada.

Summary: VELASCO, J.M. (2019). Foods and beverages produced by fermentation with the intervention of fungi (I): foods of animal and cereal origin. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 109-144. A review of the food and beverages that are obtained by fermentation with the total or partial intervention of fungi, often with the help of bacteria is made. In this first part, of the four established classes of food and beverages, a compilation of 36 foods derived from animal products and 62 foods derived from cereals is shown.

Keywords: fermented animal foods, fermented cereal foods, fermentation, yeasts, molds, applied mycology.

INTRODUCCIÓN

Desde hace miles de años los humanos han obtenido alimentos y bebidas fermentados, usando, sin saberlo, microorganismos como bacterias y hongos (levaduras y mohos) del propio ambiente. Cada etnia del mundo empleó unos sustratos y procesos diferentes que daban lugar a distintos alimentos y bebidas que han llegado hasta nuestros días, y que se analizan en esta revisión, sólo en el caso de que intervenga algún tipo de hongo en la fermentación de un sustrato y que dé lugar a un alimento o bebida que se consuma por alguna etnia o población. La historia de los alimentos fermentados se pierde en la noche de los tiempos; la primera fermentación puede haber comenzado con el almacenamiento de la leche sobrante, que fermentó al día siguiente formando una cuajada. Después del secado, la fermentación es el método de conservación de alimentos más antiguo, no solo conservaba los alimentos, sino que también le daba una variedad de aromas y sabores (PRA-JAPATI & NAIR, 2008).

Las primeras referencias de que los humanos obtuvieron algún tipo de alimento o bebida fermentada datan de la obtención del vino a partir del mosto de uvas en las culturas que se establecieron en la zona entre Georgia e Irán, habiéndose encontrado en yacimientos de Georgia, restos de unos recipientes llamados "kveris", donde se fermentaban uvas, con una antigüedad de unos 8.000 años; igualmente, en los montes Zagros de Irán, se encontró, dentro de una vasija, restos (ácido tartárico) con resina de terebinto (*Pistacia terebinthus*) que demuestran la obtención de vino por fermentación artificial hace unos 7.000 años (WIKIPEDIA, 2018b); pero recientemente se han comprobado unos restos de vasijas de Jiahu (provincia china de Henan), encontrados en 2001, que contenían ácido tartárico y tartrato, además de semillas de uvas cerca, lo que indica la elaboración de vino; los restos se han datado entre 7.000-9.000 años (LI & *al.*, 2018). La primera prueba química de elaboración de cerveza de cebada se encontró en Godin Tepe (montañas de Zagros,

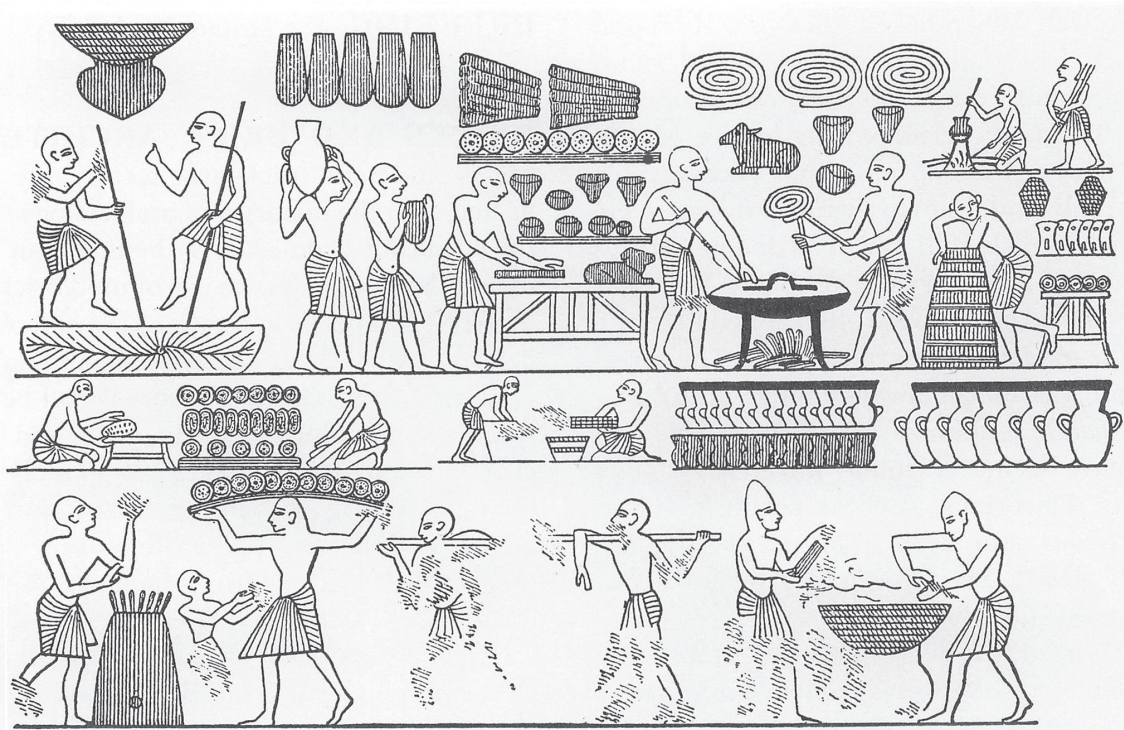


Fig. 1. Mural egipcio sobre la elaboración de pan, tumba de Ramses III. Fuente: https://es.wikipedia.org/wiki/Historia_del_pan#/media/File:Ramses_III_bakery.jpg

Irán) con una antigüedad de 5.400-5.000 años; dicho conocimiento parece que pasó a los egipcios, pues se sabe que estos conocían la elaboración de la cerveza desde hace unos 4.000 años; no obstante, se acaban de descubrir evidencias de fabricación de cerveza por parte de la cultura Natufian en la cueva Raquefet (Israel) que datan de hace 13.700-11.700 años (LIU & *al.*, 2018). El pan levado (de levadura) se elaboró por primera vez, posiblemente, en alguna parte de Sumeria o de Mesopotamia hace unos 6.000 años y éstos se lo enseñaron a los egipcios hace unos 5.000 años, los cuales lo debieron consumir mucho por los buenos campos de trigo que tuvieron y por los hornos de cocción, dibujos y figuras de panaderías encontrados (Fig.1). Se especula sobre cómo se pasó del pan ázimo al pan de levadura, existiendo varias hipótesis. Recientemente se ha publicado un estudio en el que se indica la existencia de evidencias de elaboración de un producto similar a pan con un trigo silvestre (*Triticum boeoticum*) y otras plantas de hace unos 14.600-11.600 años en el noreste de Jordania (ARRANZ-OTAEGUI & *al.*, 2018). La preparación del queso se remonta a

Irak hace unos 9.000 años y los primeros chorizos de carne se prepararon en Babilonia hace unos 3.500 años (RAY & JOSHI, 2014).

Se piensa que el holandés Antonie van Leeuwenhoek, a mediados del siglo XVII, pudo observar, con su microscopio simple, microorganismos asociados a la fermentación alcohólica, al describir unas estructuras globulares. En 1836, el francés C. Latour descubre las levaduras y les atribuye el proceso de la fermentación; y en 1837, el alemán T. Schwan reconoció que las levaduras eran hongos, aunque ya a finales del siglo XVIII se conocían dos especies: *Saccharomyces cerevisiae* y *S. carlsbergensis*, pero se discutía si eran algas u hongos. Sin embargo, el estudio de un proceso de fermentación no se realiza hasta mediados del siglo XIX (años 1850-1860) por el francés Luis Pasteur, describiendo la fermentación como “la vida sin el aire”, publicando en 1857 *Mémoire sur la fermentation alcoolique*, en la que demuestra que la fermentación alcohólica era efectuada por levaduras vivas y no por un catalizador químico. No fue hasta 1882, cuando el danés E. C. Hansen aísla cultivos puros de levaduras responsables



de fermentaciones en cerveza que usados como inóculo volvían a producir cerveza (FLEET, 1998).

El estudio de los hongos de los alimentos ha dado lugar a una disciplina emergente, la Micología alimentaria (Food mycology en inglés), no solo para estudiar los hongos patógenos y micotoxinas de alimentos, sino para identificar y mejorar los hongos de los alimentos fermentados y los metabolitos de interés que producen en relación con los alimentos (BEUCHAT, 1987). La Micología alimentaria nació después de la II Guerra Mundial y cristalizó con la publicación *Food and beverage Mycology*, de L. R. Beuchat en 1979 (en su primera edición). Dicha disciplina se puede definir, ampliando el concepto que recoge CHULZE (2017), como “el área de conocimiento focalizada en las interacciones naturales entre los alimentos y los hongos”. La utilización de hongos en procesos biotecnológicos como las fermentaciones fúngicas ha dado lugar a múltiples patentes desde que en 1873, Luis Pasteur patentó una levadura en Estados Unidos (BERNARDO-ÁLVAREZ, 2012).

Hoy en día se tienen registrados unos 3.500 alimentos y bebidas fermentados diferentes que son consumidos por distintos grupos humanos y que han sido clasificados en 250 grupos (CAMPBELL-PLATT, 1987; en CAMPBELL-PLATT & COOK, 1994), que se tienden a tipificar en nueve grandes grupos (lácteos, carnes, pescados, cereales, legumbres, otros vegetales, bebidas fermentadas alcohólicas, bebidas fermentadas no alcohólicas y mixtas) o incluso en cuatro tipos (origen animal, cereales, otros vegetales y bebidas). La inmensa mayoría son étnicos, no industrializados, y se elaboran en pequeñas cantidades para uso de diferentes etnias que habitan en regiones concretas (RAY & *al.*, 2016). De ellos, en el 75 % aproximadamente intervienen algunas especies de levaduras y/o mohos en la producción de los alimentos y bebidas fermentados, solos o asociados con bacterias.

En la actualidad muchos de estos preparados elaborados se han globalizado y hay personas, por todo el mundo, que se han convertido en especialistas y que elaboran sus propios alimentos y bebidas fermentados. Si algún lector quiere seguir sus pasos, un trabajo recomendable para iniciarse es el de KATZ (2016).

FERMENTACIÓN, TIPOS DE FERMENTACIÓN, MICBIOTA E INÓCULOS

Durante la glucólisis, proceso que sucede en el citoplasma de las células, una molécula de glucosa de 6 carbonos se convierte en dos moléculas de piruvato o ácido pirúvico (con 3 carbonos). Esta reacción requiere la reducción de dos moléculas de NAD^+ (Nicotinamida adenin dinucleótido) para formar dos moléculas de NADH (Fig. 2). Las dos moléculas de piruvato producidas pueden seguir dos rutas metabólicas distintas (Fig. 3). La primera, la respiración celular, ocurre en aerobiosis (en presencia de oxígeno) con intervención de las mitocondrias celulares, en las cuales el piruvato se usa para alimentar la cadena respiratoria de modo que la respiración oxidativa se produce para obtener ATP (adenosín trifosfato) como batería energética de las células y un residuo, el agua, como resultado de que el aceptor final de hidrógenos del NADH y de otro compuesto es el oxígeno; el dióxido-

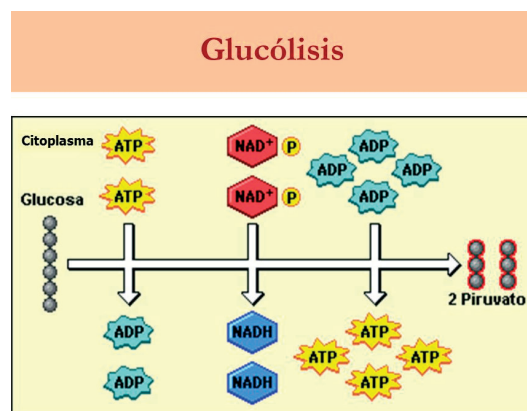


Fig. 2. Esquema de las reacciones bioquímicas de glucólisis hasta el piruvato. Fuente: <https://slideplayer.es/slide/5580014/>

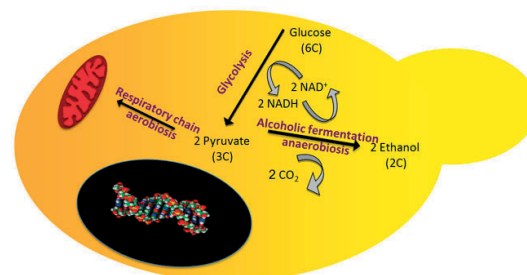


Fig. 3. Rutas metabólicas en una célula de levadura después de la glucólisis en aerobiosis y en anaerobiosis. Fuente: <https://www.nature.com/scitable/topicpage/yeast-fermentation-and-the-making-of-beer-14372813/>



do de carbono se produce en las etapas anteriores a la cadena respiratoria. La segunda ruta metabólica posible, la fermentación, sucede en anaerobiosis (en ausencia de oxígeno) y como consecuencia se forman 2 moléculas de etanol (de 2 carbonos), indicando que el piruvato puede usarse en esta otra alternativa para la fermentación alcohólica, que produce además dos moléculas de dióxido de carbono (CO_2), pero la célula obtiene un menor rendimiento energético en la formación del ATP que con la vía aeróbica. Existen otras fermentaciones que producen compuestos finales diferentes al etanol.

Tipos de fermentación

Se suelen diferenciar dos primeros tipos de fermentación en función de si los microorganismos fermentadores proceden del medio natural (fermentación natural) o si se añaden al sustrato orgánico a modo de inóculo o cultivo iniciador (fermentación artificial).

Otra clasificación tiene en cuenta el producto final principal obtenido en la fermentación. Así, la fermentación alcohólica produce etanol, la fermentación láctica genera ácido láctico, la fermentación acética da lugar a ácido acético, la fermentación alcalina origina amoníaco, etc. Todas ellas comienzan con el piruvato. De todas ellas, los hongos intervienen en todas las fermentaciones alcohólicas y en algunas fermentaciones lácticas, acéticas y alcalinas.

Qué es un alimento fermentado

La inmensa mayoría de los alimentos y bebidas fermentados son tradicionales o étnicos; es decir, no se producen por un proceso industrial como sucede con el pan levado, el vino y la cerveza. Un alimento fermentado tradicional se define como un alimento producido por personas nativas que utilizan sus conocimientos ancestrales y técnicas artesanales a partir de materias de origen vegetal o animal disponibles localmente. Estos se preparan de forma natural o mediante la adición de un cultivo iniciador que contiene microorganismos funcionales que modifican los sustratos de forma bioquímica y organoléptica en productos comestibles que son cultural y socialmente aceptables para los consumidores (TAMANG, 2010a, 2010b).

En la actualidad, se emplea toda una serie de conceptos para designar alimentos que se relacionan con una mejora de nuestra salud; globalmente se conocen como FOSHU (Food for Specified Health Use, en español Alimento para Uso Específico de la Salud) y tienen su propio logotipo (Fig. 4). Estos alimentos deben cumplir una serie de requisitos. El sistema FOSHU fue creado en Japón en 1991, existiendo desde entonces una legislación específica en dicho país. En esta categoría entran: alimento funcional, prebiótico, probiótico, simbiótico, nutracéutico (o alicamento), extracto, preparado parafarmacéutico, medicamento (preparado galénico o farmacéutico) y principio activo (DURÁN & VALENZUELA, 2010). Algunos de estos tipos tienen relación con los alimentos fermentados.

De todos los conceptos que se incluyen en el sistema FOSHU, el más relevante es el de **alimento funcional**. Aunque existen múltiples definiciones, se suele manejar la que procede del ILSI Europe (International Life Sciences Institute of Europe): *Un alimento es funcional si se logra demostrar satisfactoriamente, o bien que posee un efecto beneficioso sobre una o más funciones específicas en el organismo humano, más allá de los efectos nutricionales habituales, y que mejora el estado de salud y del bienestar o bien que reduce el riesgo de una enfermedad*. Los alimentos fermentados pueden considerarse funcionales al cambiar



Fig. 4. Logotipo de los alimentos FOSHU en japonés. Fuente: DURÁN & VALENZUELA (2010).

su composición al incrementarse su contenido en microorganismos beneficiosos, enriquecerse en vitaminas u otro tipo de compuesto o disminuir o eliminar alguna sustancia considerada perjudicial.

Conceptos similares que han surgido en las últimas décadas son:

A.- Prebiótico: Compuesto de un alimento que no es digerible para que llegue al intestino grueso y estimule el crecimiento de algunas cepas de microorganismos intestinales que se consideren beneficiosas para la salud; suelen ser polisacáridos y oligosacáridos.

B.- Probiótico: Microorganismos vivos que cuando se suministran con los alimentos en cantidades adecuadas, promueven beneficios para la salud del organismo anfitrión; como por ejemplo yogur, kéfir, churcrut, kimchi y otros alimentos fermentados. En 1989 R. Fuller definió a los probióticos como: “Aquellos microorganismos vivos, principalmente bacterias y levaduras, que son agregados como suplemento en la dieta y que afectan en forma beneficiosa al desarrollo de la flora microbiana en el intestino” (PONCE, 2015).

C.- Nutraceutico: Término resultante de la contracción de nutrición y farmacéutico, acuñado en 1989 por el doctor S. L. Defelice. Se refiere a productos medicinales fabricados con ingredientes naturales, como algunos suplementos dietéticos o nutrientes aislados. Por todo ello, se puede establecer una relación desde el concepto de alimento al de medicamento (Fig. 5). La importancia de los alimentos y bebidas fermentados está aumentando considerablemente por su relación con la me-

jora de la salud o por su capacidad preventiva de enfermedades (SOCCOL & al., 2010). Generalmente, son productos elaborados a partir de alimentos para ser comercializados en forma de píldoras, polvos u otras presentaciones, y que no requieren, para su comercialización, haber demostrado sus bondades ante las autoridades sanitarias. Las propiedades funcionales van implícitas en la razón de su empleo, por lo que no es necesario hacer prueba clínica o de laboratorio alguna que justifique su recomendación (BIRUETE & al., 2009).

D.- Simbiótico: Los simbióticos se definen como “una mezcla de probióticos y prebióticos destinada a aumentar la supervivencia de las bacterias que promueven la salud, con el fin de modificar la flora intestinal y su metabolismo”; el término debe reservarse exclusivamente para los productos que poseen verificación científica de la simbiosis (OLAGNERO & al., 2007).

Todos estos alimentos, algunos muy relacionados con los alimentos fermentados, están adquiriendo cada vez más importancia por las cantidades de dinero que se mueven en el comercio de los mismos y la relevancia en el consumo por parte de personas de cierta edad y mayores; además se pronostica un gran futuro al sector, sobre todo si se tiene en cuenta que en el año 2030, un 30% de la población mundial tendrá más de 65 años (VALENZUELA, 2014). Las investigaciones en el campo de la epidemiología y de la dietética permiten establecer ciertas relaciones entre los estilos de vida, los hábitos alimentarios y la incidencia de algunas enfermedades. Estas investigaciones han puesto

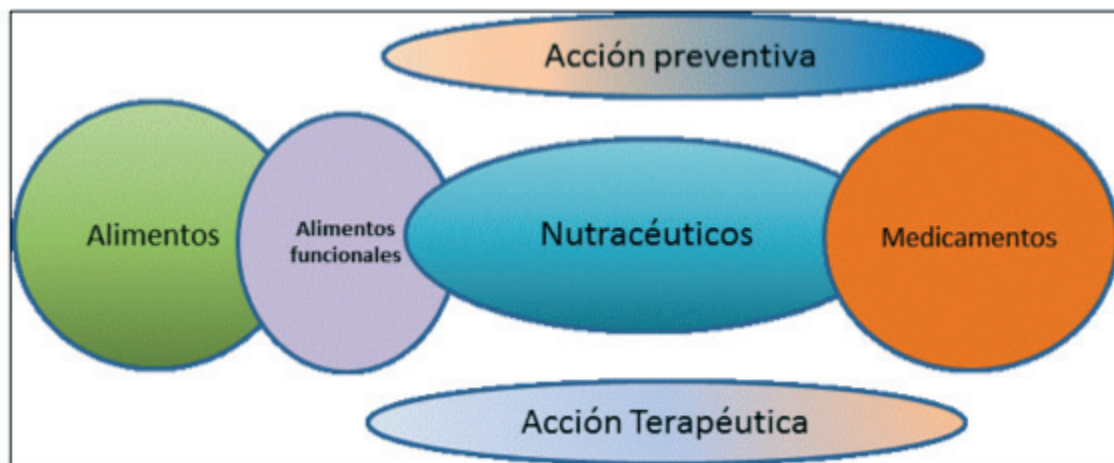


Fig. 5. Esquema de relaciones intermedias entre alimento y medicamento. Fuente: GONZÁLEZ-DÍAZ (2016).



de relieve que ciertos ingredientes naturales de los alimentos proporcionan beneficios y resultan extraordinariamente útiles para la prevención de enfermedades e incluso para su tratamiento. Como consecuencia de lo anterior, han surgido los alimentos funcionales, que tienden a compensar los desequilibrios y desajustes alimentarios y que corrigen sustancialmente la ingesta de nutrientes. Las investigaciones se han dirigido preferentemente a la identificación de componentes biológicamente activos en los alimentos, que ofrezcan la posibilidad de mejorar las condiciones físicas y mentales, así como de reducir el riesgo de contraer enfermedades (FERREIRA & LUENGO, 2007). Como consecuencia de su importancia se están realizando bases de datos diversas como la de alimentos fermentados como probióticos (ZHAO & *al.*, 2019) La idea de atribuir a los alimentos determinadas virtudes medicinales tiene un origen que se remonta a la frase de Hipócrates de Cos (460 a.C.-370 a.C.): "Que tu medicina sea tu alimento, y el alimento tu medicina..." (ZOZAYA, 2008).

Beneficios de los alimentos fermentados

La fermentación de los alimentos persigue cinco objetivos o beneficios generales sobre nuestra alimentación, según STEINKRAUS (1996). No obstante, en muchas etnias las bebidas fermentadas alcohólicas, sin tener en cuenta las destiladas o licores, han tenido o tienen un componente ritual o de celebración para obtener un beneficio difícilmente evaluable.

A.- Enriquecimiento de la dieta a través del desarrollo de una diversidad de sabores, aromas y texturas en los sustratos de los alimentos.

B.- Preservación de cantidades substanciales de alimentos a través del ácido acético, ácido láctico, etanol y amoníaco (en fermentaciones alcalinas).

C.- Enriquecimiento de sustratos alimenticios con proteínas, aminoácidos específicos, ácidos grasos concretos esenciales y determinadas vitaminas.

D.- Desintoxicación durante el proceso de fermentación eliminándose algunos antinutrientes como los fitatos o ciertas toxinas.

E.- Disminución de los tiempos de cocinado y de los requerimientos de combustible.

Otros autores (KATZ, 2016) añaden otros dos beneficios:

F.- Hacer más digeribles ciertos alimentos al producirse una primera transformación bioquímica de las macromoléculas como pueden ser los polisacáridos, haciendo más biodisponibles sus nutrientes.

G.- Los efectos beneficiosos de los probióticos que contienen algunos alimentos fermentados, sobre todo los que contienen bacterias del ácido láctico o BAL (LAB en inglés).

Para otros autores (SANLIER & *al.*, 2017), los alimentos fermentados exhiben efectos beneficiosos para la salud como: reducir los niveles de colesterol en la sangre, aumentar la inmunidad, proteger contra patógenos, combatir la carcinogénesis, la osteoporosis, la diabetes, la obesidad, las alergias y la aterosclerosis, así como aliviar los síntomas de la intolerancia a la lactosa. Estos autores, compilan toda una serie de trabajos en los que se pone de manifiesto la relación entre los alimentos fermentados y los beneficios específicos en la salud.

Sin embargo, la fermentación puede crear condiciones adecuadas para microorganismos indeseables, como ciertas cepas de *Escherichia coli*, o para la formación de sustancias tóxicas; por lo que deben elaborarse bajo condiciones controladas para evitar riesgos indeseables, algo que no sucede en las preparaciones tradicionales, habiéndose producido diversas intoxicaciones de las que se han hecho eco los medios de comunicación y las revistas científicas.

Diversidad de la microbiota fermentadora de alimentos y bebidas

Los estudios más recientes, que hemos encontrado en la literatura, sobre la biodiversidad de los hongos que intervienen en la fermentación de alimentos y bebidas son los de BOURDICHON & *al.* (2012) que citan 69 especies de hongos de 33 géneros, ALEXANDRAKI & *al.* (2013) que compilan 91 especies de 33 géneros y BOURDICHON & *al.* (2018) quienes elevan a 95 el número de especies de 41 géneros, junto con 226 especies de bacterias, en el último inventario de la IDF (International Dairy Federation). No obstante, no figuran en estos tres trabajos otros 15 géneros de hongos fermenta-



Grupos de hongos	Familias	Géneros	
Hongos miceliarres de Zygomycota	<i>Mucoraceae</i>	<i>Actinomucor</i> , <i>Mucor</i> , <i>Rhizopus</i>	
	<i>Syncephalastraceae</i>	<i>Syncephalastrum</i> *	
Hongos miceliarres de Ascomycota	<i>Cordycipitaceae</i>	<i>Lecanicillium</i>	
	<i>Davidiellaceae</i>	<i>Cladosporium</i> *	
	<i>Elaphomycetaceae</i>	<i>Monascus</i> *	
	<i>Hypocreaceae</i>	<i>Acremonium</i> (= <i>Cephalosporium</i>)*	
	<i>Incertae sedis</i>	<i>Trichothecium</i> *	
	<i>Microascaceae</i>	<i>Scopulariopsis</i>	
	<i>Nectriaceae</i>	<i>Fusarium</i>	
	<i>Sordariaceae</i>	<i>Neurospora</i>	
Hongos levaduriformes de Ascomycota	<i>Trichocomaceae</i>	<i>Aspergillus</i> , <i>Eurotium</i> , <i>Paecilomyces</i> , <i>Penicillium</i> <i>Sprendonema</i>	
	<i>Walleiaceae</i>		
	<i>Dipodascaceae</i>	<i>Geotrichum</i> , <i>Yarrowia</i>	
	<i>Saccharomycetaceae</i>	<i>Brettanomyces</i> *, <i>Candida</i> , <i>Debaryomyces</i> , <i>Dekkera</i> , <i>Diutina</i> , <i>Hanseniaspora</i> , <i>Hansenula</i> *, <i>Hyphopichia</i> (= <i>Endomycopsis</i>)*, <i>Issatchenkia</i> *, <i>Kazachstania</i> , <i>Kloeckera</i> , <i>Kluyveromyces</i> , <i>Lachancea</i> , <i>Metschnikowia</i> , <i>Meyerozyma</i> , <i>Pichia</i> , <i>Saccharomyces</i> , <i>Saccharomycodes</i> , <i>Saccharomycopsis</i> *, <i>Schwanniomyces</i> , <i>Starmerella</i> , <i>Trigonopsis</i> , <i>Wickerhamomyces</i> , <i>Zygosaccharomyces</i> , <i>Zygorulospira</i>	
	<i>Sarcosomataceae</i>	<i>Torulaspora</i>	
	<i>Schizosaccharomycetaceae</i>	<i>Schizosaccharomyces</i>	
	Hongos levaduriformes y miceliarres de Basidiomycota	<i>Cystofilobasidiaceae</i>	<i>Cystofilobasidium</i> , <i>Guehomyces</i>
		<i>Sporidiobolaceae</i>	<i>Rhodotorula</i> *, <i>Rhodospiridium</i> *, <i>Sporolomyces</i> *
<i>Tremellaceae</i>		<i>Cryptococcus</i> (= <i>Filobasidiella</i>)*	
<i>Trichosporonaceae</i>		<i>Trichosporon</i> *	

Fig. 6. Relación de géneros de hongos que intervienen en alimentos y bebidas fermentados consumidos por humanos. Fuentes: BOURDICHON & al., 2012; ALEXANDRAKI & al. (2013). Elaboración propia. (*) No figuran en los trabajos citados.

dores que se citan en otras fuentes. Así, el número total de géneros asciende a 53, entre levaduras y hongos filamentosos, siendo la familia *Saccharomycetaceae* la mejor representada (Fig. 6).

Cultivos iniciadores

En algunos casos, la fermentación comienza con un cultivo iniciador, inóculo, iniciador de fermentación, masa madre, microbioglea, búlgaro o

estárter (tomado del inglés starter), el cual contiene los microorganismos necesarios. Estos inóculos pueden contener mohos, levaduras, bacterias o una mezcla de varios de ellos.

Un iniciador de fermentación es una preparación para ayudar a que comience el proceso de fermentación en la elaboración de varios alimentos y bebidas fermentados. Se trata de un cultivo microbiológico que lleva realmente a cabo la fermenta-



ción; consiste habitualmente en un medio de cultivo, como granos, semillas o líquidos nutrientes que han sido colonizados por los microorganismos utilizados en la fermentación. Desde hace muchos siglos la cocina del Extremo Oriente emplea mohos como agentes de fermentaciones con una doble finalidad: mejorar la digestibilidad de las materias primas (gracias a las enzimas amilolíticas, celulolíticas, proteolíticas y lipolíticas) y aportar interesantes características organolépticas y, en ocasiones, efectos beneficiosos para la salud del consumidor (en este caso sería un probiótico). Los microorganismos que intervienen son bacterias de distinto tipo como las bacterias del ácido láctico (BAL) y de otro tipo. Además están presentes, en muchos iniciadores, hongos del grupo de las levaduras como los géneros *Candida*, *Debaryomyces*, *Kluyveromyces* y *Saccharomyces* para cervecera, vinificación, destilería, panificación y elaboración

de alimentos orientales asiáticos a base de arroz y soja; y del grupo de los mohos como los géneros *Amylomyces* (actualmente en *Rhizopus*), *Aspergillus*, *Geotrichum*, *Penicillium* y *Rhizopus* (CABEZA, 2006).

Los principales cultivos iniciadores de Asia se muestran en la figura 7; y un ejemplo, como es el *nuruk*, se ilustra en la figura 8.

En Asia, los iniciadores de fermentación preparados a partir del crecimiento de mohos en cereales crudos o cocidos son muy utilizados. Podrían tener su origen en el proceso de Eucchok, la hija del legendario rey Woo, que vivió hace unos 6.000 años, y que es conocida como la “Diosa del vino de arroz” en la cultura china (LEE, 1984). Los iniciadores de fermentación se conocen como *chu* en chino, *nuruk* en coreano, *koji* en japonés, *ragi* en países del sureste asiático y *bakhar ranu* o *marchaar* en India (BATRA & MILLNER, 1974).

CULTIVO INICIADOR	SUSTRATO EMPLEADO	HONGO FERMENTADOR (*)	ZONA DE USO
Balan	Trigo	Mohos, levaduras	La India
Bakhar	Arroz e hierbas	Levaduras	La India
Bubod	Arroz	<i>Mucor circinelloides</i> , <i>M. griseocyanus</i> , <i>Rhizopus cohnii</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Saccharomycopsis fibuligera</i>	Filipinas
Binubudan	Arroz blanco y bubod	<i>Debaryomyces hansenni</i> , <i>Candida parapsilosis</i> , <i>Trichosporon fennicum</i>	Filipinas
Chiu-yueh	Arroz, hierbas silvestres	<i>Rhizopus sp.</i> , <i>Amylomyces sp.</i> , <i>Torulopsis sp.</i> , <i>Hansenula sp.</i>	China, Taiwán, Singapur
Chou/Chu	Arroz, trigo, sorgo o harina de cebada	<i>Aspergillus sp.</i> , <i>Candida sp.</i> , <i>Amylomyces rouxii</i> , bacterias	China
Chuzo	Arroz, hierbas silvestres	Mohos, levaduras, BAL	Mongolia
Dabai	Arroz, hierbas silvestres	Mohos, levaduras, BAL	La India
Hamei	Arroz	<i>Mucor sp.</i> , <i>Rhizopus sp.</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Pichia anomala</i>	La India
Hong qu	Arroz	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>S. fibulifera</i> , <i>Pichia sp.</i> , <i>Candida sp.</i> , <i>Rhodotorula sp.</i> , <i>Sporolomyces sp.</i> , <i>Rhodospiridium sp.</i> , bacteria	China
Humao	Arroz, corteza de plantas silvestres	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Mucor sp.</i> , <i>Rhizopus sp.</i> , bacterias	La India
Jui paing	Arroz, hierbas silvestres	Mohos, levaduras, BAL	Malasia
Ipo/Siye	Arroz, hierbas silvestres	Mohos, levaduras, BAL	La India
Koji	Arroz, trigo	<i>Aspergillus awamori</i> , <i>A. kawachii</i> , <i>A. oryzae</i> , <i>A. sojae</i> , levaduras	Japón



CULTIVO INICIADOR	SUSTRATO EMPLEADO	HONGO FERMENTADOR (*)	ZONA DE USO
Khekhrii	Arroz germinado	Levaduras, BAL	La India
Loogpang	Harina de arroz, polvo de raíz de Kha, especias	<i>Rhizopus sp.</i> , <i>Mucor sp.</i> , <i>Chlamydomucor sp.</i> , <i>Penicillium sp.</i> , <i>Aspergillus sp.</i> , <i>A. niger</i> , <i>A. flavus</i> , <i>Endomycopsis sp.</i> , <i>Hansenula sp.</i> , <i>Saccharomyces sp.</i>	Tailandia
Marchaa	Arroz glutinoso, raíces, hierbas silvestres, jengibre, guindilla seca roja	<i>Mucor circinelloides</i> , <i>M. hiemalis</i> , <i>Rhizopus chinensis</i> , <i>R. stolonifer</i> , <i>Saccharomycopsis fibuligera</i> , <i>S. capsularis</i> , <i>Pichia anomala</i> , <i>P. butonii</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>S. bayanus</i> , <i>Candida glabrata</i> , bacterias	La India
Mana	Trigo, hierbas	<i>Aspergillus oryzae</i> , <i>Rhizopus spp.</i>	Nepal
Manapu	Arroz-trigo, hierbas	Mohos, levaduras	Nepal
Men	Arroz, hierbas silvestres, especias	<i>Rhizopus oryzae</i> , <i>R. microsporus</i> , <i>Absidia corymbifera</i> , <i>Amylomyces rouxii</i> , <i>Saccharomycopsis fibuligera</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Issatchenkia sp.</i> , <i>Pichia anomala</i> , <i>P. ranongensis</i> , <i>Candida tropicalis</i> , <i>Clavisporea lusitanae</i> , <i>Xeromyces bisporus</i> , <i>Botryobasidium subcoronatum</i> , bacterias	Vietnam
Meju	Alubias de soja	<i>Aspergillus oryzae</i> , bacteria	Corea
Nuruk	Trigo	<i>Aspergillus oryzae</i> , <i>A. niger</i> , <i>Candida sp.</i> , <i>Rhizopus sp.</i> , <i>Penicillium sp.</i> , <i>Mucor sp.</i> , <i>Hansenula anomala</i> , bacterias	Corea
Phab	Trigo, hierbas silvestres	Mohos, levaduras, BAL	La India, China (Tibet), Bután, Nepal
Poo	Arroz, hierbas	Mohos, levaduras, BAL	Bután
Ragi	Harina de arroz, especias	<i>Rhizopus sp.</i> , <i>Mucor sp.</i> , <i>Amylomyces rouxii</i> , <i>Aspergillus sp.</i> , <i>Saccharomycopsis sp.</i> , <i>Candida parapsilosis</i> , <i>C. melinii</i> , <i>C. lactosa</i> , <i>C. pelliculosa</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Hansenula subpelliculosa</i> , <i>H. anomala</i> , <i>H. malanga</i> , bacterias	Indonesia, Malasia
Samac	Caña de azúcar	Mohos, levaduras, bacterias	Filipinas
Thiat	Arroz, hierbas	Mohos, levaduras, BAL	La India
Torami	Arroz	<i>Hansenula anomala</i> , <i>Candida guilliermondii</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>Geotrichum candidum</i>	La India
Yao qu	Arroz	<i>Saccharomycopsis fibuligera</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Pichia sp.</i> , <i>Candida sp.</i> , <i>Rhodotorula sp.</i> , <i>Sporobolomyces sp.</i> , <i>Rhodospiridium sp.</i> , bacterias	China

Fig. 7. Principales cultivos iniciadores de fermentación de Asia que contienen hongos. Fuente: LEE (1999); TAMANG & a/. (2015). Elaboración propia. (*) En algunos cultivos iniciadores pueden intervenir también diversas especies de bacterias que se mencionan de forma genérica. Solo se indican las especies de hongos que participan en la fermentación inicial.



Fig. 8. A: Levadura fresca sólida usada como iniciador de fermentación de harina en la fabricación de pan. B: Iniciador de fermentación “nuruk” empleado en Corea. Fuentes: <https://en.wikipedia.org/>

CLASIFICACIÓN DE LOS ALIMENTOS Y BEBIDAS FERMENTADOS

La clasificación de alimentos y bebidas fermentados puede realizarse mediante diferentes criterios. Uno de ellos, es su estado físico: sólidos (alimentos) y líquidos (bebidas), aunque algunos sean como papillas; es decir, semisólidos o semilíquidos. Otro criterio es el tipo de fermentación que tiene lugar en la preparación de estos productos: alcohólica, acética, láctica, málica y alcalina. Un tercer criterio tiene en cuenta el tipo de microorganismo que interviene, éste es el empleado por KO (1986):

A.- Alimentos fermentados por mohos (hongos filamentosos asexuales).

B.- Alimentos fermentados por levaduras.

C.- Alimentos fermentados por mezclas de mohos y levaduras.

D.- Alimentos fermentados por bacterias del ácido láctico (BAL) o bacterias del ácido acético (BAA).

E.- Alimentos fermentados por cultivos mixtos de bacterias y hongos.

Un cuarto criterio es el que tiene en cuenta el tipo de sustrato que se fermenta. Algunos autores llegan a diferenciar, usando este criterio, hasta nueve grandes grupos diferentes de fermentados (CAMPBELL-PLATT, 1994; STEINKRAUS, 1996).

En este trabajo se ha optado por subdividir los alimentos y bebidas fermentados en cuatro clases o tipos:

A.- Alimentos fermentados de origen animal (lácteos, carnes, pescados y mariscos).

B.- Alimentos fermentados de cereales y pseudocereales (granos).

C.- Alimentos fermentados de vegetales no cereales (legumbres, raíces, etc.).

D.- Bebidas fermentadas alcohólicas y no alcohólicas de cualquier origen.

De los cuatro grupos de alimentos y bebidas fermentados por hongos, solos o asociados con bacterias, que se han establecido en este trabajo, se revisan solo dos grupos en esta primera parte: los alimentos fermentados de origen animal y los procedentes de cereales y pseudocereales (granos).

En las tres últimas décadas se han realizado múltiples estudios sobre los alimentos y bebidas fermentados que han dado pie a muchas publicaciones que después han sido compiladas o revisadas. Se han consultado las consideradas como más relevantes para el propósito de este trabajo: CAMPBELL-PLATT & COOK (1989), WACHERT-RODARTE (1995), STEINKRAUSE (1996), BLANDINO & *al.* (2003), NOUT & *al.* (2007), TAMANG & KAILASAPATHY (2010), HUI (2012), ALEXANDRAKI & *al.* (2013), KUMARI & *al.* (2015), TAMANG & *al.* (2015), PUNIYA (2015), SENAPATI & *al.* (2016), TAMANG (2016), TAMANG & *al.* (2016), ADEBO & *al.* (2017), RAWAT & *al.* (2018), AHMED & *al.* (2019), ZHAO & *al.* (2019).

Se ha decidido dejar el orden de citación de las especies o géneros de hongos según se encuentra en las fuentes, porque es habitual ordenarlos por orden de importancia o presencia.



ALIMENTOS FERMENTADOS DE ORIGEN ANIMAL (LÁCTEOS, CARNES Y PESCADOS Y MARISCOS)

En este grupo se ha querido incluir todos los alimentos fermentados que se elaboran usando algún producto de origen animal, siendo la mayoría a partir de la leche de hembras de diferentes mamíferos domesticados en distintas partes del mundo. Se describen 36 productos alimenticios en los que interviene algún tipo de hongo (levadura u hongo filamentosos) de una forma u otra.

Lácteos

Los productos lácteos fermentados, tradicionales o industrializados, que se consumen en el mundo ronda los 400 con nombre genérico (ROBINSON & TAMIME, 2006), pero en la mayoría de ellos solo intervienen bacterias del ácido láctico (BAL), sobre todo especies de los géneros *Lactobacillus*, *Lactococcus* y *Leuconostoc*. De hecho, estos autores proponen una clasificación que adaptan MAYO & al., (2010) y en la que se diferencian inicialmente dos clases de lácteos fermentados: I) Lácteos fermentados con bacterias BAL, que se subdivide en tres subclases y son la mayoría de los que se consumen en el mundo; y II) Lácteos fermentados por hongos con especies de levaduras y BAL cooperando para generar el producto final. Esta clase se subdivide en dos subclases: Ila: Leches alcohólicas, como el kéfir; y IIb: Leches mohosas, como el viili. Una síntesis de los mismos puede verse en la figura 9.

Airag: Es una leche de yegua fermentada. La leche se filtra y se pone en un gran saco de cuero llamado “khukhuur” que se suspende a la entrada de la yurta; también usaban una tina de madera de alerce o “gan” que actualmente es de plástico; y dentro de estos recipientes agitan la leche, con un triturador de madera o “bulur”, cada dos días. La fermentación es ocasionada por la cooperación de BAL y levaduras, como *Kluyveromyces marxianus* (TAMANG & al., 2016). El resultado es similar al kéfir, con hasta un 2% de etanol; si la destilan obtienen el *arkhi mongol* (licor de leche) con un 10% de etanol. Resulta ser la bebida nacional de Mongolia y suele ofrecerse a los visitantes en actitud de hospitalidad. Es muy similar al turco *kumis* y al ruso *kumys* (MONGOLFOOD.INFO, 2010).

Ayib: Es un requesón etíope tradicional, es un popular producto lácteo consumido por los diversos grupos étnicos del país. Está hecho de leche agria después de que la mantequilla se retira batiéndola, por lo que solo contiene un 1 % de proteínas. Las muestras de Ayib mostraron un alto número de bacterias mesófilas, enterococos, levaduras y mohos (ASHENAFI, 1992).

Chhu: Producto similar a queso que se elabora con leche de yak o de vaca en La India (Sikkim), Nepal, Bután y China (Tíbet). Intervienen en la fermentación bacterias BAL y levaduras de *Candida castellii* y *Sacchamomycopsis crataegensis* en elevado número. Se retira la mantequilla y la fermentación tienen lugar en recipientes de bambú o madera durante unos 5-7 días en una habitación adecuada para este menester (DEWAN & TAMANG, 2006).

Dahi: Especie de cuajada casera que se prepara en La India, Nepal, Sri Lanka, Bangladesh y Pakistán. Se elabora con leche de vaca, búfala o cabra. Intervienen bacterias BAL y algunas levaduras de los géneros *Candida* y *Sacchamomycopsis* (TAMANG & al., 2016). Se prepara en una olla de barro tradicional. Como iniciador se emplean chiles rojos secos en leche caliente, siendo los chiles la fuente de BAL.

Filmjök: Preparado lácteo hecho con leche de vaca en el que intervienen BAL y el hongo *Geotrichum candidum* (CAMPBELL-PLATT & COOK, 1989) que curiosamente forma parte del microbioma humano aunque es muy común en el suelo. Es menos agrio que el yogur y contiene diacetilo (saborizante de alimentos como margarinas, etc.) formado por las bacterias que le da un sabor característico. Es propio de Suecia y otros países nórdicos. Existen diversas variantes, una de ellas es el *tätmjök*, que se prepara frotando el interior del recipiente con plantas carnívoras como la drosera o la grasilla (hecho recogido ya por C. Linneo en su *Flora Lapponica* de 1737), ya que estas plantas contienen enzimas proteolíticas que degradan las proteínas de la leche (WIKIPEDIA 2018a).

Kéfir / Búlgaro: Es un producto resultante de una doble fermentación de la leche de ciertos mamíferos, una es la fermentación láctica llevada a cabo por bacterias BAL (83-90 %) y la otra es una fermentación alcohólica que hace que contenga 1-3 % de etanol; siendo realizada



PRODUCTO	SUSTRATO FERMENTADO	HONGO FERMENTADOR (*)	ZONA DE ELABORACIÓN
Airag	Leche camella, yegua	<i>Kluyveromyces marxianus</i>	Mongolia
Ayib	Leche cabra	<i>Candida</i> sp., <i>Saccharomyces</i> sp.	África oriental y central
Carnes (jamón, salami, salchicha, salchichón)	Carne y varios ingredientes	<i>Aspergillus</i> spp., <i>Penicillium camemberti</i> , <i>P. nalgiovense</i> <i>Debaryomyces hansenii</i> , <i>Rhodotorula mucilaginosa</i> , <i>Trichosporum brassicae</i>	España, Italia, Mundo
Chhu	Leche vaca, yak	<i>Candida castelli</i> , <i>Saccharomycopsis crataegenensis</i> .	Bután, China, La India, Nepal
Dahi	Leche búfala, cabra, vaca	<i>Candida</i> sp., <i>Saccharomycopsis</i> sp.	Bangladesh, La India, Nepal, Pakistán, Sri Lanka
Filmjolk	Leche	<i>Geotrichum candidum</i>	Europa
Kéfir/Búlgaro	Leche cabra, oveja, vaca	<i>Kluyveromyces marxianus</i> , <i>Saccharomyces exiguus</i> , <i>Torulaspora delbrueckii</i> , etc.	Rusia, Cáucaso, Escandinavia
Koumiss/kumis/kumys	Leche	<i>Torula</i> sp.	Rusia
Kurut	Leche madura o yogur	<i>Penicillium</i> spp.	Norte de África, Este de Asia, La India
Laban rayeb	Leche	<i>Saccharomyces kefir</i>	Egipto
Leben/Lben	Leche vaca	<i>Candida</i> sp., <i>Saccharomyces</i> sp.	África norte, centro-oriental
Maa/Mar	Leche yak	Levaduras	Bután, China, La India
Mohi	Leche vaca	<i>Candida</i> sp., <i>Saccharomycopsis</i> sp.	Bután, La India, Nepal
Misti dahi	Leche búfala, vaca	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	Bangladesh, La India
Nunu	Leche cruda vaca	<i>Candida parasitosis</i> , <i>C. rugosa</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>Galactomyces geotrichum</i> , <i>Pichia kudriavzevii</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	Ghana
Pescados y mariscos (gnuchi, etc.)	Especies de peces, mariscos	<i>Candida</i> spp., <i>Saccharomycopsis</i> sp., <i>Aspergillus</i> spp., <i>Debaryomyces</i> sp., <i>Penicillium</i> sp.	La India, Corea, Japón
Quesos azules y verdes (Cabrales, Camembert, Gorgonzola, Roquefort, Stilton)	Leche cabra, oveja, vaca, etc.	<i>Debaryomyces hansenii</i> , <i>Geotrichum candidum</i> , <i>Penicillium camemberti</i> , <i>P. roqueforti</i> .	Mundo
Sethemi	Leche de vaca	<i>Debaromyces hansenii</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> y <i>Cryptococcus curvatus</i>	Sudáfrica
Shyow	Leche yak	<i>Candida</i> spp. y <i>Saccharomycopsis</i> spp.	Bután, China, La India
Tarag	Leche cabra, vaca, yak	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Issatchenkia orientalis</i> , <i>Kazachstania unispora</i>	Mongolia
Viili	Leche vaca	<i>Galactomyces geotrichum</i> , <i>Kluyveromyces marxianus</i> , <i>Pichia fermentans</i>	Finlandia

Fig. 9. Principales alimentos fermentados de origen animal (lácteos, carne y pescado) con intervención de hongos. Elaboración propia. (*) En todos los productos lácteos elaborados intervienen también diversas especies de bacterias del ácido láctico (BAL) que no se mencionan en este trabajo. Solo se indican las especies de hongos que participan en la fermentación.



por levaduras (10-17 %) de 12 géneros diferentes: *Candida*, *Cryptococcus* (es la forma levadura, el teleomorfo corresponde al género *Filobasidiella* del filo *Basidiomycota*), *Debaryomyces*, *Dekkera*, *Galactomyces*, *Issatchenkia*, *Kluyveromyces*, *Pichia*, *Saccharomyces*, *Torulaspota*, *Yarrowia* y *Zygosaccharomyces*. (SIMOVA & al., 2002; LOPITZ-OTSOA & al., 2006). Su origen parece ser que está en la región del Cáucaso. También es conocido como búlgaro, yogur búlgaro, leche kefirada, yogur de pajaritos y yoca.

Koumiss / kumis / kumys: Preparado lácteo fermentado similar al kéfir elaborado con leche de yegua, es casi líquido por tener más azúcares que la leche de vaca o cabra, por lo que contiene un cierto grado de etanol (0,7-2,5 %). Por su consistencia es una bebida que toman en Asia Central, Turquía, Rusia, repúblicas soviéticas asiáticas y norte de China; siendo muy similar al *airag* de Mongolia. Su nombre parece de origen turco. Se elabora con leche cruda de yegua sin pasteurizar que se agita. Las BAL producen la acidificación y las levaduras del género *Torula* hacen que sea carbonatada y ligeramente alcohólica. Se realizaba tradicionalmente en recipientes hechos con piel de caballo que actualmente se han sustituido por tinas de madera o barriles de plástico. Se puede convertir en una bebida destilada conocida como *araka* o *arkhi* (WIKIPEDIA, 2019).

Kurut: Es una especie de yogur seco desnatado (después de retirar la nata para hacer mantequilla), que se tritura o enrolla formando bolas o formas turbinadas que se secan al sol. Es un producto que se conoce con muchos nombres, entre ellos el iraní *kashk*. En la fermentación intervienen varias especies de *Penicillium* (CAMPBELL-PLATT & COOK, 1989), aunque GÜZELER & al. (2017) recogen, de otras investigaciones, la presencia de levaduras y hongos filamentosos. Se consume desde Líbano hasta Mongolia, sobre todo en Turquía y países próximos. Es un alimento muy nutritivo al estar desecado.

Laban rayeb: Preparado lácteo descremado que se consume en Egipto, en cuya fermentación intervienen BAL y la levadura *Saccharomyces kefir* (BERNARDEAU & al., 2006) y hongos filamentosos según AHMED & al. (2016). Se elabora en una olla de barro poco profunda llamada "matared". La leche se deja durante 1-4 días y después se retira la

grasa para mantequilla y en el fondo queda la cuajada llamada *laban rayed*. Existen diversas variantes como el *laban zeer*, que se elabora mezclando el *laban rayeb* con granos de trigo hervidos, secos y molidos (MISTRY, 2001).

Leben / Lben: Es una bebida láctea que se consume en el norte de África (Magreb) y en Oriente Medio usando leche de vaca o cabra. Se obtiene dejando que la leche cruda fermente de forma espontánea obteniéndose el "rayeb" que se separa en mantequilla y suero llamado "lben"; de éste se puede obtener una cuajada llamada "killa" si se calienta para favorecer la coagulación. En el *leben* del Magreb se han encontrado BAL y levaduras de *Saccharomyces cerevisiae* y *Kluyveromyces marxianus* (WIKIPEDIA, 2019).

Maa / Mar: Preparado suavemente ácido y viscoso hecho con leche de yak en el Tíbet, La India y Bután. Intervienen BAL y levaduras (TAMANG, 2010a).

Mohi: Producto lácteo fermentado elaborado con leche de vaca o de yak en regiones de los Himalayas de países como La India, Nepal, Bután y China. Intervienen BAL y levaduras de *Candida* spp. y *Saccharomycopsis* spp. (TAMANG & al., 2015).

Misti dahi: Preparado lácteo que se elabora con una mezcla de leche de vaca y de cabra (KALITA & al., 2017), o de búfala (GUPTA & al., 2000; RAJU & PAL, 2009) con adición de azúcar o de melaza de dátiles, obteniendo una especie de yogur dulce en un recipiente de barro. Se consume en la zona de Bengala, en La India y Bangladesh. Intervienen en la fermentación BAL y la levadura *Saccharomyces cerevisiae* (GUPTA & al., 2000). Si no está endulzado se llama *misti doi*.

Nunu: Producto similar a un yogur elaborado con leche cruda sin pasteurizar en Ghana y otros países del África sahariana occidental. Intervienen BAL y las levaduras que se identificaron como *Candida parapsilosis*, *Candida rugosa*, *Candida tropicalis*, *Galactomyces geotrichum*, *Pichia kudriavzevii* y *Saccharomyces cerevisiae*, siendo *P. kudriavzevii* y *S. cerevisiae* las especies dominantes (AKABANDA & al., 2013).

Quesos azules y verdes: El queso se elabora mediante una fermentación láctica que realizan las llamadas bacterias del ácido láctico (BAL), pero algunos quesos se someten a un proceso en



el que intervienen hongos para obtener texturas, sabores y aromas diferentes, son los llamados quesos verdes y azules. El queso es un derivado lácteo que se elabora con leche de vaca, cabra, oveja, búfala, camella, yak u otro mamífero rumiante, que es cuajada usando cuajo (parte del estómago de un animal en periodo de lactancia) de estos animales o alguna planta (cardo de cuajar, etc.). Las bacterias del ácido láctico se encargan de producir una acidificación, una determinada textura y un sabor característico. Solo entre Europa y Medio Oriente se elaboran más de 1.000 tipos de quesos (CAMPBELL-PLATT, 1994). Algunos quesos presentan hongos en su corteza o en el interior, es el caso de los llamados quesos azules y verdes por el color entre azul y gris verdoso característico, debido a los mohos del género *Penicillium* que se desarrollan en los mismos. Suelen tener un aroma muy fuerte y un sabor intenso y a veces picante, con textura suave que en algunos casos hace que se puedan untar. Requieren madurar en un ambiente con humedad alta como el que suele haber en las cuevas. Se conocen tres especies de mohos *Penicillium camemberti*, identificada en queso francés de Camembert; aunque a partir de 1910, la corteza azulada pasó a ser blanca por emplear otro moho, *Penicillium candidum*, también presente en la corteza del queso francés Brie. Las otras especies son *Penicillium roqueforti*, identificada de queso francés de Roquefort y *Penicillium glaucum* (actualmente un nombre a rechazar, al ser considerado sinónimo de *P. roqueforti*) presente en el queso italiano Gorgonzola. Otros quesos de este tipo son el español Cabrales y similares, el inglés Stilton, etc. (WIKIPEDIA, 2019h). Otros hongos encontrados en los quesos son *Debaryomyces hansenii* y *Geotrichum candidum* (PARENTE & COGAN, 2004; QUIGLEY & al., 2011).

Sethemi: Producto lácteo que se consume en Sudáfrica. Intervienen BAL y levaduras como *Debaryomyces hansenii*, *Saccharomyces cerevisiae* y *Cryptococcus curvatus* (VINDEROLA & al., 2019).

Shyow: Es una cuajada o requesón que se obtiene de la leche de yak en la zona de los Himalayas orientales, China (Tíbet), Bhutan y La India. Intervienen BAL y levaduras de *Candida* spp. y *Saccharomycopsis* spp. (TAMANG, 2010a). Es elaborado por diversos grupos étnicos mediante una

fermentación natural de la leche (FNL, en inglés NFM) (RAI & al., 2016).

Tarag: Especie de yogur que se elabora con leche de vaca, cabra o yak en Mongolia y en China por pobladores mongoles. La fermentación es producida por BAL y una serie de levaduras como *Kluveromyces marxianus*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Issatchenkia orientalis* y *Kazachstania unispora* en una concentración de 10^5 ufc (unidades formadoras de colonias)/ml (WATANABE & al., 2008).

Vili: Es un tipo de yogur que se consume en Escandinavia, especialmente en Finlandia. Está formado por fermentación de BAL y algunas levaduras como *Kluveromyces marxianus* y *Pichia fermentans* que forman una serie de exopolisacáridos como el viiliano que le proporcionan cierta textura, al igual que el kefirano en el kéfir. Sobre el yogur crece el hongo filamentoso *Geotrichum candidum* que le da un aspecto similar al terciopelo. Tiene un sabor agradable y un buen aroma a diacetilo unido a su textura fibrosa que le proporciona un aspecto semisólido. Los estudios realizados muestran que los microbios que contiene proporcionan probióticos y factores beneficiosos para la salud como hipotensor gracias a los tripéptidos (Isoleu-Pro-Pro y Val-Pro-Pro) que se forman y que inhiben la enzima convertidora de la angiotensina (LUO & DENG, 2016).

Pescados y mariscos

En países asiáticos como La India, Japón y otros, existe la tradición de fermentar distintas especies de peces y mariscos en cuyo proceso intervienen principalmente bacterias pero también levaduras de los géneros *Candida*, *Saccharomycopsis*, y en menor medida *Aspergillus*, *Debaryomyces* y *Penicillium*. Es un método de conservación tradicional de productos marinos que se descomponen rápidamente; con la fermentación se consigue acidificar el músculo y otras partes rebajando el pH hasta menos de 4,5 (por la formación de ácido láctico y/o ácido acético), con lo que no se desarrollan microbios descomponedores; además se producen sustancias antimicrobianas como peróxido de hidrógeno y bacteriocinas peptídicas. No obstante, la fermentación de pescados y mariscos entraña peligros si no se hace bien, al facilitar el desarrollo en anaerobiosis de la bacteria causante



de botulismo (*Clostridium botulismo*), como ocurre en Alaska (Estados Unidos) donde se produce el mayor número de casos (WIKIPEDIA, 2019b). Los principales alimentos fermentados, siguiendo a TAMANG & *al.* (2016), son los siguientes.

Gnuchi, elaborado en La India con peces de la especie *Schizothorax richardsonii*, sal y polvo de cúrcuma, con intervención de bacterias y hongos de *Candida bombicola*, *C. chiropterorum* y *Saccharomyces sp.*

Gulbi, hecho en Corea con mariscos que fermentan bacterias y especies de hongos de *Aspergillus* y *Candida*.

Hentak, elaborado en La India con el pez *Eso-mus danricus* y fermentado por *Candida sp.* y *Saccharomyces sp.*

Ika-Shiokara, elaborado en Japón con calamares, interviniendo bacterias y hongos del género *Debaryomyces*.

Karati, Bordia, Lashim, se hacen en La India con peces de las especies *Gudushia chapra*, *Pseudeutropius atherinoides* y *Cirrhinus reba* respectivamente que son fermentados por bacterias y *Candida sp.*

Katsuobushi, preparado que se hace en Japón con bonito o barrilete mediante la fermentación con hongos filamentosos.

Kusaya, se prepara en Japón a partir de jurel o caballa, con intervención de bacterias y el hongo *Penicillium sp.*

Ngari, se utiliza el pez *Puntius sophore*, y es consumido en La India, fermentado por bacterias y levaduras de *Candida sp.* y *Saccharomyces sp.*

Shottsuru, salsa de pescado o condimento preparado con anchoas, el camarón *Mysis relicta* y sal, intervienen en la fermentación bacterias y levaduras halotolerantes y halofílicas.

Sidra, preparado con el pez *Puntius sarana* en La India y se prepara con curry, intervienen bacterias y los mismos hongos que en el *gnuchi*.

Suka ko maacha, también de La India y en el que se utiliza el pez *Schizothorax richardsonii*, intervienen bacterias y los mismos hongos que en el *gnuchi*.

Sukuti, preparado con el pez *Harpodon nehe-reus* en La India con fermentación de los mismos microorganismos que en el anterior producto.

Tungtap, elaborado con diversos peces en La India y en el que intervienen diversas especies de levaduras de *Candida* y *Saccharomyces*.

Carnes

Jamón, salami, salchicha, salchichón: Embutidos españoles y de otros países europeos que se elaboran con carne y tocino de cerdo, sal y especias o simplemente dejándolo secar con sal. La carne sufre una pequeña fermentación en la que intervienen bacterias BAL y algunos hongos filamentosos (FERNÁNDEZ-LÓPEZ & *al.*, 2008). NOUT & *al.* (2007) también mencionan la presencia de hongos filamentosos en el jamón sin citar especies. En otros embutidos como las salchichas intervienen diversas levaduras, sobre todo *Debaryomyces hansenii*, además de *Trichosporon ovooides*, *Yarrowia lipolytica*, *Candida intermedia*, *C. parapsiloides*, *C. zeylandoides* y *Citeromyces matritensis* (teleomorfo de *Candida globosa*) (ENCINAS & *al.*, 2000). En el salami italiano se han encontrado diversas bacterias y levaduras de *Debaryomyces hansenii* y en menor medida *Rhodotorula mucilaginosa* y *Trichosporon brassicae* (AQUILANTI & *al.* (2007). En la "androlla" (embutido de las provincias de León, Lugo y Orense) y el "chorizo" solo intervienen bacterias del género *Lactobacillus* (GARCÍA-FONTÁN & *al.*, 2007).

ALIMENTOS FERMENTADOS DERIVADOS DE CEREALES

Este grupo de alimentos fermentados es el más numeroso ya que los cereales han sido y siguen siendo uno de los alimentos básicos de la humanidad, y como consecuencia los más cultivados, sobre todo arroz, avena, cebada, centeno, maíz, mijo, sorgo y trigo. También se incluyen algunos falsos cereales, llamados así porque las plantas que suministran los granos no pertenecen a la familia de las gramíneas o poáceas (*Poaceae*). Hay que resaltar que en África los cereales representan el 77 % del consumo total de calorías; la mayoría de los alimentos tradicionales a base de cereales que se consumen en África se procesan mediante fermentación natural, siendo especialmente importantes como alimentos de destete para bebés y como alimentos básicos para adultos (ODUNFA, 1999). En la región de Asia-Pacífico del 30-80% del



suministro energético de las personas se obtiene de cereales. Los habitantes de las regiones tropicales del sureste asiático consumen principalmente arroz; mientras que los que viven en regiones subtropicales y templadas de la región noreste (norte de China, Corea y Japón) consumen trigo, cebada, maíz, mijo, soja y trigo sarraceno, además de arroz (LEE, 1999). En América Latina, el maíz es el cereal más consumido, seguramente porque México es el lugar de origen de este cereal, conociéndose su uso desde antes de la era colombina; también se consumen por orden de importancia, trigo, arroz descascarillado, sorgo y cebada (LORENCE-QUIÑONES, 1999).

Los principales alimentos fermentados con origen en un cereal o pseudocereal se describen brevemente, por orden alfabético, a continuación; una síntesis puede verse en la figura 10. Se ha procurado indicar los sinónimos actuales entre paréntesis (=) debido a que algunos binomios citados son obsoletos.

Ang-kah / Arroz rojo / Arroz de “levadura roja”: El nombre chino es *ang-kah*, producto obtenido de arroz fermentado por el hongo filamentos *Monascus purpureus*, de color rojo que se utiliza como condimento para dar color y sabor a diversos alimentos como pescado, queso de soja, carnes saladas, vino de arroz, etc. El pigmento rojo producido por el hongo es estable, no cancerígeno y carece de toxicidad. Se conoce por diversos nombres como: *anka*, *beni-koji*, arroz rojo chino, arroz koji rojo. El arroz de levadura roja es lo que se conoce como un *koji* en japonés, que significa “grano o frijol cubierto con una capa de moho”, una preparación de alimentos tradicional que se remonta a 300 a.C. A fines de la década de 1970, investigadores de los Estados Unidos y Japón aislaban la lovastatina de un hongo de *Aspergillus* y la monacolina K de un hongo de *Monascus*, respectivamente; siendo este último el mismo hongo utilizado para elaborar el arroz de levadura roja pero cultivado bajo condiciones cuidadosamente controladas. El análisis químico mostró que la lovastatina y la monacolina K son idénticas. Fue el comienzo de los fármacos estatinas, estas se emplean para controlar el colesterol en sangre. “Lovastatin” se convirtió en el medicamento patentado y el arroz de

levadura roja pasó a ser un suplemento dietético polémico sin receta en los Estados Unidos y otros países (STEINKRAUS, 1996). (Fig.16).

Arroz de la Sierra / Arroz fermentado: Alimento exclusivo de las regiones andinas, sobre todo de Ecuador. El arroz de la Sierra es el único que se utiliza para preparar el llamado “arroz seco” indispensable en todas las comidas de algunos pueblos andinos. HERZFELD (1957) señala que el arroz descascarillado es capaz de fermentar de forma espontánea puesto bajo lonas. La fermentación es producida por el hongo *Aspergillus candidus* y la bacteria *Bacillus subtilis* y como consecuencia de la fermentación aumenta la cantidad de la vitamina B₂ o riboflavina en el arroz. (VAN VEEN & *al.*, 1968).

Banku: Alimento consumido en Ghana (África). Consiste en una bola de masa que se hace de harina con levadura y se sirve con platos y guisos. Generalmente, se hace con harina de maíz, pero a menudo se emplea una mezcla con harina de yuca. Tradicionalmente, para prepararlo se mezcla la harina con agua hasta formar una masa que se deja reposar durante varios días para que fermente. Después se cuece, formando bolas con la masa hervida antes de servirla. Para acelerar la preparación, la fermentación de la masa se reduce a unas pocas horas, aumentando la acidificación mediante la adición de vinagre. Se come a menudo con salsas picantes. Existe una variedad consumida en países del África occidental llamada *kenkey* que se prepara cocinando la masa sobre hojas de plátano; en el norte del país a veces usan sorgo en lugar de maíz. Los microorganismos responsables de la fermentación son BAL heterofermentativas y hongos de los géneros *Candida* y *Saccharomyces* entre las levaduras y *Aspergillus*, *Fusarium* y *Penicillium* entre los mohos (ODUNFA, 1999).

Bhatura / Bahtura / Bhatooru: Es un tipo de panecillo fermentado a base de harina de trigo blanco, se prepara de forma autóctona en La India (DAS & *al.*, 2012), principalmente en la región de Himachal Pradesh donde constituye un alimento básico tradicional (SAVITRI & BHALLA, 2007). Intervienen BAL y levaduras de *Saccharomyces cerevisiae* y *Debaryomyces hansenii* (SATHE & MANDAL, 2016; AHMED & *al.*, 2019), aunque también está citada *Pichia* sp. La levadura indígena



PRODUCTO	SUSTRATO FERMENTADO	HONGO FERMENTADOR (*)	ZONA DE ELABORACIÓN
Ang-kah/Arroz rojo	Arroz rojo	<i>Monascus purpureus</i>	China, Filipinas, Sureste de Asia
Arroz de la Sierra/Arroz fermentado	Arroz integral	<i>Absidia coymbifera</i> , <i>Aspergillus flavus</i> , <i>A. candidus</i> , <i>Rhizopus microsporus</i>	Ecuador
Banku	Maíz, maíz y yuca	<i>Candida</i> , <i>Saccharomyces</i> , <i>Aspergillus</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Penicillium</i>	Ghana
Bahtura	Trigo	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Debaryomyces hansenii</i>	La India
Bhattejaanr	Arroz	<i>Hansenula anomala</i> , <i>Mucor rouxianus</i>	La India (Sikkim)
Bogobe	Sorgo	<i>Candida</i> spp.	Botsuana
Brem/Brembali	Arroz	<i>Amylomyces rouxii</i> , <i>Rhizopus</i> spp., <i>Mucor</i> spp.	Sureste de Asia
Ben-saalga	Mijo perla, mijo perla y cacahuete	Levaduras	Burkina Faso y Ghana
Chicha	Maíz	<i>Aspergillus</i> spp., <i>Penicillium</i> spp., levaduras	Sudamérica
Chilra	Trigo, cebada	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	La India
Degué	Mijo, mijo perla	<i>Cyberlyndnera fabianii</i> , <i>Candida glabrata</i> , <i>Kluyveromyces marxianus</i> y <i>Meyerozyma caribbica</i> , mohos	Benin, Burkina Faso
Dhokla	Arroz y garbanzos	<i>Torulopsis candida</i> , <i>Trichosporum pullulans</i>	La India
Dosa	Arroz y frijoles	<i>Torulopsis candida</i> , <i>Trichosporum pullulans</i>	La India, Malasia, Singapur, Sri-Lanka
Enjera/Injera	Teff, trigo, cebada, maíz arroz, mijo, sorgo	<i>Candida guilliermondii</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>S. exiguus</i> , <i>Candida glabrata</i> , <i>C. humilis</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>Pichia norvegensis</i>	Etiopía, Eritrea, Somalia
Fura	Mijo perla, sorgo	<i>Issatchenkia orientalis</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Pichia anomala</i> , <i>Candida</i> spp.	Nigeria, El Sahel
Gowé	Maíz y/o sorgo	<i>Candida krusei</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>Pichia anomala</i> , <i>Kluyveromyces marxianus</i>	Benín
Hopper/Appam	Arroz y leche de coco	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	La India, Sri-Lanka
Hussuwa	Sorgo	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	Sudán
Idli/Idly	Arroz y lenteja negra	<i>Candida cacaoui</i> , <i>C. fragicola</i> , <i>C. kefyi</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>Geotrichum candidum</i> , <i>Hansenula anomala</i> , <i>Rhodotorula graminis</i> , <i>Torulopsis holmii</i> , <i>T. candida</i> , <i>Trichosporon pullulans</i>	La India, Malasia, Singapur y Sri-Lanka
Ilambazi	Maíz	Levaduras y mohos	Zimbaue
Jaanr	Mijo perla	<i>Hansenula anomala</i> , <i>Mucor rouxianus</i>	La India
Jalebies	Trigo	<i>Saccharomyces bayanus</i> , <i>S. cerevisiae</i>	La India, Nepal, Pakistán
Jamin-bang	Maíz	Levaduras	Brasil
Kaanga-Kopuwai	Maíz	Levaduras	Nueva Zelanda



PRODUCTO	SUSTRATO FERMENTADO	HONGO FERMENTADOR (*)	ZONA DE ELABORACIÓN
Kenkey	Maíz	<i>Geotrichum candidum</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Candida mycoderma</i> , <i>Aspergillus</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Penicillium</i>	Ghana, Costa de Marfil, Togo, Benín, Guyana, Jamaica
Khao-Mak	Arroz	<i>Rhizopus</i> , <i>Mucor</i> , <i>Penicillium</i> , <i>Aspergillus</i> , <i>Endomycopsis</i> , <i>Hansenula</i> , <i>Candida</i> , <i>Saccharomyces</i>	Tailandia
Kichudok	Arroz	<i>Saccharomyces</i> sp.	Corea
Kishk	Trigo, cebada, mijo	Levaduras, mohos	Egipto, Siria, La India
Kisra	Sorgo y quimbombó	<i>Candida intermedia</i> , <i>Debaryomyces hansenii</i> , <i>Aspergillus</i> sp., <i>Fusarium</i> sp., <i>Penicillium</i> sp., <i>Rhizopus</i> sp.	Sudán, Sudán del Sur
Koko	Maíz, sorgo, mijo	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Candida mycoderma</i>	Ghana
Kunu-Zaki/Kwunu-Zaki	Maíz, sorgo, mijo	<i>Candida mycoderma</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Rhodotorula</i> sp., <i>Cephalosporium</i> sp., <i>Fusarium</i> sp., <i>Aspergillus</i> sp., <i>Penicillium</i>	Nigeria, Oeste de África
Kurdi	Trigo	<i>Clavispora lusitaniae</i>	La India
Lao-chao/ Chiu-niang	Arroz	<i>Rhizopus javanicus</i> , <i>Rhizopus oryzae</i> , <i>R. chinensis</i> y <i>Chlamydomucor oryzae</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Saccharomycopsis</i> sp.	China
Mantou	Trigo	<i>Saccharomyces</i> sp.	China
Mawé	Maíz	<i>Candida krusei</i> , <i>Candida glabrata</i> y <i>Kluyveromyces marxianus</i> , <i>Clavispora lusitaniae</i>	Benín, Togo
Mbege	Maíz, mijo, sorgo	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Schizosaccharomyces pombe</i>	Tanzania
Mien chien/Minchin	Gluten de trigo, arroz glutinoso	Varias especies de <i>Deuteromycotina</i> , <i>Syncephalastrum</i> spp., <i>Aspergillus</i> , <i>Cladosporium</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Paceilomyces</i> , <i>Penicillium</i> , <i>Trichothecium</i>	Este y Sureste de Asia, Estados Unidos
Mirin	Arroz glutinoso y leche de coco	<i>Aspergillus oryzae</i>	Este de Asia, Islas del Pacífico
Miso	Arroz, cebada y soja	<i>Aspergillus oryzae</i> , <i>A. sojae</i> , <i>Torulopsis etchellsii</i> , <i>Torulopsis versatilis</i> , <i>Zygosaccharomyces rouxii</i>	Este de Asia, Norteamérica
Mutwiwa	Maíz	Mohos	Zimbabue
Naan/Nan	Trigo	<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	La India, Irán, Afganistán, Pakistán
Nasha	Sorgo	<i>Candida</i> sp., <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	Sudán
Ogi	Maíz, amaranto	<i>Candida krusei</i> , <i>Clavispora lusitaniae</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Rhodotorula</i> sp. <i>Aspergillus</i> spp. <i>Cephalosporium</i> spp., <i>Fusarium</i> spp., <i>Penicillium</i> spp.	Nigeria, Benín, Oeste de África



PRODUCTO	SUSTRATO FERMENTADO	HONGO FERMENTADOR (*)	ZONA DE ELABORACIÓN
Pan/Pan levado	Trigo, centeno, otros cereales	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>S. pastorianus</i> , <i>S. ellipsoideus</i> , <i>Mycoderma cerevisiae</i> , <i>Torula utilis</i> , <i>Candida holmii</i> , <i>Issatchenkia orientalis</i>	Europa, América, Australia, Mundo
Pan de alforfón	Alforfón	Levaduras	Europa
Pan de amaranto	Amaranto	Levaduras	Alemania
Pan de quinoa	Quinoa	Levaduras	Europa, Latinoamérica
Perkarnaya	Centeno		Rusia
Poto poto	Maíz	Levaduras	Congo
Pozol	Maíz, coco	<i>Geotrichum candidum</i> , <i>Trichosporon cutaneum</i> , <i>Hansenula fabiani</i> , <i>Kluveromyces fragilis</i> , <i>Candida guilliermandii</i> , <i>C. parapsilosis</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	Centroamérica
Puda/Pudla	Maíz, garbanzos	Levaduras	La India
Pumpernickel	Centeno	Levaduras	Rusia
Puto	Arroz	Levaduras	Filipinas
Rabadi/Rabdi	Maíz y leche de búfala o vaca	Levaduras, <i>Penicillium acidilactici</i>	La India, Pakistán
Selroti	Arroz, trigo y leche	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Saccharomyces kuyveri</i> , <i>Debaryomyces hansenii</i> , <i>Pichia burtonii</i> , <i>Zygosaccharomyces rouxii</i>	La India, Nepal, Bután
Shamsy/Al-shamsi/ Eish shamsi	Trigo	Levaduras	Egipto
Siddu	Trigo y semillas de amapola	<i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Candida valida</i>	La India
Tao-si	Trigo y soja	<i>Aspergillus oryzae</i>	Filipinas
Taotjo	Trigo, arroz, soja	<i>Aspergillus oryzae</i> , levaduras	La India
Tapeketan	Arroz glutinoso, mandioca, maíz	<i>Candida sp.</i> , <i>Endomycopsis sp.</i> , <i>Saccharomyces sp.</i> , <i>Chlamydomucor sp.</i> , <i>Rhizopus sp.</i>	Este y Sureste de Asia
Tarhana	Trigo y yogur	<i>Kluveromyces marxianus</i> , <i>Yarrowia lipolytica</i> , <i>Pichia membranaefaciens</i> , <i>Pichia mexicana</i> , <i>Pichia angutsa</i> , <i>Debaryomyces hansenii</i> , <i>Candida fluviatilis</i> , <i>Candida sorboxylosa</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Geotrichum terrestre</i>	Egipto, otros países árabes, Grecia, Chipre
Tauco	Cereales y soja	<i>Aspergillus oryzae</i> , <i>Rhizopus oligosporus</i>	Indonesia
Tepache	Maíz y frutas	<i>Torulopsis inconspicua</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Candida queetana</i>	México
Torani	Arroz	<i>Hansenula anomala</i> , <i>Candida guilliermondii</i> , <i>Candida tropicalis</i> , <i>Geotrichum candidum</i>	La India

Fig. 10. Principales alimentos fermentados derivados de cereales con intervención de hongos. Elaboración propia. (*) En algunos productos elaborados intervienen también diversas especies de bacterias, sobre todo las bacterias del ácido láctico (BAL) que no se mencionan en este trabajo. Solo se indican las especies de hongos que participan en la fermentación.



Fig. 11. Airag de Mongolia elaborado con leche de yegua. Fuente: <https://manofmillennium.com/mongolian-food-and-drinks/>

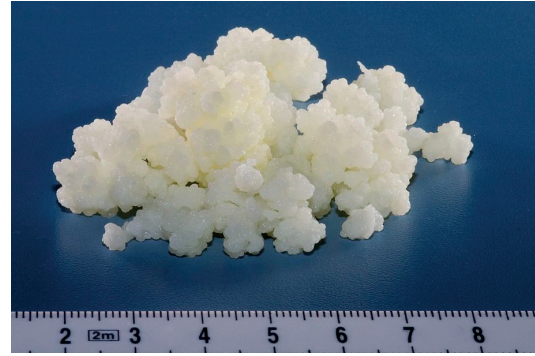


Fig. 12. Gránulos de kéfir empleados como cultivo iniciador para cuajar la leche. Fuente: <https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Kefirpilze.jpg/>



Fig. 13. Kurut a la venta en un mercado de Kirguistán. Fuente: Sekitar. <https://www.flickr.com/>



Fig. 14. A: Pescado fermentado con restos de salsa par-da. Fuente: <https://www.barfblog.com> B: Garum, salsa de pescado fermentado. Fuente: <https://www.hakaimagazine.com/>

que se emplea recibe el nombre de *roti* (SAVITRI & BHALLA, 2013).

Bhattejaanr: Pasta agridulce y algo alcohólica preparada con arroz en La India (Sikkim) que se consume como refrigerio en el desayuno. Intervienen la levadura *Hansenula anomala* y el moho *Mucor rouxianus* (BLANDINO & *al.*, 2003; DAS & *al.*, 2012).

Bogobe: Se conoce también como *slap-pap*, uno de los alimentos favoritos de Botswana (África). Son unas gachas de harina de sorgo (*Sorghum bicolor*) que se preparan de diversa forma, hervidas con agua, con leche agria o con la variedad de melón "Lerotse" (similar a una sandía de color naranja y sabor no dulce, parecido al pepino). El *bogobe* fermentado se conoce como *ting* mientras que si no es fermentado lo llaman *monokwane*. En la fermentación están involucradas levaduras como *Candida* spp. (HOMMEL, 2014).

Brem / Brembali: Alimento fermentado o bebida fermentada, según la preparación, consumidos en el sureste de Asia. Hay tres tipos de *brem*: *brem madium*, pastel agrio y dulce de *brem* (sólido) que generalmente se come como bocadillo; *brem wo-*



Fig. 15. Queso de Cabrales con sus vetas azuladas. Fuente: <http://soloqueso.com/queso-cabrales/>

nogiri, dulce, soluble y blanco, son porciones circulares de 5 cm de diámetro; y *brem bali*, la bebida de *brem* (líquido) hecha de vino de arroz (con 5-14 % de alcohol), conocida sobre todo en Bali. El *brem* se conoce desde hace unos 1.000 años en Java, según las últimas investigaciones realizadas. La bebida *brem bali* se consumió y se emplea en ceremonias del hinduismo llamada "Tetabuhan" WIKIPEDIA (2019a). En el proceso de fermentación intervienen los hongos *Amylomyces rouxii*, *Rhizopus* spp. y *Mucor* spp. (CAMPBELL-PLATT & COOK, 1989).

Ben-saalga: Es un alimento, en forma de papilla, de destete para niños pequeños que se utiliza en Burkina Faso y Ghana (TAMANG & al., 2016). Se elabora con el mijo perla (*Pennisetum glaucum*). El proceso consta de los siguientes pasos: lavado de los granos (opcional), remojo, trituración, tamizado en húmedo de la masa resultante, sedimentación y cocci6n. La etapa de remojo se caracteriza principalmente por una fermentaci6n alcoh6lica, mientras que la etapa de sedimentaci6n est1 dominada por una fermentaci6n l1ctica. Se observ6 una fuerte disminuci6n en el contenido de los factores antinutricionales, como los fitatos y la rafinosa (GUYOT & al., 2003). En Burkina-Faso tambi6n se prepara con una mezcla de mijo perla y cacahuete (*Arachis hypogaea*) para que aumente el contenido de macronutrientes y cumpla los requisitos de alimento complementario. Intervienen BAL y levaduras (TOU & al., 2007).

Chicha: Alimento s6lido esponjoso, adem1s de una bebida alcoh6lica agria, que se consume en Per1 junto con verduras; se elabora de forma tradicional a partir de ma1z. Su microflora est1 formada



Fig. 16. Ang-kah o arroz rojo. Fuente: <https://commons.wikimedia.org/>

por bacterias, levaduras y mohos de los g6neros *Aspergillus* y *Penicillium* (BLANDINO & al., 2003).

Chilra: Es una especie de pan que se consume en la regi6n de Himachal Pradesh (La India), a modo de hojuela crujiente delgada; es similar al *dosa*, que se prepara con harina de trigo o cebada. Se conoce tambi6n como *Iwar* en la regi6n india de Lahaul. Contiene BAL y levadura de *Saccharomyces cerevisiae* que se inoculan en un iniciador o est1rter llamado *treh* (dejando en suspensi6n harina de trigo) (THAKUR & al., 2004).

Degu6: En Ben1n (1frica) se elaboraba con leche y mijo de forma tradicional, actualmente se emplean otros cereales. Intervienen BAL y cuatro especies de levaduras: *Cyberlyndnera fabianii*, *Candida glabrata*, *Kluyveromyces marxianus* y *Meyerozyma caribbica* (ANGELOV & al., 2017). En Burkina Faso se consume como alb6ndigas de cereal diluidas con leche o agua para hacer papilla fermentada por la acci6n de BAL, levaduras y mohos, y empleando como cereal el mijo perla (*Pennisetum glaucum*) (NOUT & al., 2007; HAMA & al., 2009).



Fig. 17. Dhokla. Fuente: <https://en.wikipedia.org/>

Dhokla: Es una masa fermentada de arroz y garbanzos que se toma como desayuno o aperitivo. También es conocido como *dhokra*. Es originario del estado de Guyarat (La India). Existe un precursor del dhokla basado en semillas de legumbres llamado *dukkia*, el cual se menciona en un texto jainista fechado en 1066. El trabajo existente más antiguo que menciona la palabra "dhokla" es el *Varanaka Samuchaya* del estado de Guyarat, escrito en 1520 (WIKIPEDIA, 2019b). Existen diferentes variedades con distintos componentes (trigo, soja, arvejas, etc.) y reciben diferentes nombres; una es el *khaman* elaborada solo con garbanzos y es más amarillo. En la fermentación contribuyen bacterias y levaduras como *Torulopsis candida* y *Trichosporum pullulans* (BLANDINO & al., 2003).

Dosa: Especie de tortita que se elabora con una mezcla semilíquida fermentada de arroz y frijoles, a la que se añaden especias y se pone al calor para que adquiera consistencia. Existe una multitud de variantes. Es un plato típico en el sur de La India, también se consume en Sri-Lanka, Malasia y Singapur. Participan en la fermentación bacterias y levaduras como *Torulopsis candida* (= *Candida famata*) y *Trichosporum pullulans* (TAMANG & al., 2015).

Enjera / Injera: Es un panqueque o masa fermentada similar a un pan plano, con una textura ligeramente esponjosa. Es un alimento originario del Cuerno de África, sobre todo de Etiopía y Eritrea. Tradicionalmente se hace con harina de teff (*Eragrostis tef*). Es un alimento fundamental para esas culturas, ya que el pan es el componente más importante de cualquier comida en Etiopía, Eritrea y Somalia. Cuando no disponen de teff, emplean



Fig. 18. Enjera. Fuente: <https://www.pinterest.es/>

otros cereales como trigo, cebada, maíz, arroz, mijo (*Panicum miliaceum*) o sorgo. Una ventaja de las semillas de teff es que no contienen gluten. El teff es, sin embargo, el grano preferido para hacer *injera*, principalmente debido a sus atributos sensoriales (color, olor, sabor). También en Sudán se utiliza pero fermentando sorgo (NOUT & al., 2007). En la fermentación de este alimento se han encontrado bacterias y levaduras como *Candida guilliermondii* (BLANDINO & al., 2003), *Saccharomyces cerevisiae* y *Candida glabrata* (TAMANG & al., 2015); y BAL y levaduras como: *Saccharomyces cerevisiae* (48,53%), *Candida humilis* (22,06%), *Candida tropicalis* (17,65%), *Saccharomyces exiguus* (7,35%) y *Pichia norvegensis* (4,4%) (DESIYE & ABEGAZ, 2013).

Fura: Es un ejemplo de un alimento indígena fermentado a base de harina de cereales (mijo perla o sorgo), que también es una bebida. Se trata de una especie de papilla que se consume en el norte de Nigeria y en otros países del Sahel como un desayuno popular, se prepara junto con especias (pimienta, clavo o jengibre). En la fermentación intervienen BAL y levaduras como *Issatchenkia orientalis* seguida de *Saccharomyces cerevisiae*, *Pichia anomala* y especies de *Candida* (ACHI & UKWURU, 2015).



Gowé: Producto preparado como papilla o pasta (también se elabora una bebida no alcohólica) a partir de maíz y/o sorgo en Benín (África). Es fermentado por BAL y levaduras como *Candida kru-sei*, *C. tropicalis*, *Pichia anomala* y *Kluyveromyces marxianus* (VIEIRA-DALODÉ & al., 2007). La masa resultante se cuece para obtener una pasta que luego se envuelve en hojas de vegetales (*Tectona grandis* o *Thalia welwitchii*) para la venta (ADINSI & al., 2014).

Hopper / Appam: Alimento consumido en desayunos a modo de panqueque en Sri Lanka y sur de La India, que se prepara con arroz fermentado y leche de coco. En Sri Lanka lo conocen como *hopper* y en La India como *appa* o *appam*. Es fermentado por BAL y la levadura *Saccharomyces cerevisiae* (STEINKRAUS, 1996).

Hussuwa: Es un alimento fermentado semi-sólido sudanés tradicional. Se hace de *Sorghum bicolor* var. *feterita* que existe en el norte, centro y este de Sudán. La fermentación es producida principalmente por BAL y la levadura *Saccharomyces cerevisiae* (EL NOUR & al., 1999; YOUSIF & al., 2010).

Idli / Idly: Producto blanco esponjoso y ácido elaborado con lenteja negra (*Phaseolus mungo*) sin cascarilla y arroz cocido al vapor. Es consumido en La India, Sri Lanka, Malasia y Singapur para desayunar y se parece a los *crêpes*. Se produce mediante una fermentación en la que hay BAL y numerosas levaduras: *Candida cacaoi*, *C. fragicola*, *C. kefyi*, *C. tropicalis*, *Geotrichum candidum*, *Hansenula anomala*, *Rhodotorula graminis*, *Torulopsis holmii* (= *Candida holmii*), *T. candida* (= *Candida famata*), *Trichosporon pullulans* (STEINKRAUS & al., 1967; SRIDEVI & al., 2010), responsables del aumento en el contenido de tiamina (vitamina B₁) y riboflavina (vitamina B₂).

Ilambazi lokubilisa: Producto hecho con harina de maíz que se mezcla completamente con una poca cantidad de agua y se deja fermentar en un recipiente cerrado durante 2-4 días. La comida fermentada se utiliza luego para hacer gachas, es propia de Zimbabue. Los microorganismos fermentadores son BAL, levaduras y mohos (BLANDINO & al., 2003). Ha demostrado ser bactericida contra bacterias enteropatógenas de los géneros *Aeromonas*, *Campylobacter* y *Salmonella* y bacte-

riostático frente a *Shigella* y *Escherichia coli* (GADAGA & al., 1999).

Jaanr: Es una pasta alcohólica agridulce elaborada con mijo perla (*Pennisetum glaucum*) en La India. Interviene en la fermentación la levadura *Hansenula anomala* (BLANDINO & al., 2003); LEE (1999) recoge además la intervención del moho *Mucor rouxianus*.

Jalebies / Jalebi: Es un dulce crujiente similar a un donut frito propio de La India, Nepal y Pakistán. Se prepara con harina de trigo y en la fermentación intervienen *Saccharomyces bayanus* y *S. cerevisiae*, además de BAL (LEE, 1999). También se consume en Irán, donde se conoce como *zulia* y en el norte de África donde es llamado *zalabia*.

Jamin-bang: Es un producto similar a un pan o pastel que se hace con maíz en Brasil. La fermentación es producida por bacterias y levaduras (BLANDINO & al., 2003). El maíz se prepara remojando los granos en cestos de mimbre que se sumergen en un riachuelo, luego se entierran cubiertos con hojas y se deja fermentar de 3 a 6 días, después se enrolla para hacer los pasteles (WACHER-RODARTE, 1995).

Kaanga-Kopuwai: Alimento fermentado tradicional suave y viscoso a modo de gachas que se consume en Nueva Zelanda. Se prepara con maíz. Intervienen en la fermentación bacterias y levaduras (BLANDINO & al., 2003). Su nombre procede del maorí. Las mazorcas de maíz se sumergen durante 3 meses para que fermenten, después se separan los granos y se muelen para hacer una pasta.

Kenkey: Masa de harina de maíz fermentado que se consume principalmente en Ghana, Costa de Marfil, Togo, Benín, además de Guyana (Guyana Inglesa) donde es conocido como *konkee* y Jamaica y otras zonas caribeñas, donde se le llama *dokono*. Se prepara a partir de maíz o de una mezcla de maíz y yuca. En el norte de Ghana también se utiliza el sorgo en lugar del maíz. En la zona del Caribe suelen añadirle diversas plantas como plátano, batata, etc., que da lugar a diversas versiones. La masa que se prepara con el maíz se cocina sobre hojas de platanera, maíz o papel de aluminio. El maíz o sorgo es fermentado por BAL y levaduras como *Saccharomyces cerevisiae* y *Candida mycoderma* (OGUNTOYINBO & al., 2011).



JESPERSEN & *al.*, 1994 indican que también intervienen mohos de *Aspergillus*, *Fusarium* y *Penicillium*. El diagrama de flujo para la preparación tradicional del *kenkey* se muestra en la figura 19.

Khao-Mak / Khamak: Es un arroz glutinoso con un cierto grado alcohólico que se consume como postre por adultos en Tailandia, donde se conoce como “postre de arroz dulce fermentado” en su traducción al castellano. Se elabora con un iniciador o estárter como es el *look-pang*, originario de China y que se prepara con almidón tradicional y especias como ajo, galanga y pimienta como agentes antibacterianos, en cuya masa se desarrollan mohos y levaduras de los géneros *Rhizopus*, *Mucor*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Endomycopsis*, *Hansenula* y *Saccharomyces* (ALEXANDRAKI & *al.*, 2013). MONGKONTANAWAT & LERTNIMIT-MONGKOL (2015) señalan que los microorganismos fermentadores son los mohos *Aspergillus* sp., *Mucor* sp. y *Rhizopus* sp. y las levaduras *Candida* sp. y *Saccharomyces cerevisiae*.

Kichudok: Es un pastel al vapor que se consume como guarnición en Corea. Se prepara con arroz que es fermentado por bacterias y levaduras de *Saccharomyces* sp. (VON MOLLENDORFF, 2008).

Kishk: Son unas bolas secas que se elaboran con trigo triturado llamado “burghol” y leche de vaca y que se dispersan en agua, tomándose como un refresco en Egipto, Siria y otros países árabes. Se fermenta con BAL y levaduras (BLANDINO & *al.*, 2003). GADALLAH & HASSAN (2019) indican que también se emplea una mezcla de cereales pudiendo intervenir la cebada y el mijo y la leche puede ser de cabra. Recogen que también es consumido en el subcontinente indio. ABOU-ZEID (2016) repasa la historia y clases del *kishk* y revisa los distintos estudios publicados hasta la actualidad apreciándose la predominancia de las BAL y la presencia de levaduras y mohos en algunos de ellos. Para algunos autores es lo mismo que el *tarhana* (ver esta entrada).

Kisra: Es una especie de pan plano que se consume en Sudán y Sudán del Sur utilizando harina de sorgo fermentada y usualmente servido con guisos tradicionales elaborados con quimbombó u oca (*Abelmoschus esculentus*), planta malvácea de frutos comestibles gelatinosos, leche cuajada,

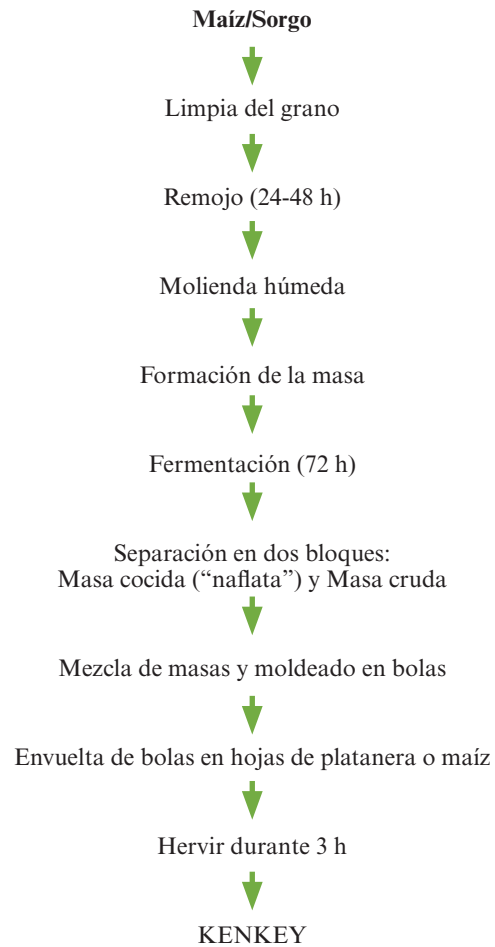


Fig. 19. Diagrama de flujo para la preparación tradicional del *kenkey*. Elaboración propia.

mariscos fermentados, carne seca condimentada o vegetales. Es uno de los alimentos fermentados más populares y un componente fundamental de la dieta diaria de la población en muchas áreas de estos países, especialmente en las rurales. El *kisra* se elabora a partir de una masa fermentada conocida como *ajin*, preparada mezclando harina de sorgo y agua junto con una pequeña cantidad de masa fermentada previamente para iniciar el proceso. En algunas regiones también se añade harina de trigo o de mijo. Los microorganismos responsables de la fermentación son BAL con dominancia de *Pediococcus pentosaceus* y levaduras como *Candida intermedia*, *Debaryomyces hansenii* y mohos como *Aspergillus* sp., *Fusarium* sp., *Penicillium* sp. y *Rhizopus* sp. (MOHAMMED & *al.*, 1991).

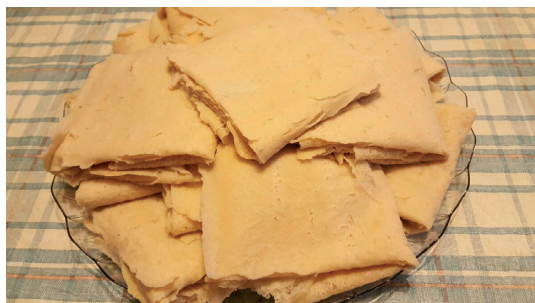


Fig. 20. Kiswa. Fuente: <http://www.sudaneseKitchen.com/>

Koko: Es una papilla que se elabora con maíz y se consume en Ghana. Intervienen en la fermentación BAL y levaduras de *Saccharomyces cerevisiae* y *Candida mycoderma*. (BLANDINO & al., 2003).

Kunu-Zaki / Kwunu-Zaki: Es una papilla ácida suave y viscosa que se elabora con maíz, sorgo o mijo. Se consume en el desayuno en Nigeria y otros países del oeste de África; también se toma bebida como la horchata. La que se hace con sorgo es de color café con leche. Intervienen bacterias y levaduras de *Candida mycoderma*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Rhodotorula* sp. y mohos de *Cephalosporium* sp., *Fusarium* sp., *Aspergillus* sp. y *Penicillium* sp. (OLASUPO & al., 2010; OGUNTOYINBO & al., 2011).

Kurdi: Se prepara con trigo en La India. En la fermentación se ha encontrado la levadura *Clavispora lusitaniae* (= *Candida lusitaniae*) (SURVE & RAMESH, 2018).

Lao-chao / Chiu-niang: Es un producto de arroz fermentado tradicional chino, con un sabor dulce y afrutado, que contiene altos niveles de glucosa, un poco de alcohol y aspecto de pasta suave y jugosa; se consume como postre. Intervienen el moho *Rhizopus javanicus* y la levadura *Saccharomyces cerevisiae* en el inóculo inicial llamado *chiu-yao* (LIU & al., 2002). WANG & HESSELTINE (1970), posteriormente citados por BEUCHAT (1987) y BLANDINO & al., (2003), citan como mohos fermentadores a *Rhizopus oryzae*, *R. chinensis* y *Chlamydomucor oryzae* y levaduras de *Endomyces* sp. (= *Saccharomycopsis*).

Mantou: Especie de pastel al vapor, que se consume como alimento básico, elaborado con harina de trigo en el norte de China, donde se cultiva trigo en lugar de arroz. Los panecillos se conocen

como "panecillos chinos al vapor" y se hacen de un tamaño de 4-15 cm. Tiene las mismas cualidades nutricionales que el pan blanco europeo. Es fermentado por *Saccharomyces* sp. Un alimento similar, pero con un relleno sabroso o dulce en el interior, es el *baozi*; pero *mantou* es el término más antiguo y en algunas regiones se puede usar *mantou* para indicar tanto los bollos rellenos como los no rellenos. El *mantou* puede haberse originado en el estado Qin durante el reinado de Zhaoxiang (307 a.C.-250 a.C.) (WIKIPEDIA, 2019f).

Mawé: Es una masa agria que se emplea para preparar papillas y bebidas a partir de harina de maíz parcialmente descascarillado. Se consume en Benín y Togo. Es el resultado de un proceso de fermentación espontáneo durante uno a tres días. Intervienen BAL y levaduras como: *Candida krusei*, especie predominante seguida por *Candida glabrata* y *Kluyveromyces marxianus* (ODUNFA, 1999). Otras especies de levadura han sido detectadas en números más bajos como *Clavispora lusitaniae* (GREPPI & al., 2013a, 2013b).

Mbege: Es un producto líquido que se hace con los cereales maíz, mijo o sorgo. Se consume en Tanzania. El cereal es fermentado por BAL y levaduras de *Saccharomyces cerevisiae* y *Schizosaccharomyces pombe* (ODUNFA & OYEWOLE, 1997).

Mien chien / Minchin: Se prepara con gluten de trigo o arroz glutinoso y se consume como condimento sólido en el este de Asia, sureste de Asia y Estados Unidos. Intervienen varias especies del subfilo *Deuteromycotina* y del género *Syncephalastrum* (CAMPBELL-PLATT & COOK, 1989). BLANDINO & al. (2003) citan, de muestras de China, especies de mohos de los géneros *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Paecilomyces*, *Penicillium*, *Syncephalastrum* y *Trichothecium*.

Mirin: Producto utilizado para aderezar distintos platos en Japón y otros países del este de Asia y del Pacífico. Se prepara con arroz glutinoso y leche de coco. La fermentación es ocasionada por el moho *Aspergillus oryzae* (CAMPBELL-PLATT & COOK, 1989). Es un condimento líquido esencial en la comida japonesa con un sabor levemente dulce. Se trata de una especie de vino de arroz pero con bajo contenido de alcohol. En el periodo Edo del Japón era tomado como un sake dulce, llamado *otoso*. En algunas regiones se hierve bre-



Fig. 21. Miso. Fuente: <https://www.drberg.com/blog/fermented-foods-on-keto/>

vemente para evaporar el alcohol. El *mirin* es usado para añadir un toque de sabor al pescado a la brasa o para eliminar el sabor a pescado, también para hacer la salsa “teriyaki”. (WIKIPEDIA, 2019g).

Miso: Especie de pasta alcalina empleada como condimento de comidas en países del este de Asia y en Norteamérica. Se prepara con cereales como arroz o cebada y con semillas de soja (*Glycine mas*), por lo que también se podría incluir en el grupo de alimentos fermentados de vegetales no cereales. Los microorganismos que fermentan el sustrato son *Aspergillus oryzae* y *Aspergillus sojae* (CAMPBELL-PLATT & COOK, 1989), aunque BLANDINO & al. (2003) citan *Aspergillus oryzae* y la levadura *Torulopsis etchellsii*; mientras que ASAHARA & al., (2006) y, sobre todo, SUGAWARA (2010) mencionan bacterias diversas y los hongos *Aspergillus oryzae*, *Torulopsis etchellsii* (= *Candida etchellsii*), *Torulopsis versatilis* (= *Candida versatilis*) y *Zygosaccharomyces rouxii*, diferenciando diversa composición microbiana según las distintas variedades de miso: *hishino*, *kome ama*, *kome kara*, *mame* y *mugi*.

Mutwiwa: Papilla a base de maíz que se consume en Zimbabue. Intervienen en la fermentación BAL, bacterias de otro tipo y mohos (BLANDINO & al., 2003).

Naan / Nan: Aperitivo sólido, a modo de pan levado, preparado con harina de trigo. Es consumido en países como La India, Pakistán, Afganistán e Irán. La fermentación es producida por *Saccharomyces cerevisiae* y BAL (BLANDINO & al., 2003).

Nasha: Papilla que se toma como aperitivo; se prepara con sorgo en Sudán. En la fermentación intervienen algunas bacterias y las levaduras *Candida* sp. y *Saccharomyces cerevisiae* (BLANDINO & al., 2003).

Ogi: Papilla o gachas ácida suave y viscosa que se consume como alimento principal de desayuno y para niños en diversos países del oeste de África, sobre todo en Nigeria y Benín. Se elabora con maíz, sorgo (*ogi baba*) o mijo (*ogi gero*), teniendo diferente color según el cereal usado. También se usa a veces un falso cereal como el amaranto (*Amaranthus caudatus*) (AHMED & al., 2019). Intervienen como fermentadores: BAL, levaduras como *Candida krusei*, *Clavispora lusitaniae* (= *Candida lusitaniae*), *Saccharomyces cerevisiae*, *Rhodotorula* sp., y mohos como *Cephalosporium* sp., *Fusarium* sp., *Aspergillus* sp. y *Penicillium* sp. (GREPPI & al., 2013a).

Pan: El pan blanco o pan de trigo fermentado con masa madre como inóculo, es el más común de los consumidos en el mundo, sobre todo en Europa, América y Australia. Suele contener harina de trigo y más o menos salvado, pero pueden emplearse otros cereales (centeno, espelta, teff, etc.) e incluso harina de semillas de plantas no gramíneas llamadas pseudocereales. Una variedad relevante es el pan de centeno consumido sobre todo en países de Europa central y del norte. A veces se le echan productos lácteos, azúcar y grasas. Y se pueden añadir otros alimentos como semillas diferentes, algas, etc. La especie de levadura que más veces se utiliza para la fermentación del pan normal es *Saccharomyces cerevisiae*, aunque se utilizan también otros microorganismos para influir sobre el aroma y sabor del pan. Los más frecuentes son bacterias del género *Lactobacillus* y algunas otras levaduras como: *Candida holmii*, *Issatchenkia orientalis*, *Mycoderma cerevisiae*, *Saccharomyces ellipsoideus*, *Saccharomyces pastorianus* y *Torula utilis* (DE VUYST & al., 2009); ALEXANDRAKI & al. (2013) citan además *Saccharomyces exiguus* (= *Kazachstania exigua*) y *Candida milleri* (= *Candida humilis*). Estas poblaciones de levaduras, junto con las de BAL determinan que se obtengan diferentes resultados como el pan candeal, la baguette, el panetone, la pizza, etc.

El “pan agrio”, “pan de masa agria” o “pan francés de San Francisco” se hizo famoso durante la “fiebre del oro” de California. En este pan actúan, principalmente, dos especies diferentes de microorganismos: *Saccharomyces exiguus* (= *Kazachstania exigua*), una levadura que no es capaz



de fermentar la maltosa, pero sí otros azúcares y *Lactobacillus sanfranciscensis*, bacteria que sólo fermenta la maltosa. Estos microorganismos viven en la masa sin problema, pues no luchan por el mismo nutriente. Otras levaduras encontradas son: *Candida humilis*, *Wickerhamomyces anomalus* y *Candida famata* (LARA-HIDALGO & al., 2017)

El pan más antiguo es el “pan ázimo” o “pan no levado”; es decir, sin levadura o fermento, que se sigue elaborando en algunas culturas o con fines religiosos como el “matzoh” consumido en la pascua judía y la “hostia” en la eucaristía cristiana.

Pan de alforfón: Es un tipo de pan que se elabora con semillas de un pseudocereal, el alforfón o trigo sarraceno (*Fagopyrum esculentum*), de la familia *Polygonaceae*. Las semillas se muelen para hacer harina y se fermentan con levaduras para obtener un pan levado libre de gluten. Es consumido en Europa (AHMED & al., 2019).

Pan de amaranto: Es un tipo de pan que se elabora con semillas de un pseudocereal, el amaranto (*Amaranthus caudatus*), de la familia *Amaranthaceae*. Las semillas se muelen para hacer harina y se fermentan con levaduras para obtener un pan levado libre de gluten. Es consumido en Alemania (AHMED & al., 2019).

Pan de quinoa: Es un tipo de pan que se elabora con semillas de un pseudocereal, la quinoa (*Chenopodium quinoa*), de la familia *Chenopodiaceae*. Las semillas se muelen para hacer harina y se fermentan con levaduras para obtener un pan levado libre de gluten. Es consumido en Europa y Latinoamérica (AHMED & al., 2019).

Perkarnaya: Alimento preparado con centeno en Rusia, es una especie de pan ácido, en cuya fermentación intervienen BAL y levaduras (AHMED & al., 2019).

Poto poto: Son bolas de masa fermentada con las que se hacen papillas o gachas, se preparan con maíz. Se consume en Congo. Intervienen BAL y levaduras (ABRIOUEL & al., 2006).

Pozol: Es una masa de maíz fermentado disuelta en agua formando una papilla no alcohólica. Se consume en el sur de México y otros países de Centroamérica tanto por poblaciones indígenas como mestizas. El nombre pozol procede del azteca *pozolli* que significa espumoso. Con la masa de maíz forman unas bolas aplastadas de unos 70-



Fig. 22. Pozol elaborado en Tabasco (México). Fuente: <https://es.wikipedia.org/>

170 g de peso que luego se disuelven en agua formando una papilla blanquecina que se consume como alimento básico; suelen agregarle sal, chiles molidos, azúcar o miel. Algunas etnias como los Lacandones y Chamulas llevan bolas de pozol fermentado y mohoso en su viajes por la jungla como provisión de alimento. Ya era consumido por los mayas antes de la llegada de los españoles a México. Se han encontrado bacterias lácticas, además de levaduras como: *Geotrichum candidum*, *Trichosporon cutaneum*, *Hansenula fabiani*, *Kluveromyces fragilis*, *Candida guilliermandii*, *C. parapsilosis*, *C. tropicalis* y *Saccharomyces cerevisiae* y hongos filamentosos como: *Cladosporium cladosporoides*, *Monilia sitophola* y *Mucor rouxianus* (ULLOA & al., 1987).

Puda / Pudla: Alimento sólido a modo de tortita o aperitivo, elaborado en La India con maíz o garbanzos. La fermentación corre a cargo de BAL y levaduras (TAMANG, 2012)

Pumpernickel: Especie de pan ácido de centeno, en cuya fermentación intervienen BAL y levaduras, es consumido en Alemania y Suiza (AHMED & al., 2019). Es también conocido como “pan negro alemán” por su color oscuro. Se conserva la panadería más antigua de Alemania, creada en 1570, y que ya elaboraba este pan negro. Es un pan de larga duración que se prepara con centeno poco molido y cocción lenta con vapor que produce una cierta caramelización del almidón responsable de su típico color y evita la formación de costra.

Puto: Alimento hecho con arroz que se consume en Filipinas en los desayunos como pastel es-



ponjoso y como aperitivo. Es fermentado por BAL y levaduras (STEINKRAUS, 1996; NOUT & *al.*, 2007).

Rabadi / Rabi: Producto elaborado con cereales (cebada, maíz, mijo perla, trigo) y mantequilla o leche de búfala o de vaca; es una especie de líquido espeso, suave y ácido. Se consume en La India y Pakistán. En la fermentación intervienen BAL y levaduras (*Saccharomyces cerevisiae* o *S. diastaticus*) (GUPTA & *al.*, 1992) y el moho *Penicillium acidilactici* (BLANDINO & *al.*, 2003). La fermentación es capaz de reducir la concentración de ácido fítico (ácido orgánico con fósforo presente en los vegetales, sobre todo en semillas y fibra), para algunos autores un antinutriente porque captura minerales que no quedan biodisponibles para el cuerpo humano, para otros un antioxidante interesante.

Selroti: Producto similar a galletas saladas o pan frito, preparado con harina de arroz y trigo junto con leche. Se consume en La India, Nepal y Bután. Los microbios fermentadores son BAL y levaduras como *Saccharomyces cerevisiae*, *Saccharomyces kluyveri*, *Debaryomyces hansenii*, *Pichia burtonii* y *Zygosaccharomyces rouxii* (YONZAN & TAMANG, 2010).

Shamsy / Al-shamsi / Eish shamsi: Pan esponjoso, grueso y redondo (14-18 cm de diámetro y 3-4 cm de altura) de origen ancestral consumido en el Alto Egipto principalmente y fermentado por levaduras (AHMED & *al.*, 2019). Lo llaman “pan de sol” por su forma circular y por ser fermentado al sol, sin ningún tipo de horno calentado por combustible; se hornea sobre algún tipo de soporte de madera o hierro o en hornos de barro abovedado con aberturas en la parte superior. Se elabora con harina de trigo y una masa madre como inóculo. Lo preparan con distintas formas que hacen con una especie de aguja grande. Los cristianos copitos hacen cortes con forma de cruz. En pinturas de tumbas antiguas se han encontrado figuras de panes similares. Es un pan que ya se fabricaba en el Antiguo Egipto y el historiador griego Heródoto menciona este tipo de pan de Luxor SLOW FOOD FOUNDATION FOR BIODIVERSITY (2019). (Fig. 23). Según el Ministerio de Suministros de Egipto, al menos el 50 por ciento de las personas de la ciudad de Asuán dependen del pan de *al-shamsi* como alimento básico (EGYPT INDEPENDENT, 2019).



Fig. 23. Shamsy o pan de sol. Fuente: <https://lorelledelmatto.com/2011/05/egyptian-sun-bread/>



Siddu: Es un tipo de pan de forma ovalada que se hace con harina de trigo, semillas de adormidera y nueces. Se consume en La India. La fermentación es llevada a cabo por las levaduras *Saccharomyces cerevisiae* y *Candida valida* (THAKUR & *al.*, 2004).

Tao-si: Aderezo a base de trigo y soja empleado en Filipinas; en cuya fermentación interviene *Aspergillus oryzae* (BLANDINO & *al.*, 2003).

Taotjo: Condimento o alimento semisólido utilizado en el este de La India, compuesto de trigo (*Triticum aestivum* o *T. turgidum* subsp. *durum*) o arroz glutinoso y soja. Fermentan *Aspergillus oryzae* (BLANDINO & *al.*, 2003) y levaduras (AHMED & *al.*, 2019).

Tapeketan: Es un arroz pegajoso (*Oryza sativa* var. *glutinosa*) fermentado con el estárter *ragi*, preparado en Indonesia (*ketan* significa arroz glutinoso). El *tapeketan* tiene un sabor dulce con algo de alcohol. La cantidad de alcohol depende principalmente del proceso y de la duración de la fermentación, pero oscila entre el 7-10 %. El sabor dulce con alcohol es la característica principal del sabor y el aroma del *tapeketan*. Se prepara cocinando arroz glutinoso con agua, enfriado e inoculando el arroz con la torta de levadura *ragi* triturada y se deja fermentar a temperatura ambiente durante 1-3 días. Tradicionalmente, el arroz se teñía de color verde con un extracto de alguna de las siguientes plantas: *katuk* (*Sauropus androgynus*), *suji* (*Dracaena angustifolia*) o *pandang* (*Pandanus amaryllifolius*), pero hoy en día usan un colorante verde para alimentos (NURAI DA & OWENS, 2014). Una variedad es el *tape ketan-hitam*, preparado con arroz glutinoso negro. La fermentación es ocasionada

por levaduras y mohos como: *Candida* sp., *Endomycopsis* sp., *Saccharomyces* sp., *Chlamydomucor* sp. y *Rhizopus* sp. (STEINKRAUS, 1996). NURAI DA & OWENS (2014) citan como responsable de la fermentación a los mohos *Amylomyces rouxi* (= *Rhizopus arrhizus*) y levaduras como *Endomycopsis burtonii*, *E. fibuligera*, *Candida pelliculosa*, *Saccharomyces cerevisiae* y *Hansenula anomala*.

Tarhana / Trahanas: Recibe diferentes nombres según los países en los que se consume como Turquía, Grecia y Chipre. Es un alimento seco que se prepara con una mezcla de cereales, principalmente trigo, y yogur u otra leche fermentada; se suelen añadir otros componentes como verduras escaldadas, especias o sal, se deja que la mezcla fermente y posteriormente se deja que se seque, el resultante se muele. Con él se hace caldo. Debido a su condición doble de medio ácido y poco húmedo preserva las proteínas de la leche durante largos periodos de tiempo. Es consumido como una sopa añadiéndole agua al caldo. La fermentación produce componentes químicos que proporcionan a la *tarhana* su sabor y aroma característicos (WIKIPEDIA, 2019i). Los microbios fermentadores son BAL y levaduras según KARAGOZLU & *al.* (2008), sin especificar especies de levaduras. Sin embargo, KIVANÇ & FUNDA (2017) encuentran en sus estudios BAL y toda una serie de levaduras y mohos, citando: *Kluyveromyces marxianus*, *Yarrowia lipolytica*, *Pichia membranaefaciens*, *Pichia mexicana*, *Pichia angutsa*, *Debaryomyces hansenii*, *Candida fluvialis*, *Candida sorboxylosa*, *Saccharomyces cerevisiae*, y *Geotrichum terrestre*. Para algunos autores es lo mismo que el *kishk* (ver esta entrada).



Fig. 24. Tapeketan. Fuente: <https://www.bukalapak.com/>



Fig. 25. Tarhana. Fuente: <http://www.hurriyet.com.tr/>



Tauco: Es un aderezo que se prepara con cereales y semillas de soja, propio de la isla de Java (Indonesia). Intervienen en la fermentación los mohos *Aspergillus oryzae* y *Rhizopus oligosporus* (BLANDINO & *al.*, 2003).

Tepache: Producto elaborado con maíz, piña americana, manzana o naranja en México. Los fermentadores son bacterias y levaduras de *Torulopsis inconspicua* (= *Candida inconspicua*), *Saccharomyces cerevisiae* y *Candida queretana* (FAO, 1990). También se considera una bebida si se añade azúcar moreno y agua (LORENCE-QUIÑONES, 1999).

Torani: Se prepara con arroz fermentado con levaduras como: *Candida guilliermondii*, *Candida tropicalis*, *Hansenula anomala* y *Geotrichum candidum*. El resultado es un líquido empleado para sazonar verduras. Se consume en La India. (CAMPBELL-PLATT & COOK, 1989; BLANDINO & *al.*, 2003).

REFERENCIAS

- ABOU-ZEID, N.A. (2016). Review of egyptian cereal-based fermented product (kishk). *Int. J. Agric. Innov. Res.* 4(4): 2319-1473.
- ABRIOUEL, H., N.B. OMAR, R.L. LÓPEZ, M. MARTÍNEZ-CAÑAMERO, S. KELEKE & A. GÁLVEZ (2006). Culture-independent analysis of the microbial composition of the African traditional fermented foods poto poto and dégué by using three different DNA extraction methods. *Int. J. Food Microbiol.* 111: 228-233.
- ACHI, O.K. & M. UKWURU (2015). Cereal-based fermented foods of Africa as functional foods. *Int. J. Microbiol. Applicat.* 2 (4): 71-83.
- ADEBO, O.A., P.B. NJOBEH, J.A. ADEBIYI, S. GBASHI, J.Z. PHOKU & E. KAYITESI (2017). Fermented pulse-based food products in developing nations as functional foods and ingredients: 77-101. In: HUEDA, M.C. (ed.). *Functional food – Improve health through adequate food*. InTech. Rijeka.
- ADINSI, L., G. VIEIRA-DALODÉ, H.N. AKISSOÉ, V.B. ANIHOVI, C. MESTRES, A. JACOBS, N. DLAMINI, D. PALLET & *al.* (2014). Processing and quality attributes of gowe: a malted and fermented cereal-based beverage from Benin. *Food Chain* 4(2): 171-183.
- AHMED, A.A., A.A. AMER & M.S.I. SAKR (2016). Physical, chemical and microbiological properties of laban rayeb. *Alexandria J. Veter. Sci.* 51(2): 269-274.
- AHMED, I.A.M., F.Y. AL-JUHAIMI & A.E.A. BEKHIT (2019). Fermentation of grains: 107-116. In: VARELIS, P., L. MELTON & F. SHAHIDI (eds.) *Encyclopedia of food chemistry* 2. Elsevier. Amsterdam.
- AKABANDA, F., J. OWUSU-KWARTENG, K. TANO-DEBRAH, R.L.K. GLOVER, D.S. NIELSEN & L. JESPERSEN (2013). Taxonomic and molecular characterization of lactic acid bacteria and yeasts in nunu, a ghanaiian fermented milk product. *Food Microbiol.* 34(2): 277-283.
- ALEXANDRAKI, V., E. TSAKALIDON, K. PAPADIMITRIOU & W. HOLZAPFEL (2013). *Status and trends of the conservation and sustainable use of microorganismos in food processes*. Commission on Genetic Resources for Food and Agriculture. FAO. Roma.
- ANGELOV, A.I., G. PETROVA, A.D. ANGELOV, P. STEFANOVA, I.Y. BOKOSSA, C.K.C. TCHEKESSI, M.L. MARCO & V. GOTCHEVA (2017). Molecular identification of yeast and lactic acid bacteria involved in the production of beninese fermented food degue. *The Open Biotechnology Journal* 11: 94-104.
- AQUILANTI, L., S. SANTARELLI, G. SILVESTRI, A. OSIMANI, A. PERTRUZZELLI & F. CLEMENTI (2007). The microbial ecology of a typical italian salami during its natural fermentation. *Int. J. Food Microbiol.* 120(1-2): 136-145.
- ARRANZ-OTAEGUI, A., L. GONZÁLEZ, M.N. RAMSEY, D.Q. FULLER & T. RICHTER (2018). Archaeobotanical evidence reveals the origins of bread 14,400 years ago in northeastern Jordan. *PNAS* 115(31): 7925-7930.
- ASAHARA, N., X.B. ZHANG, & Y. OHTA (2006). Antimutagenicity and mutagen binding activation of mutagenic pyrolyzates by microorganisms isolated from japanese miso. *J. Sci. Food Agric.* 58: 395-401.
- ASHENAFI, M. (1992). The microbiology of Ethiopian ayib: 71-74. *Application of Biotechnology to Traditional Fermented Foods*. Report of an ad hoc Panel of the Board on Science and Technology for International Development. Office of



- International Affairs, National Research Council. National Academy Press, Washington, D.C.
- BATRA, L.R. & P.D. MILLNER (1974). Some asian fermented foods and beverages and associated fungi. *Mycologia* 66(6): 942-950.
- BERNARDEAU, M., M. GUGUEN & J.P. VERNOUX (2006). Beneficial lactobacilli in food and feed: long-term use, biodiversity and proposals for specific and realistic safety assessments. *FEMS Microbiol. Rev.* 30: 487-513.
- BERNARDO-ÁLVAREZ, M.A. (2012). Patentes fúngicas: de Pasteur a nuestros días. *Rev. Iberoamer. Micol.* 29(4): 200-204.
- BEUCHAT, L.R. (ed.) (1987). *Food and beverage Mycology* (2nd ed.). Van Nostrand Reinhold. New York.
- BIRUETE, A., E. JUÁREZ, E. SIERIO, R. ROMERO & J.L. SILENCIO (2009). Los nutraceuticos. Lo que conviene saber. *Rev. Mexic. Pedriatría* 76(3): 136-145.
- BLANDINO, A., M.E. AL-ASEERI, S.S. PANDIELLA, D. CANTERO & C. WEBB (2003). Cereal-based fermented foods and beverages. *Food Res. Int.* 36(6): 527-543.
- BOURDICHON, F., S. CASAREGOLA, C. FARRROKH, J.C. FRISVAD, M.L. GERDS, W.P. HAMMES, J. HARNETT, G. HUYS & al. (2012). Food fermentations: microorganisms with technological beneficial use. *Int. J. Food Microbiol.* 154(3): 87-97.
- BOURDICHON, F., I. ALPER, R. BIBILONI, A. DUBOIS, S. LAULUND, M. MIKS, L. MORELLI, V. ZULIANI & al. (2018). Inventory of microbial food cultures with safety demonstration in fermented food products. *Bull. Int. Dairy Fed.* 495: 5-51.
- CABEZA, E.A. (2006). *Cultivos técnicos: seguridad, funciones y propiedades tecnológicas*. Simposio Regional de Microbiología: microorganismos eficientes en el sector. Conferencia. doi: 10.13140/2.1.1454.7844.
- CAMPBELL-PLATT, G. (1994). Fermented foods – a world perspective. *Food Res. Int.* 27: 253-257.
- CAMPBELL-PLATT, G. & P.E. COOK (1989). Fungi in the production of foods and food ingredients. *J. Appl. Bact. Symp. Suppl.* 117S-131S.
- CAMPBELL-PLATT, G. & P.E. COOK (1994). *Aspergillus* and fermented foods: 171-188. In: POWELL, K.A. & al. (eds.) *The Genus Aspergillus*. Plenum Press. New York.
- CHULZE, S.N. (2017). Micología de los alimentos: ¿una disciplina emergente? *Rev. Argent. Microbiol.* 49(4): 303-304.
- DAS, A., U. RAYCHAUDHURI & R. CHAKRABORTY (2012). Cereal based functional food of Indian subcontinent: a review. *J. Food Sci. Technol.* 49(6): 665-672.
- DESIYE, A. & K. ABEGAZ (2013). Isolation, characterization and identification of lactic acid bacteria and yeast involved in fermentation of teff (*Eragrostis tef*) batter. *Access Int. J.* 1(3): 36-44.
- DE VUYST, L., G. VRANCKEN, F. RAVYTS, T. RIMAUX & S. WECKX (2009). Biodiversity, ecological determinants, and metabolic exploitation of sourdough microbiota. *Food Microbiol.* 26: 666-675.
- DEWAN, S. & J.P. TAMANG (2006). Microbial and analytical characterization of Chhu – A traditional fermented milk product of the Sikkim Himalayas. *J. Sci. Industr. Res.* 65: 747-752.
- DURÁN, R. & A. VALENZUELA (2010). La experiencia japonesa con los alimentos FOSHU. ¿Los verdaderos alimentos funcionales? *Rev. Chil. Nutr.* 37(2): 224-233.
- EGYPT INDEPENDENT (2019). *Al-Shamsi "an ancient" bread still baked in upper Egypt*. <https://www.egyptindependent.com/al-shamsi-ancient-bread-still-baked-upper-egypt/> [consultada el 17 de junio de 2019].
- EL NOUR, M.E.M., S. EL-TIGANI & H.A. DIRAR (1999). A microbiological study of hussuwa: a traditional Sudanese fermented food from germinated Sorghum bicolor cv. feterita. *W. J. Microbiol. Biotech.* 15(3): 305-308.
- ENCINAS, J.P., T.M. LÓPEZ-DÍAZ, M.L. GARCÍA-LÓPEZ, A. OTERO & B. MORENO (2000). Yeast populations on Spanish fermented sausages. *Meat Sci.* 54(3), 203-208.
- HUI, Y.H. (ed.) (2012). *Handbook of plant-based fermented food and beverage technology* (2nd ed.). CRC Press. Boca Raton.
- FAO. (1990). *Utilización de alimentos tropicales. Cereales*. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma.
- FERNÁNDEZ-LÓPEZ, J., E. SENDRA, E. SAYAS-BARBERA, C. NAVARRO & J.A. PÉ-



- REZ-ÁLVAREZ (2008). Physico-chemical and microbiological profiles of "salchichon" (Spanish dry fermented sausage) enriched with orange fiber. *Meat Sci.* 80: 410-417.
- FERREIRA, J. & E. LUENGO (2007). La dieta como concepto terapéutico. Concepto de alimento funcional y de nutracéutico. Situación actual de los alimentos funcionales y nutracéuticos. Aspectos legales: 1-12. In: LUENGO, E. (coord.). *Alimentos funcionales y nutracéuticos*. Sociedad Española de Cardiología. Madrid.
- FLEET, G.H. (1998). The microbiology of alcoholic beverages: 217-262. In: WOOD, B.J.B (ed.). *Microbiology of fermented foods*. Thomson Science. London.
- GADAGA, T.H., A.N. MUTUKUMIRA, J.A. NARVHUS & S.B. FERESU (1999). A review of traditional fermented foods and beverages of Zimbabwe. *Int. J. Food. Microbiol.* 53: 1-11.
- GADALLAH, M.G.E. & M.F.Y. HASSAN (2019). Quality properties of kishk (a dried fermented cereal-milk mixture) prepared from different raw materials. *J. Saudi Soc. Agricult. Sci.* 18: 95-101.
- GARCÍA-FONTÁN, M.C., J.M. LORENZO, A. PARADA, I. FRANCO & J. CARBALLO (2007). Microbiological characteristics of "androlla", a spanish traditional pork sausage. *Food Microbiol.* 24: 52-58
- GREPPI, A., K. RANTOSOU, W. PANDONOU, J. HOUNHOUIGAN, L. JESPERSEN, M. JAKOBSEN & L. COCOLIN (2013a). Determination of yeast diversity in ogi, mawè, gowé and tchoukoutou by using culture-dependent and -independent methods. *Int. J. Food Microbiol.* 165(2): 84-88.
- GREPPI, A., K. RANTOSOU, W. PANDONOU, J. HOUNHOUIGAN, L. JESPERSEN, M. JAKOBSEN & L. COCOLIN (2013b). Yeast dynamics during spontaneous fermentation of mawè and tchoukoutou, two traditional products from Benin. *Int. J. Food Microbiol.* 165(2): 200-207.
- GUPTA, M., N. KHETARPAUL & B.M. CHAUHAN (1992). Rabadi fermentation of wheat: changes in phytic acid content and in vitro digestibility. *Plant Foods Human Nutr.* 42: 109-116.
- GUPTA, R.C., B. MANN, V.K. JOSHI & D.N. PRASAD (2000). Microbiological, chemical and ultrastructural characteristics of misti doi (sweetened dahi). *J. Food Sci. Technol.* 37: 54-57.
- GUYOT, J.P., C. MOUQUET, E.H. TOU, A.S. TRAORÉ & S. TRÈCHE (2003). Study of the processing of pearl millet (*Pennisetum glaucum*) into ben-saalga, a fermented gruel from Burkina Faso. *2nd International Workshop*: 437-444. Ouagadougou (Burkina Faso).
- GÜZELER, N., M. KALENDER & F. KOBOYEVA (2017). *Traditional fermented dairy product: kurut*. Poster. 4th North and East European Congress on Food (NEEFood). https://www.researchgate.net/publication/319809635_Traditional_Fermented_Dairy_Product_Kurut [consultada el 7 de mayo de 2019].
- HAMA, F., A. SAVADOGO, C.A.T.T OUATTARA & A.S. TRAORE (2009). Biochemical, microbial and processing study of dègué a fermented food (from pearl millet dough) from Burkina Faso. *Pakistan J. Nutr.* 8(6): 759-764.
- HERZFELD, H.C. (1957). Rice fermentation in Ecuador. *Economic Botany* 11(3): 267-270.
- HOMMEL, R.K. (2014). Candida: 367-373. In: BATT, C.A. & M.L. TORTORELLO (eds.). *Encyclopedia of food microbiology* (2nd ed.). Academic Press. London.
- JESPERSEN, L., M. HALM, K. KPODO, & M. JACOBSON (1994). Significance of yeasts and moulds occurring in maize dough fermentation for kenkey production. *Int. J. Food Microbiol.* 24: 239-248.
- KALITA, N.K., S.C. DEKA & D. SETH (2017). Optimization and development of misti dahi (sweetened yoghurt) from mixture of cow and goat milk. *Int. Food Research Journal* 24(3): 1212-1219.
- KARAGOZLU, N., B. ERGONUL & C. KARAGOZLU (2008). Microbiological attributes of instant tarhana during fermentation and drying. *Bulg. J. Agric. Sci.* 14: 535-541.
- KATZ, S.E. (2016). *El arte de la fermentación. Una exploración en profundidad de los conceptos y procesos fermentativos de todo el mundo*. Gaia Ediciones. Móstoles (Madrid).
- KIVANÇ, M. & E.G. FUNDA (2017). A functional food: a traditional tarhana fermentation. *Food Sci. Technol.* 37(2): 269-274.



- KO, S.D. (1986). Indonesian fermented foods not based on soybeans: 67-84. *In: HESSELTINE, C.W. & H.L. WANG (eds.), Mycologia Memoir, 11. Indigenous Fermented Food of Non-Western Origin.* J. Cramer. Berlin.
- KUMARI, S., P. GULERIA & N. DANGI (2015). Cereal based beverages and fermented foods: a review. *Int. J. Enhanced Research Science, Technology & Engineering* 4(10): 134-145.
- LARA-HIDALGO, C.E., H. HERNÁNDEZ-SÁNCHEZ, C. HERNÁNDEZ-RODRÍGUEZ & L. DORANTES-ÁLVAREZ (2017). Yeast in fermented foods and their probiotic potential. *Austin J. Nutr. Metab.* 4(1): 1045.
- LEE, S.W. (1984). *Hankuk sikpum cunhwasa* (Korean dietary culture). Kyomunsa. Seoul.
- LEE, C.H. (1999). Cereal fermentations in countries of the Asia-Pacific region: 63-98. *In: HAARD, N.F. & al. (eds.). Fermented cereals: A global perspective.* FAO. Roma.
- LI, H., H. WANG, H. LI, S. GOODMAN, P. VAN DER LEE, Z. XU, A. FORTUNATO & P. YANG (2018). The world of wine: old, new and ancient. *Wine Economics and Policy* 7: 178-182.
- LIU, Y.C., M.J. CHEN & C.W. LIN (2002). Studies on lao-chao culture filtrate for a flavoring agent in a yogurt-like product. *Asian-Aust. J. Anim. Sci.* 15(4): 602-609.
- LIU, L., J. WANG, D. ROSENBERG, H. ZHAO, G. LENGYEL & D. NADEL (2018). Fermented beverage and food storage in 13,000 y-old stone mortars at Raqefet Cave, Israel: Investigating Natufian ritual feasting. *J. Archaeol. Sci. Rep.* 21: 783-793.
- LOPITZ-OTSOA, F., A. REMENTERÍA, N. ELGUEZABAL & J. GARAIZAR (2006). Kéfir: a symbiotic yeast-bacteria community with alleged healthy capabilities. *Rev. Iberoam. Micol.* 23: 67-74.
- LORENCE-QUIÑONES, A., C. WACHER-RODARTE & R. QUINTERO-RAMÍREZ (1999). Cereal fermentations in Latin American countries: 99-113. *In: N.F. HAARD, N.F. & al. (eds.). Fermented cereals: A global perspective.* FAO. Roma.
- LUO, C. & S. DENG (2016). Viili as fermented food in health and disease prevention: a review study. *J. Agric. Sci. Food Technol.* 2(7): 105-113.
- MAYO, B., M.S. AMMOR, S. DELGADO & A. ALEGRÍA (2010). Fermented milk products: 263-288. *In: TAMANG, J.P. & K. KAILASAPATHY (eds.). Fermented foods and beverages of the world.* CRC Press. Boca Raton.
- MISTRY, V.V. (2001). Fermented milks and cream: 301-340. *In: MARTH, E.H. & J.K. STEELE (eds.). Applied dairy microbiology (2nd ed.).* Marcel Dekker. New York.
- MOHAMMED, S.I., L.R. STEENSON & A.W. KIRLEIS (1991). Isolation and characterization of microorganisms associated with the traditional Sorghum fermentation for production of sudanese kisra. *Appl. Environ. Microbiol.* 57(9): 2529-2533.
- MONGKONTANAWAT, N. & W. LERTNIMITMONGKOL (2015). Product development of sweet fermented rice (khao-mak) from germinated native black glutinous rice. *Inter. J. Agri. Technol.* 11(2): 501-515.
- MONGOLFOOD.INFO (2010). *All Mongolian recipes. The food of the nomads.* <https://www.mongolfood.info/en/recipes/airag.html> [consultada el 7 de mayo de 2019].
- NOUT, M.J.R., P.K. SARKAR & L.R. BEUCHAT (2007). Indigenous fermented foods: 817-880. *In: DOYLE, M.P. & L.R. BEUCJAT (eds.). Food microbiology: fundamentals and frontiers (3rd ed.).* ASM Press. Washintong D.C.
- NURAIIDA, L. & J.D. OWENS (2014). Sweet, sour, alcoholic solid substrate fungal fermentations: 137-155. *In: OWENS, J.D. (ed.). Indigenous fermented foods of Southeast Asia.* CRC Press. Boca Raton.
- ODUNFA, S.A. (1999). Cereal fermentations in african countries: 31-62. *In: HAARD, N.F. & al. (eds.). Fermented cereals: a global perspective.* FAO. Roma.
- ODUNFA, S.A. & O.B. OYEWOLE (1997). African fermented foods: 713-752. *In: WOOD, B.J.B. (ed.). Microbiology of fermented foods.* Springer. Boston.
- OGUNTOYINBO, F.A., P. TOURLMOUSIS, M.J. GASSON, & A. NARBAD (2011). Analysis of bacterial communities of traditional fermented West African cereal foods using culture independent methods. *Inter. J. Food Microbiol.* 145: 205-210.
- OLAGNERO, G., A. ABAD, S. BENDERSKY, C. GENNEVOIS, L. GRANZELLA & M. MONTONATI



- (2007). Alimentos funcionales: fibra, prebióticos, probióticos y simbióticos. *Dieta* 25(121): 20-33.
- OLASUPO, N.A., S.A. ODUNFA & O.S. OBAYORI (2010). Ethnic african fermented foods: 323-352. In: TAMANG J.P. & K. KAILASAPATHY (eds.). *Fermented foods and beverages of the world*. CRC Press. New York.
- PARENTE, E., & T.M. COGAN (2004). Starter cultures: general aspects: 123-147. In: FOX, P.O. & al. (eds.). *Cheese: chemistry, physics and microbiology* 1, (3rd ed.). Elsevier. Oxford.
- PONCE, A.G. (2015). *Nutrición y salud. Explorando tres vías: fermentos, cultivo de espirulina y vegetales deshidratados*. Reporte técnico de Ingeniería en Biotecnología. Universidad Politécnica del Valle de Toluca. México. http://www.plataformanac.org/wpcontent/uploads/2015/09/1_bebidas.fermentadas.pdf [consultada el 9 de abril de 2019].
- PRAJAPATI, J.B. & B.M. NAIR (2008). The history of fermented foods: 1-24. In: FARNWORTH, E.R. (ed.). *Handbook of fermented functional foods* (2nd ed.). CRC Press. Boca Raton.
- PUNIYA, A.K. (2015). *Fermented milk and dairy products*. CRC Press. Boca Raton.
- QUIGLEY, L., O. O'SULLIVAN, T.P. BERESFORD, R.P. ROSS, G.F. FITZGERALD & P.D. COTTER (2011). Molecular approaches to analysing the microbial composition of raw milk and raw milk cheese. *Int. J. Food Microbiol.* 150: 81-94.
- RAI, R, H.R.N.J. SHANGPLIANG & J.P. TAMANG (2016). Naturally fermented milk products of the Eastern Himalayas. *J. Ethnic Foods* 3: 270-275.
- RAJU, P.N. & D. PAL (2009). The physico-chemical, sensory, and textural properties of misti dahi prepared from reduced fat buffalo milk. *Food Bioprocess Tech.* 2(1): 101-108.
- RAWAT, K., A. KUMARI, S. KUMAR, R. KUMAR & R. GEHLOT (2018). Traditional fermented products of India. *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci.* 7(4): 1873-1883.
- RAY, R.C. & V.K. JOSHI (2014). Fermented foods: past, present and future: 1-36. In: RAY, R.C. & M. DIDIER (eds.). *Microorganisms and fermentation of traditional foods*. CRC Press. Boca Raton.
- RAY, M., K. GHOSH, S. SINGH & K.C. MONDAL (2016). Folk to functional: an explorative overview of rice-based fermented foods and beverages in India. *J. Ethnic Foods* 3: 5-18.
- ROBINSON, R. K. & A.Y. TAMIME (2006). Types of fermented milks: 1-10. In: TAMIME, A.Y. (ed.) *Ferment milks*. Wiley. Hoboken.
- SANLIER, N., B.B. GÖKCEN & A.C. SEZGIN (2017). Health benefits of fermented foods. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 59(1): 1-22. <https://doi.org/10.1080/10408398.2017.1383355/>.
- SATHE, G.B., & S. MANDAL (2016). Fermented products of India and its implications: a review. *Asian J. Dairy & Food Res.* 35(1): 1-9.
- SAVITRI & T.C. BHALLA (2007). Traditional foods and beverages of Himachal Pradesh. *Ind. J. Trad. Knowl.* 6(1): 17-24.
- SAVITRI & T.C. BHALLA (2013). Characterization of bhatooru, a traditional fermented food of Himachal Pradesh: microbiological and biochemical aspects. *3 Biotech.* 3(3): 247-254.
- SENAPATI, A.K., A. ANN, A. RAJ, A. GUPTA, A. SHARMA, B. NEOPANY, C. PANMEI, D.H. DIWEDI & al. (2016). Diversity of indigenous fermented foods and beverages of South Asia: 69-106. In: JOSHI, V.K. (ed.) *Indigenous fermented foods of South Asia*. CRC Press. Boca Raton.
- SIMOVA, E., D. BESHKOVA, A. ANGELOV, T. HRISTOZOVA, G. FRENGOVA & Z. SPASOV (2002). Lactic acid bacteria and yeasts in kefir grains and kefir made from them. *J. Industr. Microbiol. Biotech.* 28:1-6.
- SLOW FOOD FOUNDATION FOR BIODIVERSITY (2019). *Shamsi bread*. <https://www.fondazione-slowfood.com/en/ark-of-taste-slow-food/shamsi-bread/> [consultada el 17 de junio de 2019].
- SOCCOL, C.R., L. PORTO DE SOUSA, M. RIGON, A.B. PEDRONI, C. TIEMI, J. DE DEA, A. PANDEY & V. THOMAZ-SOCCOL (2010). The potential of probiotics: a review. *Food Technol. Biotechnol.* 48(4): 413-434.
- SRIDEVI, J., P.M. HALAMI & S.V.N. VIJAYENDRA (2010). Selection of starter cultures for idli batter fermentation and their effect on quality of idli. *J. Food Sci. Technol.* 47: 557-563.



- STEINKRAUS, K.H., A.G. VAN VEER & D.B. THIEBEAU. (1967). Studies on idli — An indian fermented black gram-rice food. *Food Technology* 21: 110-113.
- STEINKRAUS, K.H. (1996). *Handbook of indigenous fermented foods* (2nd ed.). Marcel Dekker. New York.
- SUGAWARA, E. (2010). Fermented soybean pastes miso and shoyu with reference to aroma: 225-245. In: TAMANG, J.P. & K. KAILASAPATHY (eds.). *Fermented foods and beverages of the world*. CRC Press. New York.
- SURVE, V.D. & G. RAMESH (2018). Biochemical and microbial characterization of kurdi: a traditional fermented food of Maharashtra. *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci.* Special issue 5: 687-704.
- THAKUR, N., SAVITRI & T.C. BHALLA (2004). Characterization of some traditional fermented foods and beverages of Himachal Pradesh. *Indian J. Traditional Knowledge* 3(3): 325-335.
- TAMANG, J.P. (2010a). *Himalayan fermented foods: microbiology, nutrition, and ethnic values*. CRC Press. Boca Raton.
- TAMANG, J.P. (2010b). Diversity of fermented foods: 41-84. In: TAMANG, J.P. & K. KAILASAPATHY (eds.). *Fermented foods and beverages of the world*, CRC Press. Boca Raton.
- TAMANG, J.P. (2012). Plant-based fermented foods and beverages of Asia: 49-92. In: HUI, Y.H. (ed.). *Handbook of plant-based fermented foods and beverage technology* (2nd ed.). CRC Press. Boca Raton.
- TAMANG, J.P. (ed.) (2016). *Ethnic fermented foods and alcoholic beverages of Asia*. Springer-India. Mumbai.
- TAMANG, J.P., N. THAPA, B. TAMANG, A. RAI, & R. CHETTRI. (2015). Microorganisms in fermented foods and beverages: 1-110. In: TAMANG, J.P. (ed.). *Health benefits of fermented foods and beverages*. CRC Press. Boca Raton.
- TAMANG, J.P., K. WATANABE & W.H. HOLZAPFEL (2016). Review: Diversity of microorganisms in global fermented foods and beverages. *Front. Microbiol.* 7: 377. doi: 10.3389/fmicb.2016.00377.
- TOU, E.H., C. MOUQUET-RIVIER, C. PICQ, A.S. TRAORÉ, S. TRÈCHE & J.P. GUYOT (2007). Improving the nutritional quality of ben-saalga, a traditional fermented millet-based gruel, by co-fermenting millet with groundnut and modifying the processing method. *Lebensm. Wiss. Technol.* 40: 1561-1569.
- ULLOA, M., T. HERRERA & P. LAPPE (1987). *Fermentaciones tradicionales de México*: 13-20. Serie de Investigaciones Sociales, 16. Instituto Nacional Indigenista, México D.F.
- VALENZUELA, A., R. VALENZUELA, J. SANHUEZA & G. MORALES (2014). Alimentos funcionales, nutraceuticos y foshu: ¿vamos hacia un nuevo concepto de alimentación? *Rev. Chil. Nutr.* 41(2): 198-204.
- VAN VEEN, A.G., D.C.W. GRAHAM & K.H. STEINKRAUS (1968). Fermented rice, a food of Ecuador. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición* 18: 363-373.
- VIEIRA-DALODÉ, G., L. JESPERSEN, D.J. HOUNHOUIGAN, P.L. MOLLER, C.M. NAGO & M. JAKOBSEN (2007). Lactic acid bacteria and yeasts associated with gowe production from Sorghum in Benin. *J. Appl. Microbiol.* 103: 342-349.
- VINDEROLA, G., A.C. OUWEHAND, S. SALMINEN & A. VON WRIGHT (2019). *Lactic acid bacteria. Microbiological and functional aspects* (5th ed.). CRC Press. Boca Raton.
- VON MOLLENDORFF, J.W. (2008). *Characterization of bacteriocins produced by lactic acid bacteria from fermented beverages and optimization of starter cultures*. MSc thesis. University of Stellenbosch. South Africa.
- WACHER-RODARTE, C. (1995). Alimentos y bebidas fermentados tradicionales: 313-349. In: GARCÍA-GARIBAY, M., & al. (eds.). *Biotechnología alimentaria*. Limusa. México D.F.
- WANG, H.L. & C.W. HESSELTINE (1970). Sufu and lao-chao. *J. Agric. Food Chem.* 18 (4): 572-575.
- WATANABE, K. J. FUJIMOTO, M. SASAMOTO, J. DUGERSUREN, T. TUMURSUH & S. DEMBEREL (2008). Diversity of lactic acid bacteria and yeasts in airag and tarag, traditional fermented milk products of Mongolia. *W. J. Microbiol. Biotechnol.* 24(8): 1313-1325.
- WIKIPEDIA (2018a). *Filmjök*. <https://es.wikipedia.org/wiki/Filmjök> [consultada el 14 de mayo de 2019].



- WIKIPEDIA (2018b). *Historia del vino*. https://es.wikipedia.org/wiki/Historia_del_vino [consultada el 5 de mayo de 2019].
- WIKIPEDIA (2019a). *Brem*. <https://en.wikipedia.org/wiki/Brem> [consultada el 14 de junio de 2019].
- WIKIPEDIA (2019b). *Dhokla*. <https://en.wikipedia.org/wiki/Dhokla> [consultada el 3 de junio de 2019].
- WIKIPEDIA (2019c). *Kisra*. <https://es.wikipedia.org/wiki/Kisra> [consultada el 12 de marzo de 2019].
- WIKIPEDIA (2019d). *Kumis*. <https://en.wikipedia.org/wiki/Kumis> [consultada el 14 de junio de 2019].
- WIKIPÉDIA (2019e). *Leben*. <https://fr.wikipedia.org/wiki/Leben> [consultada el 9 de mayo de 2019].
- WIKIPEDIA (2019f). *Mantou*. <https://en.wikipedia.org/wiki/Mantou> [consultada el 14 de junio de 2019].
- WIKIPEDIA (2019g). *Mirin*. <https://es.wikipedia.org/wiki/Mirin> [consultada el 14 de junio de 2019].
- WIKIPEDIA (2019h). *Queso*. <https://es.wikipedia.org/wiki/Queso> [consultada el 18 de junio de 2019].
- WIKIPEDIA (2019i). *Tarhana*. <https://en.wikipedia.org/wiki/Tarhana> [consultada el 18 de junio de 2019].
- YONZAN, H., & TAMANG, J.P. (2010). Microbiology and nutritional value of selroti, an ethnic fermented cereal food of the Himalayas. *Food Biotechnol.* 2: 227-247.
- YOUSIF, N.M.K., M. HUCH, T. SCHUSTER, G.-S. CHO, H.A. DIRAR, W.H. HOLZAPFEL & C.M.A.P. FRANZ (2010). Diversity of lactic acid bacteria from hussuwa, a traditional african fermented Sorghum food. *Food Microbiol.* 27: 757-768.
- ZHAO, W., Y. LIU, M. LATTA, W. MA, Z. WU & P. CHEN (2019). Probiotics database: a potencial source of fermented foods. *Int. J. Food Properties* 22(1): 197-216.
- ZOZAYA, A. (2008). *Aforismos y pronósticos de Hipócrates*. Maxtor. Valladolid.



Situación actual de la declaración de terrenos para el aprovechamiento micológico de acuerdo con el Decreto 31/2017, de 5 de octubre, que regula el Recurso Micológico Silvestre en Castilla y León

CENTENO, F.¹, D. VILLADA² & A.M. SÁNCHEZ³

¹ Cañada Real 308, 47008 Valladolid, España, Junta de Castilla y León. E-mail: cenrobfe@jcy.l.es

² Cañada Real 308, 47008 Valladolid, España, Junta de Castilla y León. E-mail: vilrojda@jcy.l.es

³ Cañada Real 308, 47008 Valladolid, España, Junta de Castilla y León. E-mail: sanmarag@jcy.l.es

Resumen: CENTENO, F., D. VILLADA & A.M. SÁNCHEZ (2019). Situación actual de la declaración de terrenos para el aprovechamiento micológico de acuerdo con el Decreto 31/2017, de 5 de octubre, que regula el Recurso Micológico Silvestre en Castilla y León. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 145-152. La nueva regulación del recurso micológico en Castilla y León diferencia varios tipos de terrenos para el aprovechamiento micológico y establece los trámites administrativos para su declaración. Se presenta el procedimiento para la declaración de los terrenos y la situación actual desde la aprobación de la nueva normativa.

Palabras clave: Decreto 31/2017, micológico, Castilla y León.

Summary: CENTENO, F., D. VILLADA & A.M. SÁNCHEZ (2019). Current status of the declaration of land for mycological use in accordance with Decree 31/2017, of October 5, which regulates the Wild Mycological Resource in Castilla y León. *Bol. Micol. FAMCAL* 14: 145-152. The new regulation of the mycological resource in Castilla y León differentiates several types of land for mycological use and establishes the administrative procedures for its declaration. The procedure for the declaration of the land and the current situation since the approval of the new regulations is presented.

Keywords: Decree 31/2017, mycological, Castilla y León.

ANTECEDENTES

Desde hace varias décadas la Administración autonómica de Castilla y León ha venido manifestando su interés por la regulación del recurso micológico silvestre. Con carácter pionero a nivel nacional, en el año 1999 la Junta de Castilla y León aprobó el Decreto 130/1999, de 17 de junio (CONSEJERÍA DE MEDIO AMBIENTE Y ORDENACIÓN DEL TERRITORIO, 1999), por el que se ordenan y regulan los aprovechamientos micológicos en los montes ubicados en la Comunidad de Castilla y León.

Progresivamente, durante los años sucesivos se ha venido observando el creciente interés en el aprovechamiento micológico, sobre todo por la importante riqueza económica que este recurso genera, debido al gran valor gastronómico de algunas especies de setas, que pueden encontrarse en la comunidad autónoma. Este hecho ha motivado que el aprovechamiento micológico

haya sido uno de los ámbitos seleccionados en el Acuerdo 23/2014, de 30 de enero, (CONSEJERÍA DE FOMENTO Y MEDIO AMBIENTE, 2014), de la Junta de Castilla y León, por el que se aprueba el Programa de Movilización de los Recursos Forestales en Castilla y León para el periodo 2014-2022, en el que además de estimarse el valor de la producción micológica, a demanda del sector micológico regional, se considera como prioridad el desarrollo de un marco normativo que regule el manejo, recolección, transformación y comercialización de las setas silvestres comestibles en Castilla y León. Por todo ello, y para dar cumplimiento a esta medida, la Junta de Castilla y León aprobó el Decreto 31/2017, de 5 de octubre (CONSEJERÍA DE FOMENTO Y MEDIO AMBIENTE, 2017), que regula el Recurso Micológico Silvestre en Castilla y León. En esta nueva norma, entre otros aspectos, se perfecciona el régimen de medidas de conservación de la biodiversidad de los hongos silvestres,



se incluyen disposiciones relativas a la comercialización, consumo y restauración y se proponen acciones para la promoción del turismo micológico, como valor de dinamización social y desarrollo socioeconómico del sector de la micología, aunque el capítulo más importante no solo por su extensión, sino por su implicación en el ejercicio del aprovechamiento micológico, es aquel en el que se establece la regulación del aprovechamiento micológico forestal.

NUEVA REGULACIÓN DEL RECURSO MICOLÓGICO SILVESTRE EN CASTILLA Y LEÓN. TERRENOS Y TIPOS DE APROVECHAMIENTO MICOLÓGICO FORESTAL

El capítulo III del Decreto 31/2017, por título "Regulación del aprovechamiento micológico forestal" establece que en la recolección de setas silvestres sobre terrenos forestales se diferencian los aprovechamientos regulados, reservados y episódicos.

Aprovechamiento regulado

Se considera **aprovechamiento regulado** aquél que se desarrolla en terrenos que hayan sido previamente acotados para la recolección micológica y cuenten con la oportuna señalización. Generalmente, la superficie mínima del acotado es de 100 ha, excepto para las plantaciones trufas u otras plantaciones micorrizadas para la producción micológica, en cuyo caso la unidad mínima será el recinto SIGPAC. Su extensión puede superar el ámbito municipal y estar constituido por diferentes propiedades, sean o no colindantes, cuando sus propietarios se hayan asociado para ello o hayan cedido o enajenado sus derechos de aprovechamiento a un único titular o a titulares que, a su vez, se asocien con esta finalidad.

Para la declaración de terrenos como acotado, sus titulares micológicos deberán presentar una declaración responsable ante la consejería competente en materia de montes, conforme al modelo normalizado.

Aprovechamiento reservado

El **aprovechamiento reservado** es el que se lleva a cabo en terrenos que no hayan sido acotados para el aprovechamiento regulado, pero en

los que sus titulares micológicos hayan puesto de manifiesto mediante la oportuna señalización su voluntad de prohibir la recolección micológica por terceros, conservando en exclusiva el derecho de aprovechamiento. El titular de los terrenos no tiene obligación de efectuar ningún tipo de comunicación a la administración, la condición de aprovechamiento reservado queda acreditada simplemente con la preceptiva señalización de los terrenos.

Aprovechamiento episódico

Por último, el **aprovechamiento episódico** es aquél que se puede realizar en los terrenos que no hayan sido acotados ni reservados. Cuando los titulares micológicos de terrenos con aprovechamientos reservados o acotados cian la reserva o la regulación del aprovechamiento micológico a determinadas especies de setas, las demás especies recolectables presentes podrán ser objeto de aprovechamiento episódico. Se trata de un aprovechamiento sin ánimo de lucro y esporádico, teniendo una finalidad exclusivamente recreativa o de autoconsumo, por lo que no será posible su comercialización, no requerirá permiso de recolección, pero la cantidad máxima recolectada no podrá superar los 3 kilogramos de setas silvestres por persona y día, no siendo posible en ningún caso que se ejerza sobre trufas.

Parques micológicos

Además, dentro de la regulación del aprovechamiento micológico forestal y no como un tipo de aprovechamiento diferente, hay que hacer referencia a la nueva figura de "Parques micológicos", que tendrán la consideración de terrenos acotados con unas determinadas características y requisitos específicos, en los que por su interés especial para el aprovechamiento del recurso deben ser fomentados por la Junta de Castilla y León.

Cada parque micológico deberá contar con una única entidad gestora del aprovechamiento micológico que asuma la responsabilidad de su organización y del cumplimiento de los requisitos específicos para su declaración, así como de la aplicación de los criterios comunes de manejo en toda su extensión, la cual deberá ser superior a las 10.000 hectáreas.



REGISTRO DE ENTRADA

Junta de Castilla y León
Consejería de Fomento y Medio Ambiente
Dirección General del Medio Natural

DECLARACIÓN RESPONSABLE DE MODIFICACIÓN DE ACOTADO DE TERRENOS PARA LA RECOLECCIÓN MICOLÓGICA

1. DATOS DEL INTERESADO

DNI/NIF: _____ Primer apellido: _____ Segundo apellido: _____
Nombre / Razón social: _____
En calidad de (añadir lo que proceda): Titular Nuevo Titular
Clave identificativa del acotado: _____

2. DATOS DEL REPRESENTANTE (en su caso)

DNI/NIF: _____ Primer apellido: _____ Segundo apellido: _____ Nombre: _____
Provincia: _____ Municipio: _____ Localidad: _____ Código postal: _____
Tipo de vía: _____ Nombre de la vía: _____ Número: _____ Puerta: _____ Escalera: _____ Piso: _____ Puerta: _____
Teléfono fijo: _____ Teléfono móvil: _____ Fax: _____ Correo electrónico: _____

3. DATOS A MODIFICAR (añadir el apartado 1 si a modificar y rellena sólo lo que proceda)

3.1. DATOS DEL TITULAR MICOLÓGICO
(Para el caso de cambio de titular rellenar todos los campos excepto los consignados en el apartado 1)

Nueva declaración Asociación de Bases micológicas En caso de ser Entidad Local Moros Prebendados Moros catalogados de U. P.
 Persona física Mujer Hombre Persona jurídica Entidad sin personalidad jurídica
DNI/NIF: _____ Primer apellido: _____ Segundo apellido: _____ Nombre: _____
Nombre / Razón social: _____
Provincia: _____ Municipio: _____ Localidad: _____ Código postal: _____
Tipo de vía: _____ Nombre de la vía: _____ Número: _____ Puerta: _____ Escalera: _____ Piso: _____ Puerta: _____
Teléfono fijo: _____ Teléfono móvil: _____ Fax: _____ Correo electrónico: _____

3.2. DATOS DEL REPRESENTANTE (en su caso)

DNI/NIF: _____ Primer apellido: _____ Segundo apellido: _____ Nombre: _____
Provincia: _____ Municipio: _____ Localidad: _____ Código postal: _____
Tipo de vía: _____ Nombre de la vía: _____ Número: _____ Puerta: _____ Escalera: _____ Piso: _____ Puerta: _____
Teléfono fijo: _____ Teléfono móvil: _____ Fax: _____ Correo electrónico: _____

3.3. MEDIO DE NOTIFICACIÓN

La notificación electrónica ¹ es obligatoria para los sujetos relacionados en el artículo 14 de la Ley 39/2015, de 1 de octubre, del Procedimiento Administrativo Común de las Administraciones Públicas.
Si es persona física o representante de persona física elija el medio por el que desea recibir las notificaciones:
 En papel al domicilio del solicitante En papel al domicilio del representante Electrónica²
¹ Cuando el medio de notificación sea electrónico, es imprescindible que disponga de buzón electrónico del ciudadano (BEC) en la sede electrónica de Castilla y León (Ventanilla del Ciudadano) y estar suscrito al presente procedimiento.
Si dispone de buzón electrónico del ciudadano y NO está suscrito marque la siguiente casilla:
 AUTORIZA a la Administración de la Comunidad de Castilla y León para suscribir este procedimiento en el BEC que tiene habilitado.

Código IAPA: n.º 2712 Modelo: n.º 0304

Fig. 2. Modelo de formulario de modificación de la declaración responsable de acotado de terrenos para la recolección micológica.

Dichos formularios podrán presentarse presencialmente o a través de los medios electrónicos habilitados por la Junta de Castilla y León, en función de si se trata de personas físicas o personas que están obligadas a relacionarse a través de medios electrónicos, de acuerdo con el artículo 14 de la Ley 39/2015, de 1 de octubre (CORTES GENERALES, 2015), del Procedimiento Administrativo Común de las Administraciones públicas.

Asimismo, esta Dirección General también ha elaborado un "Protocolo para la tramitación de expedientes del Decreto 31/2017, de 5 de octubre, relativos a la declaración responsable de acotamiento de terrenos para la recolección micológica y su modificación". Se trata de una instrucción donde se definen las pautas a seguir tanto desde la propia Dirección General como desde los Servicios Territoriales de Medio Ambiente, para la tramitación de los expedientes, desde la presentación por el interesado del formulario de declaración responsable, hasta la comunicación por parte de la Consejería de Fomento y Medio Ambiente de la clave identificativa del acotado, para aquellos casos en que la documentación presentada no contenga

incidencias en cuanto a datos o información de carácter esencial.

Desde la publicación del Decreto 31/2017, de 5 de octubre, y de los formularios normalizados correspondientes a la declaración responsable de acotamiento de terrenos para la recolección micológica y su modificación, a fecha 1 de mayo de 2019, se han presentado 244 declaraciones responsables para la declaración de 144 acotados micológicos, de las cuales 105 fueron presentadas correctamente y por consiguiente se les ha asignado la correspondiente clave identificativa del acotado estando en disposición de poder realizar el aprovechamiento micológico en esos terrenos (Fig. 3).

Señalización de los terrenos para el aprovechamiento micológico forestal

Con objeto de que los recolectores de setas silvestres reconozcan los terrenos reservados o acotados, sus titulares micológicos deberán señalarlo de acuerdo con los modelos normalizados de señales que ha establecido la Consejería de Fomento y Medio Ambiente y que se encuentran disponibles en la sede electrónica de la Administración de Castilla y León (<https://www.tramitacastillayleon.jcyl.es>).

Los terrenos cercados no requerirán ser señalizados salvo en sus accesos y para el resto de terrenos la colocación de las señales tendrá lugar en el perímetro exterior de la propiedad, así como en los perímetros interiores cuando el tamaño de los enclavados sea superior a 1 ha.

La señalización de los terrenos acotados y reservados se realizará de acuerdo con lo dispuesto en el artículo 23 del Decreto 31/2017, utilizando para ello los siguientes modelos normalizados de señales:

- A.- Señales de primer y segundo orden para acotados micológicos (Figs. 4-5).
- B.- Señales de primer y segundo orden para áreas excluidas del aprovechamiento de setas en acotado micológico (Figs. 6-7).
- C.- Señales de primer y segundo orden para parque micológico (Figs. 8-9)
- D.- Señales de primer y segundo orden para los terrenos con aprovechamiento reservado de setas (Figs. 10-11).

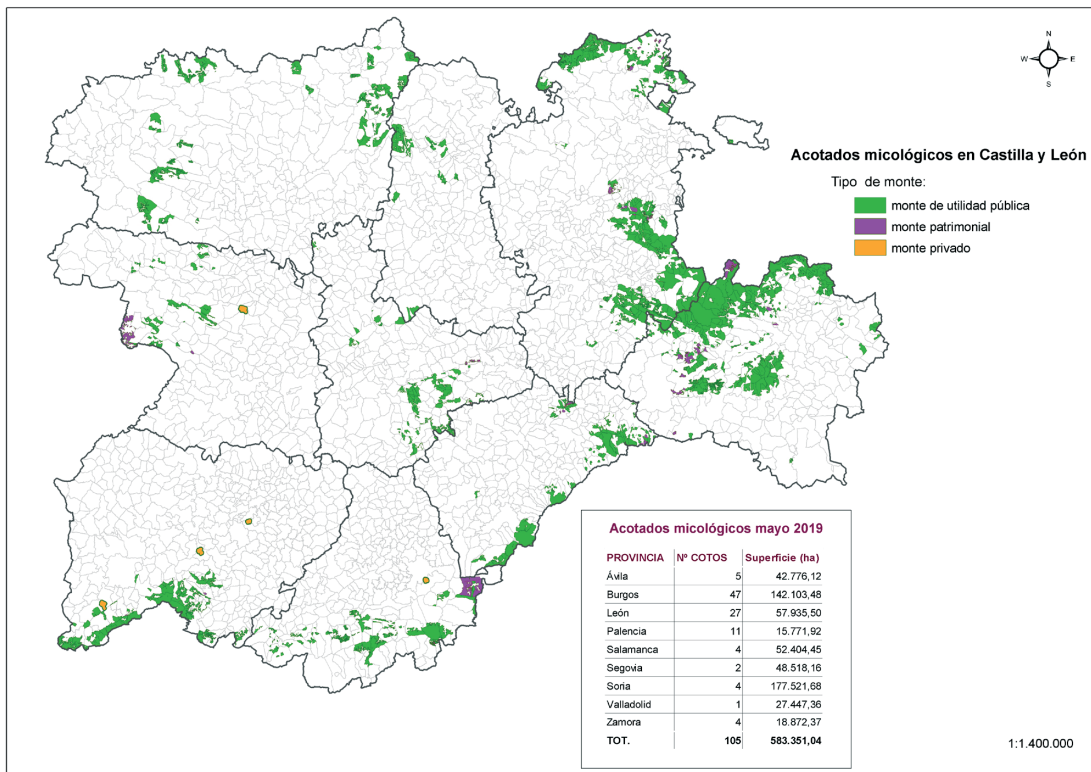


Fig. 3. Distribución de los acotados micológicos declarados en Castilla y León a los que se les ha asignado clave identificativa.



Fig. 4. Señal de primer orden para acotados micológicos.

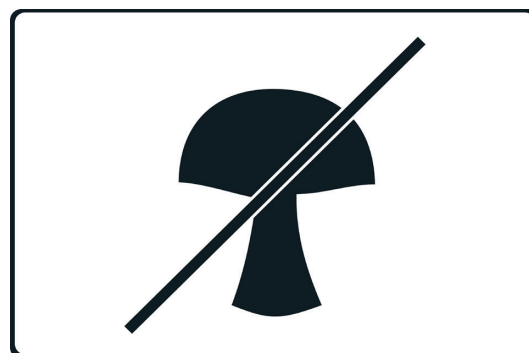


Fig. 5. Señal de segundo orden para acotados micológicos.



Fig. 6. Señal de primer orden para áreas excluidas del aprovechamiento de setas en acotado micológico.

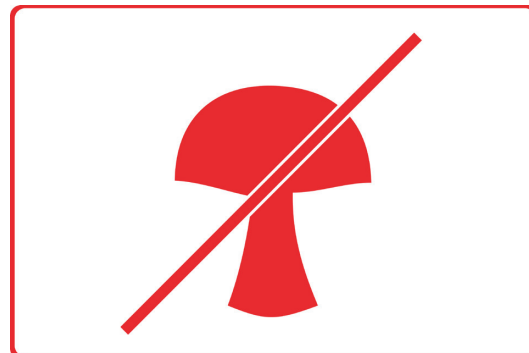


Fig. 7. Señal de segundo orden para áreas excluidas del aprovechamiento de setas en acotado micológico.



Fig. 8. Señal de primer orden para parque micológico.

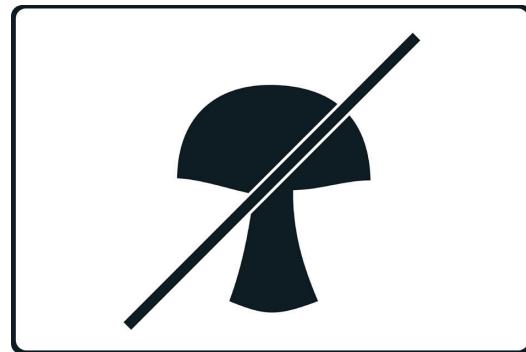


Fig. 9. Señal de segundo orden para parque micológico.



Fig. 10. Señal de primer orden para los terrenos con aprovechamiento reservado de setas.



Fig. 11. Señal de segundo orden para los terrenos con aprovechamiento reservado de setas.



Fig. 12. Señal de segundo orden para áreas excluidas del aprovechamiento reservado.



Fig. 13. Señal de primer orden para vedado de setas.

E.- Señal de segundo orden para áreas excluidas del aprovechamiento reservado (Fig. 12).

Por último, los vedados micológicos se señalarán preferiblemente en los caminos, pistas y senderos balizados para el uso público. En caso de que solo afecte a determinadas especies, se indicarán las mismas, debiéndose entender, si no existe esta referencia, que el vedado afecta a todas las existentes (Fig. 13).

Desarrollo de una aplicación informática “MICO” para la teletramitación administrativa contenida en el Decreto 31/2017, de 5 de octubre, por el que se regula el Recurso Micológico Silvestre en Castilla y León.

Con objeto de que tanto los ciudadanos como la Administración de la Junta de Castilla y León puedan llevar a cabo los diferentes trámites administrativos recogidos en el Decreto 31/2017, de una forma cómoda, fácil y eficiente, la Consejería



de Fomento y Medio Ambiente, en marzo de 2018, ha publicado un anuncio de licitación de contrato de servicios para el desarrollo de la aplicación informática "MICO" para la teletramitación administrativa contenida en el Decreto 31/2017, de 5 de octubre, por el que se regula el Recurso Micológico Silvestre en Castilla y León.

Esta aplicación estará implantada en la infraestructura tecnológica de la Dirección General de Telecomunicaciones de la Consejería de Fomento y Medio Ambiente y se integrará por las siguientes funcionalidades:

A.- Acceso y gestión de usuarios: la aplicación informática tendrá una doble vía de acceso, dependiendo de si los que acceden son usuarios internos (personal de la Junta de Castilla y León) o bien usuarios externos, ciudadanos que quieren realizar los trámites administrativos contenidos en el Decreto 31/2017. En el primer caso la conexión se realizará a través de la Lanzadera de aplicaciones de la Consejería de Fomento y Medio Ambiente, mientras que para los ciudadanos externos, dicho acceso será a través de la URL alojada en la Web de la Junta de Castilla y León pudiendo utilizar para ello certificado digital o DNI electrónico.

B.- Teletramitación de la Declaración Responsable de acotamiento de terrenos para la recolección micológica y modificación de los mismos. El formulario disponible para este trámite en la sede electrónica se incluirá en la aplicación en modo de pasos (wizards) que se irán rellenando progresivamente así como validando de forma que no se pueda completar el formulario si falta información o algunos campos son erróneos. El esquema seguido para los diferentes pasos será:

- Datos del titular micológico.
- Datos del representante.
- Medio de notificación.
- Datos del acotado.
- Especies afectadas por la regulación.
- Listado indicativo de especies más relevantes de cara a la recolección.
- Relación de documentos que se acompañan.
- Firma de la declaración.

La selección de los terrenos objeto de acotamiento podrá realizarse indicando directamente el

número del monte catalogado de utilidad pública (MUP), seleccionando desde el visor GIS los recintos SIGPAC o bien incorporando dichos recintos a través de una EXCEL diseñada al efecto.

A medida que se declaren los acotados, la aplicación irá creando una capa geométrica con los recintos o MUP pertenecientes a los acotados, los cuales quedarán bloqueados y no podrán ser incluidos en la declaración responsable de otro titular micológico.

Si el proceso de grabación de la declaración responsable realizada por un usuario externo ha sido correcto, el declarante podrá firmar electrónicamente la misma mediante los medios válidos en derecho y la aplicación será capaz de comunicar la clave identificativa del acotado, la cual tendrá el siguiente formato: "Provincia-Ordinal (5X.XXX)", ejemplo: para el primer acotado micológico de la provincia de Ávila, la clave identificativa será AV-50.001, siendo el resultado la creación de un acotado micológico y reconociéndose el derecho o facultad del titular micológico para poder realizar el aprovechamiento micológico de acuerdo con los datos declarados.

Así mismo, en el caso de declaraciones responsables grabadas por personal interno de la Junta de Castilla y León, si son correctas la aplicación generará la carta de comunicación de clave identificativa del acotado, la cual se notificará al titular micológico, mientras que en caso contrario, si existen incidencias de carácter esencial, la aplicación generará una carta de comunicación de incidencias que igualmente será notificada al titular micológico para que proceda a la corrección de las incidencias advertidas, mediante la presentación de una nueva declaración responsable completa que reúna toda la documentación necesaria.

En el caso de modificación de acotados micológicos ya declarados, el proceso será similar, rellenando el formulario específico incluido en la aplicación. MICO será capaz de integrar los datos declarados por el titular micológico y efectuar los cambios de ampliación, reducción, unificación o anulación de acotados.

C.- Teletramitación de la Solicitud de Parque Micológico y Solicitud de Modificación de Parque Micológico. Tendrá un diseño similar al



de los acotados micológicos con la salvedad de que se podrán unificar acotados para la creación de Parques Micológicos indicando únicamente sus claves identificativas. En este caso MICO se utilizará para la realización de los trámites administrativos del procedimiento, finalizando el mismo con la declaración del parque micológico mediante orden de la consejería competente en materia de montes.

D.- Teletramitación de la Comunicación Anual de Actividad. Para que los titulares de los acotados puedan cumplir con la obligación de comunicar anualmente su actividad micológica, MICO incluirá un formulario teletramitable que deberá ser cumplimentado con anterioridad al 31 de enero del año siguiente. La aplicación enviará, con la antelación suficiente, a todos los titulares micológicos un aviso recordatorio del cumplimiento de la presentación de esta comunicación.

E.- Visor GIS para la consulta pública de los acotados y Parques Micológicos. MICO permitirá a la Junta de Castilla y León hacer accesible de forma pública la información relativa a los acotados micológicos y la Red de parques micológicos. En el caso de los acotados se incluirá la información sobre sus superficies, así como las formas de obtención de permisos de recolección de acceso público, en caso de que el titular micológico no haya manifestado oposición expresa a dicha publicación. Así mismo, en el caso de los parques, se mostrarán los datos básicos, enlace a la página web de permisos de recolección u otra información que pueda ser de interés.

REFERENCIAS

- CONSEJERÍA DE MEDIO AMBIENTE Y ORDENACIÓN DEL TERRITORIO (1999). Decreto 130/1999, de 17 de junio, por el que se ordenan y regulan los aprovechamientos micológicos, en los montes ubicados en Castilla y León. *BOCYL* 119 (23 de junio de 1999): 6696-6697.
- CONSEJERÍA DE FOMENTO Y MEDIO AMBIENTE (2014). ACUERDO 23/2014, de 30 de enero, de la Junta de Castilla y León, por el que se aprueba el Programa de Movilización de los Recursos Forestales en Castilla y León 2014-2022. *BOCYL* 22 (3 de febrero de 2014): 5204-5282.
- CONSEJERÍA DE FOMENTO Y MEDIO AMBIENTE (2017). DECRETO 31/2017, de 5 de octubre, por el que se regula el Recurso Micológico Silvestre en Castilla y León. *BOCYL* 194 (9 de octubre de 2017): 41979-42009.
- CORTES DE CASTILLA Y LEÓN (2009). Ley 3/2009, de 6 de abril, de Montes de Castilla y León. *BOCYL* 71 (16 de abril 2009): Suplemento 2-20.
- CORTES GENERALES (2015). Ley 39/2015, de 1 de octubre, del Procedimiento Administrativo Común de las Administraciones Públicas. *BOE* 236 (2 de octubre de 2015): 89343-89410.



Nuevos hallazgos de textos sobre hongos anteriores a 1700. IV

GARCÍA-ROLLÁN, M.
C/ General Fanjul 91, 4.º, 28044 Madrid

INTRODUCCIÓN

Hace algún tiempo decidí abandonar la búsqueda de textos sobre hongos, pero recientemente me llegó la noticia de que un micólogo en Australia tenía los dos libros que escribí sobre el tema. Al recibir, desde un país tan lejano, sus alabanzas sobre la utilidad de mis trabajos para su investigación, me animé a seguir con la tarea.

Reconozco que hoy día es muy cómodo buscar casi todo en Internet y lo puede hacer cualquiera, pero el lector tendrá aquí al menos la ventaja de no tener que perder el tiempo buscando sin saber donde puede encontrar lo que busca y, sobre todo, de tenerlos traducidos al español. Y hablando de Internet, anoto aquí algunas fuentes que antes no cité y que tienen digitalizadas muchas obras antiguas: www.gutenberg.org/, www.biusante.parisdescartes.fr/ y www.biodiversitylibrary.org/. He aquí, pues, una nueva entrega en la que, como en mis trabajos anteriores (GARCÍA-ROLLÁN, 2003, 2006a, 2006b, 2010, 2012 y 2013), las citas están numeradas correlativamente y agrupadas por orden cronológico aproximado de escritura.

EDAD MEDIA

BENEDICTO CRISPI fue un arzobispo de Milán que vivió en la época del rey longobardo Ariperto II y murió hacia el año 730. Es autor del **Commentarium medicinale**, poema en el que encontramos (ULLRICH, 1835) unos consejos para cortar la hemorragia nasal con polvo de pedo de lobo, entre otros remedios. Anotemos que el original contiene palabras cuya escritura debe de ser confusa, pues ha dado lugar a transcripciones diferentes; por ello, mi traducción es solo aproximada:

(1106) "Para decir a todos cuando la nariz echa sangre en flujo hemorrágico, lo que será esperanza segura de salud. Dará ruda para beber, igualmente molida para oler; es saludable el humilde comino de los campos molido; el hippuris, y mantén unida

la nariz que mana sangre. Polvo de seta (boleti) a la que se dice ser de lobo, en las narices juntas, también la vulgar hierba de menta."

ANÓNIMO es el autor del libro **The Forme of Cury**, escrito hacia 1390 por un cocinero del rey Richard II de Inglaterra y publicado por S. Pege en 1780, donde se dice:

(1107) "HONGOS. X

Tome los hongos y córtelos limpios y en piezas como dados; tome ajo y trítúrelo pequeño y hágalo hervir en buen caldo; coloréelo con azafrán y sazónelo con especias fuertes."

ANÓNIMO (1487) es el autor del **Catholicon abbreviatum**, libro que podemos calificar de diccionario enciclopédico de latín-francés, publicado por Louis Cruse. En él encontramos la palabra latina más usada para las setas:

(1108) "Boletus, boleti – Hongo que sale de la grasa de la tierra."

SIGLO XVI

PETRO ARETINO fue un escritor italiano (1492-1556), en malas relaciones con el Vaticano por sus escritos lujuriosos. En la obra **Primo libro de le lettere del signor Petro Aretino**, (ARETINO, 1609) podemos leer una de sus cartas:

(1109) "A M. MATTEO DURASTANTE DA SAN GIUSTO

Un buen hombre que yo debía enviaros para que vos me mandaseis los hongos que yo esperaba, debería devolver diez de ellos, pero por una gracia me envió las codornices y tordos que no esperaba. Porque estos son alimento más seguro que aquellos peligroso. Y se cocinan en dos vueltas entremezclados con laurel y con salchichas a la ligera. De este modo no se pueden hacer los



hongos, a los cuales es necesario hervir con dos rebanadas de migas de pan y luego freirlos en aceite. E incluso no se comen de buena gana si no es por la mañana por sospecha del veneno, que de noche malamente se puede remediar, bondad del sueño que desbarata la excelencia de los médicos. Y bien lo entienden los de Chieti que se confiesan y comulgan antes de probar bocado. Yo tengo gran placer cuando un goloso y miedoso de allí quiere llenar su cuerpo y me rio al verlo retorcerse todo, mientras el olor y el temor le asalta la nariz y el ánimo. Pero quien no sabe la poca estima que hace de la propia vida, puede saberlo al echarse a la boca la voluntad de una vianda no menos tóxica que despreciable. Ahora Dios nos guarde de tales y de otros accidentes. Desde Venecia, el 20 de octubre de 1537.”

BRICE BAUDERON es autor de la obra **Paraphrase sur la Pharmacopéé**, ya mencionada en nuestra cita 1061 (allí hablamos también del autor), se publicó por primera vez en 1588 y tuvo tanto éxito que durante muchos años se hicieron ediciones sucesivas (con el título de *Pharmacopée* desde 1644). En la edición que nos ocupa (BAUDERON, 1614) intervino también su hijo Gracian Bauderon (como dice la portada del libro). También son de éste las páginas que se incluyen en el libro I, sección V, que aquí traduzco a continuación. Conviene aclarar, respecto al texto, que el término *chalcite* se refiere a un sulfato de cobre hidratado, también llamado chalcites, vitriolo azul o caparrosa. En cuanto a las palabras *chalcantum*, *mis* y *sory*, que también aparecen en el texto, son denominaciones muy antiguas de compuestos de cobre (seguramente también sulfatos) cuya composición es discutida, pero que era muy similar en todos pues, al oxidarse o envejecer, se convertían unos en otros.

(1110) “Discurso apologético sobre la misma chalcite hecho por el Maistre Gratian Bauderon D.M.

Habiendo deducido lo dicho para la defensa de Andrómaco, se presenta la ocasión ahora cómoda para defender la causa de mi padre, autor de esta Paraphrase y responder al señor Fontaine (el cual al presente ejerce el arte de Medicina en Aix

en Provence) sobre lo que él dice en un pequeño tratado sobre la triaca, sacado por él a la luz el año 1602, impreso en Aviñon, en 16, págs. 132 y 133, el cual hablando de la chalcite dice *que se la puede recetar contra fungus o los hongos, sin que sea empleada para hacer penetrar ni limpiar, como algunos han imaginado*. Esta tesis dirigiéndose directamente a mi padre, autor de este volumen, aunque él calle su nombre, yo no puedo, al menos por deferencia y por mi honor que remonta al suyo, que hacer ver a dicho señor Fontaine y a la posteridad, que las concepciones del autor (que él ha querido calificar de imaginarias) son razonables y mucho mejor fundadas que las suyas. Pero dado que dicha tesis contiene dos partes, una afirmativa y otra negativa, dejando aparte toda pelea y moderando toda pasión en las palabras, yo dividiré el presente discurso también en dos partes y responderé a cada una de ellas para hacer ver al ojo y tocar al dedo, que la chalcite no se puede recetar útilmente ni seguramente contra *fungus* u hongos de toda naturaleza venenosos y basta decir que se le puede recetar para *fungus*, porque se podría decir de ella lo mismo que de otra droga, pero hay que dar razón de lo dicho y porqué.

Los caminos que deseo seguir para llegar metódicamente y sin pena a tal conocimiento y conclusión, son cuatro. El primero tratará de la diferencia entre los hongos. El segundo de su temperamento. El tercero de sus síntomas. Finalmente expondrá el lugar de Galeno sobre el cual estimo que dicho señor Fontaine ha fundado la primera parte de su tesis; de allí yo trataré la segunda parte, después sacaré conclusiones sobre una y otra.

Los hongos se pueden reducir a dos clases diferentes según los griegos y Serapion, capítulo 552 del libro de los medicamentos simples: buenos o saludables y malos o insanos.

En este discurso yo no pretendo hablar de los buenos o saludables, puesto que no dañan si no se toman en cantidad demasiado grande o si no han sido mal sazonados por los cocineros. Que si sucede algún accidente, habiendo aprendido la gente de siglo en siglo, que bastaba solo el vómito por el día para no enviar a buscar a los médicos, tengo tan buena opinión del señor Fontaine, que en tal accidente él no querría recetar la chalcite, sea cruda, sea calcinada. Se trataría pues de los



malignos o insanos, de los cuales él y yo entendemos hablar en este discurso.

Estos son tan malignos y venenosos que pueden matar en menos de dos días, si no se es prontamente atendido por alguien docto y experto médico, que sepa recetar a propósito el contraveneno necesario, tal como aquí ha sido descrito por mi padre o algún otro de los que el poeta Nicandro enseña en el libro que compuso en versos hexámetros de los Alexitarios, en el capítulo de los Hongos y, después de él, Dioscórides, libro 6, capítulo 23; Galeno en el libro 1 de los Antídotos, Paul Aegineta en libro 3, capítulo 54; Aecio en libro 13, capítulo 73; Avicena en libro 2, capítulo 275 y en el libro 4, fen. 6 sobre el final del primer tratado, capítulo 10; Serapion según Galeno, capítulo 386.

Decir que los hongos venenosos, fríos y húmedos en tercer grado, según Avicena matan a los hombres por tal temperamento, no tiene apariencia de creerle, pues haría falta aplicar parecido juicio para las lechugas y otras plantas frías y húmedas en parecido grado, que no lo son; por el contrario nutren y refrigeran el exceso de gran calor de los febricitantes, en alguna edad y estación o clima que sea y con feliz éxito; por tanto se descarta que maten como hacen los hongos de tal temperamento. Ahora hay que saber si la chalcite, caliente y seca en tercer grado, puede por su temperamento sobreponerse a la cualidad de los hongos fríos y húmedos en tercer grado, o por la forma específica o similitud de sustancia. Por mi parte creo que ella no lo hace por lo uno ni por lo otro. Si ella les combate por las cualidades primeras, tenemos varios medicamentos calientes y secos, de grado semejante, que no lo hacen, como el musgo, el amomo, el asaro, el ciclamen, el clavo, el dictamo, el tomillo, el eléboro negro, el anís, el hinojo, el hisopo, el verdadero acoro, la ajedrea, el escordio, los ajos, cebollas y otros que no lo son, aunque la mayor parte de ellos resisten a los venenos y no a los hongos. Bien confesaré yo que los autores de antes se han servido para el veneno de los hongos, de medicamentos fríos, calientes y secos en tercero y cuarto grados, como chalcantum calcinado, cenizas hechas de clematis o volubilis, sarmiento de vid y peral silvestre, de heces de vino quemadas, de heces de gallina, de nitro, de sal india, de piretro, de mostaza, de berro

silvestre o iberis, de jugos de refort o de calamento y de limón, de vinagre y jarabes hechos de absintio, de melisa, raíz de aristoloquia, panax, ruda, unos calientes y otros fríos, los cuales en verdad (aparte del vómito y el buen vino para la defensa del corazón, que los venenos atacan directamente) resisten al de los hongos, no por sus primeras cualidades, como se ha dicho, sino por su semejanza de sustancia, que no se conoce más que por sus efectos y de la cual no se puede dar razón válida, porque eso sobrepasa el entendimiento humano.

Que la chalcite lo pueda combatir por esta forma específica, como podría alegar dicho señor Fontaine u otro por él, eso no se puede, pues él tendría tal experiencia de los antiguos o de los modernos o de él mismo. Si la tiene de los antiguos, alguno lo habría anotado por ellos así como por él y nosotros, habría sido dado noticia de ello para imitarles; en cuanto a mí, no encuentro nada en sus doctos escritos. Si (la tiene) de los modernos, no debe suprimir sus nombres, para atribuirse lo que no le pertenece. Si es por su experiencia, puesto que él trata de ello y viene a propósito, debía declararse y enseñarnos la forma de darla, cruda o calcinada, la cantidad y con qué licor, según la región cálida donde él habita, la estación, la edad, el sexo y en qué grado tuvo él en ello, o bien callarse todo si lo tenía por secreto. No habiéndolo hecho, queda como sujeto legítimo de reproche y cree que si hubiera seguido el consejo de Horacio, se habría retenido sin tildar al autor de esta Paraphrasis.

Los síntomas que acompañan a los que han comido hongos son tan grandes, que ocasionan un error no pequeño al enfermo y a los asistentes, a saber, dolor de estómago insoportable, vómito colérico, hinchazón de vientre, sudores fríos, síncope frecuentes, con una dificultad de respirar tan grande que parece al enfermo que le ahoga, sobre todo si los hongos han sido cogidos al pie de algún árbol podrido o en lugar en el que alguna bestia venenosa haya estado, como sapo, víbora, serpiente u otra, o que haya allí algún trapo viejo podrido de algún aldeano o hierro oxidado al pie de aquellos, que pueden aumentar su veneno.

Queda mostrar en qué autoridad el dicho señor Fontaine ha podido fundar su opinión, para asegurar a la posteridad que se podía recetar la chalcite contra el veneno de los hongos, pues es de parecer



verdad que un hombre docto como él, no querría exponer en público una tal tesis sin fundamento. Esperando su declaración u otra por él, estimo que sea seguro lo que Galeno ha escrito de ello en el libro 9 de los medicamentos simples, capítulo del vitriolo, donde dice que, en el viaje que hizo a Chipre, vio una montaña perforada de naturaleza rara, que a la entrada tenía una mina que contenía el sory, la chalcite, el misy y el aerain, de la cual corría, tanto de día como de noche, agua de lluvia (que lo llenaba) de cierto lago, distante de aquella un estadio o 125 pasos geométricos, la cual retenía el color, el olor y el sabor de dichos cuatro minerales, siendo aquella agua llevada por esclavos a ciertas piscinas cuadradas hechas de plomo (porque el vitriolo consume los vasos hechos de otra materia) donde tal agua se congelaba en vitriolo, que él llama calcanthium, sin otro artificio que el de la providencial naturaleza, no de otra manera que el cardenillo en Montpellier sobre las láminas de cobre, y que de tal lugar trajo una gran pieza que guardó cuidadosamente y que, veinte años después, notó que una parte de ella degeneró en chalcite.

Si lo dicho por Galeno contenía verdad, el señor Fontaine estaría bien fundamentado, pareciendo muy mal lo contrario. Esta opinión se encuentra haber sido seguida por Paul Aegineta, Serapion, Sylvius y algunos otros que, sin más búsqueda curiosa, han dado fe a sus escritos como a un oráculo. A ese fundamento yo añadiré para el señor Fontaine la autoridad de cierto personaje, reclutado entre las escuelas de Medicina y como testigo ocular, al cual se debe otorgar más fe que a otros diez que hablan por lo que han oído decir, según Plauto en Truculento, acto dos, escena seis. He aquí, a mi parecer, el fundamento de dicho señor Fontaine. Ahora es necesario mostrar que tal fundamento no puede subsistir, por las razones siguientes, incluso por la autoridad de Galeno y la experiencia.

Si la montaña hubiese contenido solamente chalcite y (suponiendo) que el calcanthum o vitriolo y la chalcite fuesen una misma cosa, habría habido apariencia de que el agua que provenía de allí, habría podido retornar a su principio, aunque muy difícilmente; por el contrario, al parecer por sus propios escritos, se juzgará que eso no se pue-

de hacer, ni creer, puesto que la montaña contenía los cuatro minerales y que el agua que destilaba de ellos, retenía el color, el olor y sabor, qué apariencia hay para creer que pueda degenerar más en uno que en otro, estando el sory, la chalcite y misy tan antiguos uno del otro, que apenas les podía él distinguir, como confiesa Galeno. Es mucho más verosímil lo que escribe en el capítulo precedente del misy, que del mismo viaje trajo una gruesa pieza que contenía esos tres minerales, sory, chalcite y misy, y que veinte años después había notado que el sory comenzaba a degenerar en chalcite y ésta en misy, lo que la naturaleza puede hacer, en tanto que ellos no son diferentes más que en el grosor y tenuidad de las partes. Pero querer nosotros asegurar que un agua de lluvia que suelta una montaña, la cual contiene cuatro minerales de los que ella atrae el olor, el color y sabor, pueda degenerar más en uno que en el otro mineral, es imposible para la naturaleza, por el poco tiempo de hacerlo. Bien es cierto que todo vitriolo de cualquier clima que venga, en tanto sea exactamente envuelto y guardado como se quiera por sucesión de tiempo, pierde una parte de su lustre en la superficie y de su fuerza, así como la experiencia nos da muestras de ello. Pero que cambie de naturaleza y que deje la forma por la impresión o introducción de otra, es un abuso crearlo.

En cuanto a Paul Aegineta, Serapion, Sylvius y otros que han seguido la opinión de Galeno, por doctos que hayan sido, no son del todo excusables por haber creído demasiado ligeramente en sus escritos. Podemos decir de él, que ha sido hombre como nosotros y por consecuencia falible, y lo que a menudo él decía de Hipócrates, el cual no quería creer, si la razón y la experiencia no le obligasen a hacerlo, que son los dos puntos para probar cualquier cosa, como declara en el primer comentario que hace sobre el libro de Hipócrates, los humores, en la parte séptima.

Que la chalcite y calcanthum o vitriolo sean una misma cosa y que tengan la misma virtud una que otra, no conozco hombre de sano entendimiento, por poco que esté versado en el conocimiento de las drogas, que lo confiese. Uno es mineral y natural, el otro no, sino un agua congelada sin artificio en una piscina; también los han distinguido como diferentes, en capítulos particu-



lares, Dioscórides, Galeno, Avicena y otros. Si es cuestión de recurrir a la experiencia, no se encontrará que alguno de los griegos, ni de los árabes, ni de los latinos, se haya jamás servido jamás de la chalcite para el hongo, pero todos han aprobado el vitriolo. Y para mostrar que Galeno ha tropezado no solamente en ese lugar, sino también en otras partes, me contentaré, de entre varios pasajes, de informar sobre el siguiente, por no salir fuera de nuestra triaca, que servirá de consejo a nuestros farmacéuticos franceses.

En el primero de los Antídotos, capítulo 13 y en el libro de la Triaca a Pisón, capítulo 10, él dice que la buena canela, que él llama casse, degenera en cinamomo y que el menor cinamomo es mejor que la mejor canela que se pudiera escoger, el cual masticado sabe a ruda, lo que es falso. Pues el buen cinamomo, del cual se hace tanto empleo y tal como lo habían llevado a Roma Trajano y Adriano en tiempo de los emperadores, venía de Ceilán, provincia muy lejana de las Indias Orientales, donde ni los ejércitos de Alejandro Magno ni los de los romanos llegaron y por entonces no tan frecuentes como lo son hoy. Y la menor canela, de la que hace falta tan poco, era traída de las provincias de Malabar y Java, donde tales árboles crecen naturalmente en gran cantidad y sin artificio, similares del todo los unos a los otros. La distancia de los lugares no puede cambiar la especie, pues la diferencia que se nota consiste en olor, sabor y bondad, que no puede venir de otra cosa que de la naturaleza y bondad del terreno y de la clemencia del aire de Ceilán, más propia al ser de la canela que el de Malabar y Java, según la autoridad de los antiguos y la experiencia nuestra de las artes que dan fe. La autoridad se puede sacar de Hipócrates, del libro 4 de las enfermedades, hablando del silfio o laser, y en el libro del aire, de los lugares y de las aguas, y después de Platón en su Timeo y del poeta Virgilio en el segundo de las Geórgicas, quienes nos lo aseguran. La experiencia se ve en ese país en un mismo plan de viña, la cual plantada en cierto lugar producirá vino mucho mejor que otra.

Para restituir ese pasaje de Galeno y excusarle más bien que absolverle y aproximarse desde más cerca a la verdad de la historia, estimo que, donde nosotros leemos phganizeiv habría que leer briganizeiv, porque la buena canela o cinamomo se

aproxima más al olor y sabor del orégano que al de la ruda. De esta opinión me remitiré siempre al juicio de los más doctos y pasaré en silencio lo que está escrito sobre este tema aquí delante sobre el polvo de diacnamomo, según García del Jardin. Me remito también a lo que los españoles, que viajan a menudo a esas regiones lejanas, nos aseguran, que nos traen gran cantidad de ella muy buena, la cual masticada no huele nada a ruda. Partiendo de que yo esté en lo cierto, bastará al boticario escoger la mejor canela que pueda recobrar para el buen y verdadero cinamomo, cuando quiera componer su triaca u otro antídoto, sin doblar la dosis como aconseja Galeno, teniendo en cuenta que es la misma cosa. La diferencia en bondad, que los griegos habían notado, les ha dado pie para estimar que había varias especies de ello como plantas en número de seis, aunque no haya más que de una clase.

Volviendo a propósito de la chalcite, considerando que no puede resistir el veneno de los hongos por su temperamento y no es su contraveneno, por la autoridad de los autores alegado, ni experimentado hasta el presente por ninguno de los médicos modernos que haya escrito respecto al peligro notable que los hongos llevan a los que los han comido, soy de la opinión de que, cuando la ocasión se presente para remediarlo, se deje la chalcite (sin pararse en lo dicho por el señor Fontaine) para servirse del vitriolo calcinado, que es seguro, fácil de encontrar, que no se falsifica nada, es de bajo precio y conocido de todos. Por el contrario la chalcite es rara, conocida por poca gente, que es cara, que viene de lejos, no experimentada todavía. Mi razón es que cuando el médico es llamado, a menudo el veneno ha ganado ya el corazón y las fuerzas del enfermo están talmente abatidas que no puede conseguir el objetivo por el remedio contraveneno que receta, por potente que sea, como lo sería por uno menor. ¿Quién estaría tan desprovisto de doctrina, de juicio y de experiencia, que querría dejar lo cierto por lo incierto, experimentar un nuevo remedio con peligro de la vida de su prójimo, el cual no querría solamente ver si había caído en tal inconveniente, buscar lejos lo que tiene en la puerta y comprar bien caro lo que puede tener a bajo precio? Nosotros no estamos ya en tiempos de los reyes Mitrídates, Atalus,



que hacían sus experiencias con los criminales y no con otros. ¿Seremos nosotros peores que ellos? De ningún modo. De lo dicho se puede concluir que la chalcite no se puede útilmente ni felizmente dar contra el veneno de los hongos, como asegura el dicho señor Fontaine, y que su fundamento está mal asentado, aunque tomado de Galeno, intérprete del gran Hipócrates.

Ahora queda por ver si la segunda parte de su tesis estará mejor fundamentada que la primera, por lo que él niega que la chalcite sea puesta en la triaca para hacerla penetrar y limpiar, como el autor ha escrito en esta Parafraſis para la instrucción de los boticarios menos versados y no para los doctos. Ahora bien, para dar un golpe a la opinión del señor Fontaine y derribarla, aparte de las razones y experiencias, me serviré tanto de la autoridad de los antiguos griegos Dioscórides, Galeno y Paul Aegineta, como de los árabes Avicena y modernos, en diversos lugares de sus escritos (cuya acotación evitaré al lector por ser demasiado larga) que la destruyen. Esta sola razón me servirá de Aquiles y de escudo, el saber que todos los medicamentos actúan o por su forma esencial o por sus cualidades primeras o segundas. Antes hemos mostrado aquí que la chalcite no puede combatir el veneno de los hongos, por la forma ni por las cualidades primeras. Queda pues por ver si lo puede hacer por las segundas o no, lo que el autor, mi padre, ha escrito de ello por algunas de las cualidades primeras y segundas, que son en número de cinco, a saber calor, sequedad, tenuidad de partes, poder limpiador y astringencia, de las cuales se pueden sacar unas consecuencias no menos seguras que la que hace decir que es de día cuando el rubio sol galopa su curso sobre el horizonte de nuestro hemisferio.

Por su calor manifiesto al gusto, con la ayuda mutua de muchas otras drogas calientes que entran en la triaca, ella podrá moderar la frialdad del opio, aquí puesto en cantidad. Por la sequedad, aumentada por la calcinación, podrá desecar y absorber el humor virulento de las bestias venenosas, que era la intención principal de Andrómaco, y para resistir a la podredumbre de los humores, fuente de varias enfermedades, a las cuales la triaca se adapta felizmente. Por la tenuidad de las partes, también ayudada por otros ingredientes, hace

penetrar la crasitud de los medicamentos fríos y astringentes, como el opio, acacia, hipocystis, terra sigillata, rosas y otros. Por su virtud limpiadora puede limpiar las materias de la mayor parte de las enfermedades frías, tanto del cerebro como de las articulaciones, según Dioscórides, Galeno, Avicena y otros. Por su astringencia no pequeña, podrá impedir la repentina exhalación de varios medicamentos de fácil resolución, que entran en gran número en dicha triaca y servirá también para la fermentación allí necesaria, con la ayuda del opio y de los otros terrestres.

De las razones dichas, no problemáticas pero ciertas, los doctos juzgarán si les place, cual de las dos está mejor fundada o haberle negado que la chalcite se ponga en la triaca para limpiar y hacerla penetrar, donde el autor lo había escrito en el discurso que hizo sobre ello, teniendo en cuenta que no es contraveneno para el veneno de los hongos, como lo asegura en la primera parte de la tesis.

De poner en duda que la triaca de edad media no pueda servir para el veneno de los hongos con toda su naturaleza venenosa, tal como aquí delante ha sido descrito, eso sería demasiado para mostrar su ignorancia. No porque allí entre la chalcite, sino por el respeto de varios autores a los hongos antes declarado, como el calamento, la raíz de la aristoloquia, el orégano, etc. que entran en la triaca y que por una acción mutua, producen una común y conveniente, no solamente para la mordedura y picadura de las bestias venenosas y para todos los venenos y ponzoñas, sino también para la curación de varias enfermedades calientes, cuando ella está aún reciente y la frialdad del opio domina el calor de los otros ingredientes y aún para las enfermedades frías, cuando la frialdad del opio es sobrepasada por el calor, tanto de la chalcite como los otros medicamentos calientes los años siguientes.

De las razones, autoridades y experiencias manifestadas, se puede concluir que la tesis del señor Fontaine, sea en la parte afirmativa, sea negativa, sea en su fundamento tomado de los escritos de Galeno, queda enteramente destruida, por consecuencia no aceptable. Pero si hay otras razones que sean mejores que las mías, fundadas en la autoridad y la experiencia, me dará placer el sa-



carlas a la luz, por el bien de la posteridad, con la promesa de que tan pronto sean llegadas a mi conocimiento abandonar las mías y no de otro modo. Por el contrario, si yo las veo satíricas e inciviles, no las haré el honor de responder, pero lo dejaré a su opinión.”

SIGLO XVII

PAULO ZACCHIA fue un médico italiano (1584-1659) experto en cuestiones médico-legales y enfermedades mentales. En su libro **Il vito quaresimale** encontramos (ZACCHIA, 1636) en el capítulo V que habla de los alimentos que no quebrantan el ayuno cuaresmal, lo siguiente:

(1111) “Se conservan también con sal los hongos, los cuales dan, aun así salados, nutrimento malo y melancólico, y mientras por medio de la sal no dejamos su viscosidad natural. Es necesario porque son obstructivos y generan humores que fácilmente se fijan en la túnica del estómago y allí producen sus malos efectos. Pero entre las muchas especies de hongos, los más nobles y más amigos del paladar, son los que llamamos prugnuoli; estos se secan y se conservan pasados con un hilo; después hechos en agua caliente y vueltos a ser como los frescos, se cocinan y resultan de un sabor gratísimo y yo estimo que no solo de todos los salados sean los mejores, sino también de los frescos, incluso de los mismos prugnuoli verdes, por lo que han perdido aquella humedad superflua que en todos los hongos se encuentra y por la cual suelen a veces de tal modo ser nocivos, que llegan a ser venenosos.”

GIUSEPPE RIPAMONTI fue un presbítero e historiador milanés (1573-1643) nombrado latinista por el cardenal Borromeo. Es el autor del libro **De peste quae fuit anno MDCXXX libri V**. En él (RIPAMONTI, 1641) encontramos:

(1112) “A pesar del cuidado para que no entren setas, frutas agrias y uvas inmaduras, no se evitó que estas fueran expuestas y a la venta en la ciudad.”

ATHANASIUS KIRCHER (1602-1680) fue un autor ya comentado en nuestra cita 1068. En su obra

Mundus subterraneus encontramos (KIRCHER, 1665) en el libro IX, sección II, una cita en la que incluye a los hongos en un cuadro sobre plantas venenosas:

(1113) “Hongos.

Síntomas. Dificultad de respiración, hinchazón de la cara, cólico y dolor de pecho, ahogo de garganta, retención de orina, apoplejía.

Cura y remedios. Afronitro bebido con posca, esto es vinagre mezclado con agua; estiércol de gallina con vino o miel, sal, vinagre bebido. Antes de la comida, pera cocida con los hongos; después de la comida, ajo crudo, remedio específico.”

En la misma obra, en el libro XII, sección I, habla sobre la génesis de los hongos. Anotemos que el autor emplea la palabra *Tuberum* en el sentido general de hinchazón o tumoración, englobando con él a trufas y hongos, no solo a las trufas. Su latín es farragoso y repetitivo, por lo que la lectura del texto, incluso “mejorado”, parecerá poco clara.

(1114) “Entre los vegetales espontáneos que pare la naturaleza, el primer grado imperfecto lo obtienen las trufas y los hongos que, como carecen de raíz, hojas y frutos, entran también entre las plantas que llaman *gewfula* o *plantas terreas*, como formando un grado de la vital naturaleza. Pero hay varias especies de *Tuberum*; en efecto, unos como escudos, otros como sombreros, algunos como tumores, algunos que huelen parecido a piñas, algunos se extienden a modo de hígado; no faltan los que se expanden en progenie desordenada de dedos; finalmente algunos también en forma de pene humano o toman la forma de pie y de sombrilla; de ellos trataremos con los siguientes razonamientos. En ellos se observa no menos variedad de colores; unos son pardos, otros casi negros, algunos anaranjados o de color verde, cuyos colores provienen de la sustancia de la tierra, a los que se une la materia seminal y ciertamente produce una diferencia cercana a la materia de los seres porque no permite una remota. Nacen todos ya de los árboles o maderas podridos, ya de la mucosidad terrestre o ya también de las piedras. Y en primer lugar nacen ciertamente hongos en las piedras, como nos enseña la experiencia cotidiana. Tenemos este pedregal en nuestro bosqueci-



llo doméstico de Roma, que produce hongos muy grandes y de óptimo aspecto. Y lo que procuramos traer del vecino monte Tyburus, al que el vulgo llama *monte di Poli o di Quadagnuolo*, ya que en este monte o en sus sequísimos pedregales, como vi con mis propios ojos, crecen hongos de tanto tamaño como no salen las mayores calabazas, al menos las igualan, los cuales frutos de la tierra se tienen en tanto valor que el excelentísimo *Joannes Nicolaus Appius de Comitibus*, duque de Poli y meritísimo gobernador en tiempo de la ciudad romana, legítimo dueño de los montes, solía destinar algunos hombres a la tarea de que, cuando vieran en el pedregal señales de fruto brotando, con singular cuidado defiendan la piedra con espinos y que los rebaños de cabras, de ovejas y de ganado vacuno que pacen en dichos montes no destruyan con su pisoteo el trabajo que comienzan los hongos. Los hongos, alcanzada ya su madurez, algunos magnates de la Curia Romana ofrecen al Sumo Pontífice como admirable, raro e inofensivo para incitar el gusto. *Ferrantes Imperatus* en su *Historia Natural*, llama a los hongos examinados *tuberis fungarii* y afirma que se han visto de más de cien libras de peso. Y nacen, atestigua *Cardano*, de ciertas piedras anchas a modo de mesa, que se encuentran en el campo samnítico, enterradas a cuatro dedos de profundidad bajo tierra; después de esparcida agua por encima, tienen en cuatro días una aparición rápida y abundan en los bosques. *Matthiolus* anota sobre ellos que hoy es tanto el atractivo de los hongos, tanto en las mesas en Italia como en Nápoles, que especialmente son piedras las que, cavadas y trasladadas a bodegas, cubiertas con bastante tierra y después regadas allí con agua templada, en cuatro días producen hongos no desagradables. *Porta* dice que, cortados de las piedras los hongos viejos, siempre nacen nuevos por debajo, para cortar en siete días, cortados seis veces en el año, cubiertas las piedras de nuevo con un palmo de tierra. A Nápoles del Vesubio, a Sorrento del terreno del altísimo monte Fageto a Abelino del monte Partenio, a Apulia del Gargano, a Divito de Nápoles, en bosquecillos por todas partes llevan estas piedras, cubiertas de lodo que engendran numerosos renuevos de hongos. Algunos también, puestas las piedras debajo del goteo de toneles de vino, en una noche

engendran hongos no solo agradables al gusto sino también inofensivos.

A propósito de estos, se pregunta ya de qué manera nacen estos hongos de la tierra, de la madera o de las piedras. Respondo: Del flujo con cualidades seminales de la vida, sea de diversas plantas, sea de animales muertos, lo que ciertamente no es otra cosa que corpúsculos espermáticos, los cuales introducidos en los intersticios propios de las piedras, regados por la humedad del rocío, de las nieblas y de las lluvias, y excitados por el calor ambiental, dado que el roble y otras diversas plantas o animales, con las cualidades seminales debilitadas, no pueden procrear y como no parecen inútiles para engendrar nada, generan una sustancia de ínfimo grado entre los vegetales, que se llaman indistintamente trufas y hongos. La causa de los nacidos en las piedras regadas con vino es una multitud de cualidades seminales existentes en las uvas que, así como sobrevive en el vino, así también puede inducir el vino el mandato de la gestación de los hongos, por el ánima oculta en la semilla de las cualidades vegetativas. Y así nacen entre las plantas todos los rudimentos de las especies de trufas y algunos hongos y, finalmente, cualquier efluviio de corpúsculos seminales de las plantas o de los animales, tanto de los vivos como de los muertos, derivado hacia las matrices terrestres, o bien de los jugos, excrementos o partes putrefactas de las hierbas y de los animales, tanto de los vivos como de los muertos, o bien el flujo de los poderosos corpúsculos con cualidad seminal que, recibidos en los poros y concavidades de la tierra, de las maderas y de las piedras, como matrices variadas, y cocidos por el calor ambiental, finalmente, cuando no puedan generar cosa más perfecta, producen el hongo y la trufa, virulentos nocivos o inocuos según la buena condición de la matriz. Lo cual ya después es manifiesto, porque cuando las hierbas o animales son venenosos, todos los hongos que nacen espontáneamente en el mismo lugar, son conocidos por tener poder deletéreo. Todo lo que, sin duda, degeneró cada vez más la fuerza seminal en la materia muerta de los cadáveres por diversas alteraciones y variadísimas cosas mezcladas, tanto engendra siempre fruto más imperfecto ya en el vegetal, ya



en el reino sensible, así como poco a poco germina la semilla de planta o de animal, de lo que fue muerto. Así como este grado de naturaleza sensible no puede ser conservado, así también en el Zoophytum u otras plantas aquello degenera verdaderamente en planta o en hongo, y si la forma vegetativa falta enteramente, en un cuerpo inanimado cualquiera, como es patente en los hongos y plantas convertidos en piedra. Pero de la aparición de trufas y de hongos basta lo dicho; queda ahora que indagemos de donde la aparición espontánea de vegetales, plantas y hierbas atraiga a sus naturales.”

MARIE FOUQUET (1590-1681) fue médico en varios hospitales de París y destacó por su labor filantrópica. En su libro **Recueil de receptes** encontramos (FOUQUET, 1676) dos recetas que parecerán estrafalarias, pero pensemos que en aquella época no se sabía que las tiñas eran causadas por hongos.

(1115) “*Receta contra la tiña llamada rasque* (nombre que se aplicaba en Languedoc)

Coja un sapo grueso, póngalo en una vasija de barro vidriada y déjelo allí durante 14 horas, bien tapada. Después tenga otra vasija preparada casi llena de aceite hirviendo, eche dentro al sapo, cierre bien la vasija y hágalo cocer a fuego lento hasta que conozca que el sapo se ha consumido y deshecho por completo. Cuele ese aceite con el cual untará la cabeza tiñosa caliente, habiendo antes cortado el pelo; después hay que cubrir la cabeza con un bonete de vejiga de cerdo.

Receta contra la tiña

Coja la hierba llamada caldo blanco, en medicina tapsus barbatus, macháquelo en un mortero, coja en seguida la hierba y el jugo, haga templar todo en una fuente o en un plato, extiéndalo sobre lienzo y aplíquelo sobre la cabeza del tiñoso; cambie el dispositivo mañana y tarde; continúe así algunos días.

Anote que antes de la aplicación hay que haber cortado o rapado el pelo de la cabeza tiñosa y que hay que mantener limpiamente lo que se pueda.”

ANÓNIMO (1680) se puede considerar el autor del libro **Instrucción de enfermos para aplicar los remedios a todo género de enfermedades y acudir a muchos accidentes que sobrevienen en ausencia de los Médicos**, pero en realidad es una obra colectiva, escrita por los Hermanos de la Congregación del Hermano Bernardino de Obregón en el Hospital General de Madrid. En ella encontramos un párrafo sobre el antiguo agárico (*Fomitopsis officinalis*). Aunque nos habíamos propuesto no traducir más textos sobre ese hongo, por las razones expuestas con anterioridad (GARCÍA-ROLLÁN, 2006b y 2013) hemos incluido esta cita para que se vea que también en España, seguían copiando lo que escribieron los antiguos unos dos mil años antes.

(1116) “*Como se conocera el Agarico.*

En el Agarico se hallan dos especies, el uno es macho, y el otro es hembra; y el macho es malo, y tiene estas propiedades, es largo, negro, pesado; y tiene, quando se quiebra, unos hilos como nervios: y este es duro y espeso. Mas el Agarico que los sabios alaban, es la hembra, y este tiene cinco propiedades, y todas son buenas, ha de ser blanco, liviano, fácil de quebrar y que sea esponjoso, muy liso; y llegándole a la lengua, en el primer gusto sea dulce, y después amargo, con estipticidad; y la mejor parte del Agarico es la de encima; y la parte que toca a la planta, no es buena, porque a esta parte se allega una leñosidad podrida.”

ANÓNIMO (1812) es el libro **A collection of scarce and valuable tracts**. Son panfletos políticos y religiosos, procedentes de la biblioteca de John Somers. Este fue un jurista inglés nombrado Lord High Chancellor por el rey William III. El tomo VII se refiere a sucesos que tuvieron lugar en tiempos de Carlos II (rey de Inglaterra, Escocia e Irlanda, de 1630 a 1685). En uno de ellos (*Mercurius Menippeus. The Loyal Satirist or Hudibras in Prose*) de autor anónimo e impreso en 1682, dice:

(1117) “¿Debe el francés cocinar también nuestros sermones? ¿Y son ranas, hongos y setas venenosas el plato principal en una colación espiritual? ¡Extraños israelitas! Que no pueden distinguir entre mildiu y maná.”



REFERENCIAS

- ANÓNIMO (1487). *Catholicon abbreviatum*. Louis Cruse. Genève.
- ANÓNIMO (1680). *Instrucción de enfermos para aplicar los remedios a todo género de enfermedades y acudir a muchos accidentes que sobrevienen en ausencia de los Médicos*. Rico Roque de Miranda. Madrid.
- ANÓNIMO (1780). *The Forme of Cury*. S. Pege. London.
- ANÓNIMO (1812). *A collection of scarce and valuable tracts*. Vol. VII. J. Somers. London.
- ARETINO, P. (1609). *Primo libro de le lettere del signor Petro Aretino*. Matteo il Maestro. Parigi.
- BAUDERON, B. (1614). *Paraphrase sur la Pharmacopée*. Ed. 6. Pierre Rigaud. Lyon.
- FOUQUET, M. (1676). *Recueil de receptes*. Jean Certe. Lyon.
- GARCÍA-ROLLÁN, M. (2003). *Textos sobre hongos anteriores a 1700*. Vol. I. Ministerio de Agricultura. Madrid.
- GARCÍA-ROLLÁN, M. (2006a). *Textos sobre hongos anteriores a 1700*. Vol. II. Ministerio de Agricultura. Madrid.
- GARCÍA-ROLLÁN, M. (2006b). El pertinaz agárico. *Ars Pharmaceutica* 47(4): 353-362.
- GARCÍA-ROLLÁN, M. (2010). Nuevos hallazgos de textos sobre hongos anteriores a 1700. *Bol. Micol. FAMCAL* 5: 141-155.
- GARCÍA-ROLLÁN, M. (2012). Nuevos hallazgos de textos sobre hongos anteriores a 1700. II. *Bol. Micol. FAMCAL* 7: 131-137.
- GARCÍA-ROLLÁN, M. (2013). Nuevos hallazgos de textos sobre hongos anteriores a 1700. III. *Bol. Micol. FAMCAL* 8: 127-136.
- KIRCHER, A. (1665). *Mundus subterraneus*. Joannem Janssonium & Elizeum Weyerstraten. Amstelodami.
- RIPAMONTI, G. (1641). *De peste quae fuit anno MDCXXX libri V*. Malatestas. Mediolani.
- ULLRICH, I.V. (1835). *Commentarium medicinale*. C. P. J. Gundelach. Kizingae.
- ZACCHIA, P. (1636). *Il vito quaresimale*. Pietro Antonio Facciotti. Roma.



Crónica del XVII Encuentro de La Federación de Asociaciones Micológicas de Castilla y León en Segovia

SAIZ, R. L.

Ramón L. Saiz Segovia, Presidente de la Sociedad Micológica Segoviana. E-mail: sociedadmicologicadesegovia@gmail.com

El pasado sábado 25 de mayo de 2019, se celebró en Segovia capital, organizado por la Sociedad Micológica Segoviana, el XVII Encuentro de la Federación de Asociaciones Micológicas de Castilla y León (FAMCAL), en el que, alrededor de 100 amantes de la micología se reunieron para disfrutar de un día de convivencia.

En primer lugar, quiero agradecer la presencia de las personas que se desplazaron hasta nuestra ciudad, venidos desde distintos puntos de la comunidad de Castilla y León, y, por supuesto, a los socios de la Sociedad Micológica Segoviana que colaboraron en la organización y desarrollo del encuentro.

Los actos comenzaron con la recepción de asistentes y entrega de obsequios y pañoletas en la Casa de la Tierra, edificio del siglo XVIII, en el que actualmente se encuentra la sede de nuestra sociedad.

Una vez hubieron llegado los participantes, D. Ramón Saiz, presidente de la Sociedad Micológica Segoviana, y D^a María Teresa Llorente Fernández,

Vicepresidenta Delegada del Área de Cultura de la Comunidad de la Ciudad y Tierra de Segovia, fueron los encargados de dar la bienvenida.

Seguidamente, en el Patio de Columnas de la Casa de la Tierra, los asistentes pudieron degustar un aperitivo compuesto de alimentos de Segovia, y unos revueltos de "boletus" elaborados *in situ* por Julián, socio de Sociedad Micológica Segoviana y cocinero.

A continuación, se realizaron las fotos de grupo a la puerta de la Casa de la Tierra y a los pies del Acueducto, dividiéndose los asistentes en dos grupos, uno que realizó un paseo por el bosque de Valsaín, y otro que hizo una visita por Segovia.

El paseo campestre discurrió desde el aparcamiento del embalse del Pontón Alto, por el camino de las Pesquerías Reales, hasta Valsaín. Una lástima que se observaran muy pocas especies de setas, la más frecuente fue *Phellinus nigricans* sobre ejemplares de *Salix atrocinerea* en la orilla del río Eresma.



Fig. 1. Saludo de bienvenida. Foto: L. A. Parra.



Fig. 2. Aperitivo en el patio de columnas. Foto: L. A. Parra.



La visita a Segovia se hizo en varios grupos, visitando los monumentos más importantes: acueducto, catedral, alcázar...

Antes de comer, en la Sala de Caballerizas de la Casa de la Tierra, se reunió la Junta Directiva de FAMCAL para la realización de la ya acostumbrada asamblea.

La comida fue en el Restaurante MIRIVAN, para degustar un menú compuesto por productos típicos segovianos, desde los entrantes hasta el postre, un buen ejemplo de las viandas de nuestra ciudad.

Poco después, algunos tomaron un café en la terraza del restaurante para, a continuación, hacer el viaje de vuelta a casa.



Fig. 3. Vista del patio de columnas durante el aperitivo. Foto: E. Berzal.



Fig. 4. Foto de grupo a la entrada de la Casa de la Tierra. Foto: R. Muñoz.



Fig. 5. Foto de grupo a los pies del Acueducto. Foto: R. Muñoz.



Fig. 6. Grupo de la visita a Segovia. Catedral desde la Plaza Mayor. Foto: J. Sancho.



Fig. 7. Dos seteras en las Pesquerías Reales. Foto: J. M. Velasco.



Fig. 8. Pequeño grupo en el camino de las Pesquerías Reales. Foto: R. Muñoz.



Fig. 9. Pequeño grupo en el paseo campestre. Foto: R. Muñoz.



Fig. 10. Comida en el restaurante Mirivan. Foto: L. A. Parra.



Fig. 11. Tertulia durante la comida en el restaurante Mirivan. Foto: L. A. Parra.



Normas para la presentación de los trabajos

OBJETIVOS

El "Boletín Micológico de Castilla y León" que publica la Federación de Asociaciones Micológicas de Castilla y León (FAMCAL), tiene como objetivo la difusión, entre sus asociados, otras asociaciones, micólogos, etc., de los trabajos originales así como trabajos de revisión actualizados que han sido aceptados por el Comité Científico Asesor, y versen sobre temas de micología básica o aplicada, especialmente en el ámbito de Castilla y León, aunque no exclusivamente.

CONTENIDO DEL BOLETÍN

Se podrán publicar trabajos científicos, artículos cortos o revisiones sobre las siguientes secciones: micología básica (taxonomía, anatomía, fisiología, genética, ecología, corología, terminología, etc.), micología industrial y económica, micología forestal y agrícola, micología médica humana y animal, micotoxicología, etnomicología e historia de la micología en temas no relacionados con los anteriormente expuestos.

NORMAS PARA LA PRESENTACIÓN DE LOS TRABAJOS

1. Norma general. Los trabajos serán presentados en español si bien pueden ser aceptados los escritos en otras lenguas, según consideración del Comité Científico Asesor; en este último caso deberá acompañarse de un resumen en español además del resumen en la lengua original y del resumen en inglés. Los trabajos se escribirán con el programa informático Word en fuente Times New Roman de 14 puntos sólo para el título, y de 12 puntos para el resto del documento, interlineado sencillo y con márgenes de 3 cm a derecha e izquierda (que es el marginado que da por defecto Word). El título, los autores y las direcciones de los autores estarán escritos con justificación izquierda y el resto con justificación total. Todos los

comienzos de párrafo tendrán un sangrado normal de 1 cm, excepto en el apartado Referencias del final del artículo en el que cada referencia tendrá una sangría francesa (o inversa) también de 1 cm. En ningún caso se intentará maquetar el artículo, insertar las figuras o hacer indicaciones en el texto de donde deben ir colocadas las figuras pues esto está condicionado por la maquetación de la revista, tan sólo se incluirán las referencias a las figuras en el texto como, por ejemplo: Fig. 1, Fig. 3.A, Figs. 5-7 o (Fig. 1), (Fig. 3.A), (Figs. 5-7).

2. Título. El título será lo más informativo y breve posible, indicando los taxones pero no sus autores. Se escribirá en MINÚSCULAS, REDONDA, NEGRITA y justificación izquierda. No se pondrá punto al final del título. Por ejemplo: **El género *Cortinarius* en León y zonas limítrofes**. Se dejará un espacio entre el título y los autores.

3. Autores. Los autores del trabajo se escribirán con todas las letras en mayúscula, en negrita y con justificación izquierda, y sólo se incluirá el primer apellido (aunque se pueden incluir los dos apellidos si van unidos por un guion), y la inicial o iniciales del nombre. Si son más de una inicial, éstas irán con punto y sin espacio entre ellas. En el primer autor las iniciales irán detrás del apellido, y en el resto de autores las iniciales irán delante del apellido. Si son varios autores se numerarán con un superíndice detrás de cada nombre, sin paréntesis y sin dejar espacios. No se pondrá punto al final de los autores. Por ejemplo: **ESTEVE-RAVENTÓS, F.¹ & M.L. CASTRO²**. Si se desea que aparezca el nombre completo por razones de currículum o por cuestiones de identificación precisa del autor (en el caso de que el autor tenga apellidos muy comunes, en común con otro familiar u otras causas), el nombre completo se podrá añadir como primer dato en la dirección postal. Se dejará un espacio entre los autores y sus direcciones.



4. Direcciones de los autores. Se escribirán en negrita y con justificación izquierda. Cada dirección de los autores irá precedida por el mismo superíndice que tiene el nombre de cada autor, a continuación irá la dirección con todos los datos separados por comas. Después, tras un punto, irá la dirección de correo electrónico. No se pondrá punto tras la dirección de correo electrónico. Se dejará un espacio entre las direcciones de los autores y el Resumen. Por ejemplo:

¹**C/ Andalucía 3, 4.ª dcha, 26500 Calahorra, La Rioja, España. E-mail: acamo@ono.com**

²**José de Uña y Villamediana, Avda. Anselmo Clavé 47 dpdo. 3.ªA (Edificio "Goya"), 50004 Zaragoza, España. E-mail: setadeu@yahoo.es**

5. Resúmenes y palabras clave. Tras la dirección de los autores se incluirá un resumen en español y otro en inglés (summary, no usar abstract), y unas palabras clave (keywords en inglés). Cada resumen contendrá una parte en negrita (referencia del artículo), que deberá tener el mismo formato que el ejemplo que aquí se adjunta al final de este párrafo, y que incluirá los autores, año de publicación, título y revista y páginas del artículo (XXX-XXX), y otra parte en redonda normal (no negrita) con el resumen que los autores quieran hacer del contenido del artículo en un solo párrafo de no más de 100 palabras donde los taxones irán en cursiva y donde se podrá incluir el autor de los mismos de manera opcional. Por ejemplo:

Resumen: CADIÑANOS-AGUIRRE, J.A. & E. FIDALGO-PRIETO (2011). Algunas especies de *Lactarius* interesantes de León, Asturias y Cantabria. *Bol. Micol. FAMCAL* 6: XXX-XXX.

Se comentan y describen algunas colecciones de varias especies de *Lactarius* recolectadas por los autores...

Palabras clave:

Summary: CADIÑANOS-AGUIRRE, J.A. & E. FIDALGO-PRIETO (2011). Some interesting species of *Lactarius* from León, Asturias and Cantabria. *Bol. Micol. FAMCAL* 6: XXX-XXX.

Some gatherings of several species of the genus *Lactarius* collected by the authors...

Keywords:

A continuación, sin dejar espacio interlineal con el resumen, irán las palabras clave (ver ejemplo anterior). Se incluirá un máximo de 10 palabras clave, separadas por comas, tanto en español, como en inglés. Las leyendas "Palabras clave" y "Keywords" y los dos puntos irán en negrita y el resto sin negrita. Los taxones se indicarán en cursiva, pudiendo aparecer los autores de los mismos. Por ejemplo:

Palabras clave: *Fungi*, *Coprinus*, *Coprinopsis*, *vermiculifer*, taxonomía, España, Granada, Sierra Nevada.

Keywords: *Fungi*, *Coprinus*, *Coprinopsis*, *vermiculifer*, taxonomy, Spain, Granada, Sierra Nevada.

6. Texto. Todos los nombres científicos deberán ser citados en el texto en *cursiva*, independientemente del rango o categoría taxonómica. Ninguna palabra deberá estar subrayada. Las figuras, ya sean fotografías, gráficas, esquemas, mapas, cuadros o tablas, de los trabajos deberán ser citados en el texto y vendrán numerados en el orden de su citación como Fig. 1, Figs. 5-7 o (Fig. 1) (Figs. 5-7).

La manera de citar a los autores en las referencias a sus trabajos que hay en el texto será con todas las letras en mayúscula. Se usará el primer apellido si es un solo autor y primer apellido de cada autor unidos por la partícula & si son dos autores; y el apellido del primer autor seguido de & *al.* (no *et al.*), si son más de dos autores, todo ello seguido del año de publicación del trabajo referido entre paréntesis. Por ejemplo: SINGER (1947), MIRANDA & RUBIO (2000) o KIRK & *al.* (2001), si nos referimos a la obra del/de los autor/es, y por ejemplo SINGER & *al.* (1947: 223) si deseamos referirnos a una página concreta de un trabajo, o bien (SINGER & *al.*, 1995) cuando se quiera dar una referencia justificativa de una explicación, en cuyo caso si hay más de un autor se separaran las referencias por punto y coma, por ejemplo: (SINGER, 1942: 123; PILAT, 1950; VELLINGA & *al.*, 2004). Finalmente si se quiere hacer referencia al texto de un autor que escribe en la obra de otro de forma explícita se pondrá el apellido del autor seguido de la palabra "in" en cursiva, por ejemplo: (VILA & PÉREZ-DE-GREGORIO *in* BALLARÀ & *al.*, 2009: 107). El texto estará estructurado, en la medida de lo posible, aunque no de forma obligatoria, de los



apartados siguientes: **INTRODUCCIÓN, MATERIAL Y MÉTODOS, RESULTADOS, DISCUSIÓN, AGRADECIMIENTOS y REFERENCIAS.**

Estos apartados vendrán con todas las letras en mayúsculas, en negrita y sin sangrar. El texto comenzará en la siguiente línea no a continuación del título del apartado. Los posibles subapartados como: **Material estudiado, Macroscopía, Microscopía, Hábitat, Comentarios taxonómicos, Riqueza, Diversidad, Productividad, Observaciones,** etc., vendrán en negrita, sólo con la primera letra en mayúsculas, sangrados 1 cm. El texto comenzará en la siguiente línea, no a continuación del título del subapartado, excepto en **Material estudiado**, que continuará en la misma línea. En los tratamientos taxonómicos, las descripciones de los taxones se realizarán cada una por separado. Los autores de taxones se indicarán sólo en el epígrafe donde se describe, discute o cita el taxón en cuestión, como única vez, sin incluirlos en el título del trabajo o resto del texto, aunque los autores podrán aparecer en el Resumen. Los nombres de los autores de taxones vendrán abreviados de acuerdo con la publicación de KIRK & ANSELL (1992), aunque para los que no puedan consultar esta obra, las abreviaturas de los autores también están disponibles en las siguientes direcciones de Internet:

<http://www.indexfungorum.org/names/AuthorsOfFungalNames.asp>

http://kiki.huh.harvard.edu/databases/botanist_index.html.

Las publicaciones periódicas se abreviarán de acuerdo a LAWRENCE & al. (B-P-H; 1968) y los libros según STAFLEU & COWAN (TL2; 1976), aunque aquellos que no puedan consultar estas obras, las abreviaturas de revistas y libros también están disponibles en http://kiki.huh.harvard.edu/databases/publication_index.html. Si no se conoce la abreviatura estándar de una revista o libro deberá citarse el nombre completo de dicha obra. Para los acrónimos de los herbarios donde se deposita el material estudiado se seguirá a HOLMGREN & al. (1990) o bien la siguiente página de Internet de Index Herbariorum: <http://sweetgum.nybg.org/ih/>. Después de un punto y seguido se evitará escribir el nombre de un género de forma abreviada. Las indicaciones de los años en fechas de recolección, material de herbario, etc., se harán con 4 cifras y

los meses en números romanos. Cuando dentro de un paréntesis haya otro paréntesis, los interiores se cambiarán a corchetes. Esto suele ocurrir cuando se desea escribir sinónimos de especies dentro de un paréntesis y el taxón sinónimo presenta algún autor entre paréntesis. Ejemplo: *Betula alba* L. (= *Betula pubescens* subsp. *celtibérica* [Rothm. & Vasc.] Rivas Mart.). Para cuestiones ortográficas se seguirán las normas de la R.A.E (2014) y R.A.E. & A.A.L.E (2010), que también se pueden consultar en la página de Internet: <http://www.rae.es/drae/>. En aquellos casos en los que una palabra no se encuentre en el diccionario de la R.A.E (aparte de las palabras técnicas como queilocistidios, perfectamente correctas), como es el caso, por ejemplo, de concolor, catenulado, sinonimizar, etc., se considerarán correctas teniendo en cuenta su actual difusión en el campo de la micología. Según la R.A.E., el nombre de nuestra Península, puede escribirse en minúsculas, "península ibérica", si nos referimos a un accidente geográfico; o con mayúsculas, "Península Ibérica", si entendemos que es una entidad de carácter histórico-político. Por tanto, seguimos el criterio de la obra *Flora ibérica*, en la cual las letras iniciales se escriben siempre con mayúsculas, es decir, Península Ibérica. Para cuestiones de nomenclatura se seguirán las normas de la última edición del ICN (Código Internacional de Nomenclatura para algas, hongos y plantas).

7. Referencias al material de herbario. Se citará, con la tipografía que se especifica: PAÍS (si se hace referencia a material de diversos países, o se desea incluir este dato), PROVINCIA: municipio, paraje, etc. (se pueden incluir otras entidades como región, comarca, valle, parque natural, etc., siempre que se mencionen de mayor a menor superficie), coordenadas UTM (cuadrícula de 1 km x 1 km) o coordenadas en otro sistema, altitud (m o m.s.n.m.), hábitat, fecha (p. e. 18-IV-2003), *leg.* seguido del nombre del donante o recolector del espécimen (en redonda con la/s inicial/es del nombre de pila y la inicial del/de los apellido/s en mayúscula y el resto en minúscula), *det.* seguido del nombre del determinador (sólo si es distinto del donante o recolector, con las mismas especificaciones que para el donante o recolector), ACRÓNIMO DEL HERBARIO O MICOTECA y número de espécimen.



Ejemplo de referencia de material de herbario:

BIZKAIA: Bitaña, Izurza, 30TWN2877, 360 m, plantación de *Chamaecyparis lawsoniana* con musgos de *Rhytidiadelphus squarrosus*, 7-XII-2005, leg. S. Araujo y P. Iglesias, det. P. Iglesias, JPI-05120702.

8. Referencias. Solo deberán estar incluidas en este apartado aquellas referencias explícitamente citadas en el texto. Se citarán siempre todos los autores hasta un máximo de ocho, si se supera esta cifra figurarán los ocho primeros seguido de & *al.* Si no se menciona un autor concreto, los editores no son una persona física, y si figuran colaboradores, asesores, etc., se pondrá VV. AA. como en el ejemplo de referencias VV. AA. (1968). Si no se conoce el autor, se tratará como anónimo, como en los ejemplos de referencias ANÓNIMO (1989) y ANÓNIMO (2005). Si no se conoce el año se pondrá s. d. (*sine data*; sin fecha) dentro del paréntesis del año, como en los ejemplos de referencias de BLACKWELL, M., R. VILGALYS & J.W. TAYLOR (s. d.) o INDEX FUNGORUM (s. d.), y si el año de publicación real se conoce y difiere del año facial (de la cubierta o portada), se indicará la fecha facial entre corchetes después de la fecha real de publicación como en WASSER, S.P. (1977b) ["1976"] de los ejemplos de las referencias. Los boletines oficiales se incluirán en las referencias siguiendo el formato de la referencia del MINISTERIO DE LA PRESIDENCIA (2009) que hemos insertado en los ejemplos. Las referencias se ordenarán alfabéticamente por autores, con los trabajos de igual autoría ordenados de forma cronológica y en el caso de pertenecer a los mismos autores y años se distinguirán añadiendo letras, en minúscula, a continuación del año como en WASSER, S.P. (1977a) y WASSER, S.P. (1977b) de los ejemplos de las referencias; si el primer autor viene acompañado de otros autores, para un mismo año, se ordenarán por el apellido del segundo autor, si este es también el mismo por el apellido del tercer autor, y así sucesivamente. Si se trata de libros independientes que no forman parte de una serie, el título irá en cursiva y se indicará el nombre de la editorial y la ciudad de edición, para

casos que se presten a confusión, por ser la editorial un nombre de persona, un objeto (Círculo, Árbol, etc.) se podrá añadir delante de la editorial la partícula "Ed.", (Ed. Círculo; Ed. Árbol) como en el ejemplo de referencia de MUÑOZ, J.A. (2005). Si se trata de capítulos de libros, se indicará en cursiva el título del libro antecedido del/de los editor/es en mayúscula y la partícula "In:", como en los ejemplos de referencias de ARNOLDS, E. (1990) o DANIÉLS, P.P. (2003). Para los libros se deja como opcional el indicar, al final de la referencia, el número de páginas totales de la publicación, como en los ejemplos de referencias de ARNOLDS, E. (1990), DANIÉLS, P.P. (2003), o KNUDSEN, H. & J. VESTERHOLT (2008). Si se trata de revistas, el título del artículo irá en redonda, (incluso los nombres científicos) y será el nombre de la misma la que irá en cursiva y abreviado según los estándares antes señalados o bien con el nombre completo si no se conoce su abreviatura estándar. Los diferentes fascículos de un mismo número se consignarán entre paréntesis después del número de revista sin dejar espacios como en el ejemplo de referencia ANÓNIMO (1989). Las páginas web deberán llevar la URL correspondiente en redonda y subrayada, así como la fecha de consulta entre corchetes al final; el título de la página web o el del documento incluido en ella (libro, artículo en pdf, etc.) deberán ir en cursiva. Para que todas las referencias se hagan de forma uniforme en el boletín, se escribirán de acuerdo con los ejemplos que se incluyen a continuación en cuanto a citación de autores, años, etc.

9. Índice de figuras. A continuación de las referencias y con el título Índice de figuras, se relacionarán todos los pies de foto o ilustraciones, enumerados y ordenados, indicando la leyenda que deseen los autores del artículo y el autor de las mismas (ver ejemplo al final del párrafo), excepto si el artículo está firmado por un solo autor y todas las figuras son del mismo. Es recomendable añadir el número de colección en dichas leyendas para así conocer el aspecto macroscópico de algunas de las colecciones estudiadas. Cuando una figura tenga varios apartados, las distintas partes se diferenciarán con letras en mayúscula seguidas de dos puntos. Por ejemplo:



Índice de figuras

Fig. 1. *Cantharellus romagnesianus*. NS-10110620. Foto: J. Cuesta.

Fig. 2. *Cantharellus gallaecicus*. A: Esporas. B: Hifas de la pileipellis. C: Vista general, basidios y esporas. Fotos: N. Santamaría.

10. Ilustraciones. Las fotografías se enviarán por correo electrónico en alta resolución, al menos a 300 puntos (ppp). En ningún caso las fotografías y dibujos se enviarán insertados en el texto del artículo, sino en archivos separados con formatos de fotografía (jpg, tif, etc., nunca insertados en un archivo de Word) en cuyo nombre de archivo se indique al menos el número de figura para poderlo relacionar con el número de figura de las leyendas del índice de figuras. Las fotografías publicadas en sucesivos boletines serán cedidas a la Consejería de Medio Ambiente en virtud del Convenio de Colaboración entre FAMCAL y la mencionada Consejería. Los autores de las fotografías al enviarlas ceden las mismas a la institución arriba indicada.

DÓNDE ENVIAR LOS TRABAJOS

Los trabajos serán remitidos en soporte informático, directamente por correo electrónico a los siguientes miembros del Comité Científico Asesor: Luis A. Parra (agaricus@telefonica.net) y Juan M. Velasco (juanmvs@telefonica.net), adjuntando el teléfono personal de uno o varios de los autores para poder contactar con los autores en caso de que sea necesario. Los trabajos serán enviados antes del 30 de abril del año de publicación del número del boletín correspondiente. Los trabajos, una vez en posesión del Comité Científico Asesor, serán revisados, para emitir después un informe sobre su contenido. A la vista de estos informes los trabajos podrán ser rechazados, aprobados sin modificaciones o aprobados después de que se hayan efectuado modificaciones en su forma o contenido. Si son aprobados con modificaciones serán reenviados a los autores para que efectúen las modificaciones propuestas por los revisores. Si los autores no aceptan las modificaciones sin explicar o justificar los motivos por los cuales no aceptan los cambios, los trabajos serán rechazados. En cambio, si los autores justifican los motivos para no aceptar determinados cambios, el

Comité Científico Asesor estudiará los motivos alegados e informará a los autores de la decisión final adoptada.

EJEMPLOS DE REFERENCIAS PARA EL BOLETÍN MICOLÓGICO DE FAMCAL

- ÁLVAREZ NIETO, A., L. DÍAZ BALTEIRO & J.A. ORIA DE RUEDA (2001). Valoración de la producción conjunta madera-setas. Aplicación al caso de la Carballeda (Zamora). *Actas Congreso Forestal Español* 5: 775-780.
- ANÓNIMO (1989). *Agaricus boisseletii* Heine-mann. *Bull. Soc. Mycol. France* 105(3): pl. 257.
- ANÓNIMO (2005). Relación de variedades comerciales de micelios de champiñón (campana 2005-2006). *El champiñón en Castilla la Mancha* 21: 2-4.
- ARNOLDS, E. (1990). Mycologist and Nature conservation: 243-264. In: HAWKSWORTH, D.L. (ed.) *Frontiers in Mycology*. CAB International. Kew. 300 pp.
- BASTARDO, J.A., A. GARCÍA BLANCO & M. SANZ CARAZO (2001). *Hongos -setas- en Castilla y León*. Ed. Los Autores. Valladolid.
- BLACKWELL, M., R. VILGALYS & J.W. TAYLOR (s. d.). *Tree of live. Fungi*. <http://tolweb.org/tree/Fungi> [consultada el 14 de febrero de 2005].
- BON, M. & P. ROUX (2002). Le genre *Gymnopilus* P. Karst. en Europe. *Fungi non delineati* XVII: 1-52.
- BREITENBACH, J. & F. KRÄNZLIN (1984). *Champignons de Suisse 1. Les Ascomycètes*. Mykologia. Lucerne.
- CALONGE, F.D. (1998). Gasteromycetes, I. Lycoperdales, Nidulariales, Phallales, Sclerodermatales, Tulosmatales. *Fl. Mycol. Iber.* 3: 1-271.
- DANIËLS, P.P. (2003). Números 2124-2178: 104-165. In: HERNÁNDEZ, J.C. (ed.). *Cuad. Trab. Fl. Micol. Ibér.* 19. *Bases corológicas de Flora Micológica Ibérica*. Números 2070-2178. Consejo Superior de Investigaciones Científicas. Madrid. 171 pp.
- FERNÁNDEZ TOIRÁN, M. (1995). *Estudio de la producción micológica actual en la Comarca de Pinares de Soria y ensayo de técnicas de mejora de la misma*. Tesis doctoral. Universidad de Santiago de Compostela.



- FERNÁNDEZ TOIRÁN, M., A. RIGUEIRO & M.L. CASTRO (1996). Effect of forest treatment on mycorrhizal fruit body production in *Pinus sylvestris* stands in Soria (Spain). *Proceedings of the IV European Symposium on Mycorrhizas*: 531-534.
- FERNÁNDEZ TOIRÁN, M. & F. MARTÍNEZ PEÑA (1999). *Los hongos en los montes de Soria*. Junta de Castilla y León. Valladolid.
- GARCÍA-ROLLÁN, M. (2006). *Mycena purpureofusca* en la Sierra de Guadarrama. *Bol. Micol. FAMCAL* 1: 15-16.
- HERNÁNDEZ-CRESPO, J.C. (2006). *SIMIL, Sistema de Información Micológica Ibérica en Línea*. Real Jardín Botánico, C.S.I.C. Proyecto Flora Micologica Iberica I-VI (1990-2008). Ministerio de Educación y Ciencia, España. <http://www.rjb.csic.es/fmi/sim.php> [consultada el 2 de agosto de 2011].
- INDEX FUNGORUM (s. d.). <http://www.indexfungorum.org/Names/Names.asp> [consultada el 12 de julio de 2011].
- KIRK, P.M., P.F. CANNON, D.W. MINTER & J.A. STALPERS (2008). *Ainsworth & Bisby's. Dictionary of the Fungi* (10th ed.). CAB International. Wallingford.
- KNUDSEN, H. & J. VESTERHOLT (eds.) (2008). *Funga Nordica. Agaricoid, boletoid and cypelloid genera*. Nordsvamp. Copenhagen. 968 pp.
- MINISTERIO DE LA PRESIDENCIA (2009). Real Decreto 30/2009, de 16 de enero, por el que se establecen las condiciones sanitarias para la comercialización de setas para uso alimentario. *BOE* 20 (23 de enero de 2009): 7861-7871.
- MORCILLO SIERRA, M. (2002). *Nuevas experiencias en el cultivo de hongos silvestres*. Comunicación a las XIII Jornadas Micológicas. E.T.S.II. AA. de Palencia (Universidad de Valladolid).
- MUÑOZ, J.A. (2005). *Fungi Europaei 2. Boletus s.l. (excl. Xerocomus)*. Ed. Candusso. Alassio.
- R.A.E. (2014). *Diccionario de la Lengua Española* (23^a ed.). Espasa. Madrid.
- R.A.E. & A.A.L.E. (2010). *Ortografía de la lengua española*. Espasa, Madrid.
- TALAVERA, S. (1997). Taxonomía vegetal: 1-21. In: IZCO, J. & al. *Botánica*. Mc Graw Hill-Interamericana. Madrid.
- VV. AA. (1968). *Enciclopedia Salvat de las Ciencias 1: Vegetales*. Salvat / Instituto Geográfico de Agostini. Pamplona.
- WASSER, S.P. (1977a). New and rare species of Agaricaceae Cohn. family. *Ukrayins'k. Bot. Zhurn.* 34(3): 305-308.
- WASSER, S.P. (1977b) ["1976"]. Familiae Agaricaceae Cohn species pro mycoflora URSS novae vel rariae necnon una pro scientia nova. *Novosti Sist. Nizsh. Rast.* 3: 217-228.



SUSCRIPCIÓN Y PETICIÓN DE EJEMPLARES DEL BOLETÍN MICOLÓGICO DE FAMCAL

La suscripción o petición de ejemplares al Boletín Micológico de FAMCAL se realiza de la siguiente manera dentro del ámbito nacional:

Solicitando al siguiente e-mail: **secretaria.famcal@hotmail.es**, el formulario de suscripción y petición de ejemplares, devolviéndolo completamente cumplimentado a la misma dirección de correo electrónico, previo pago del total de gastos (boletín + gastos de envío) en la cuenta bancaria de FAMCAL en Caja España 2096-0690-52-3791047300. El nombre del suscriptor tiene que aparecer en la orden de pago.

Precio de los boletines

Para **miembros** de las asociaciones que pertenecen a FAMCAL:

Boletines nº 1 a 14: 10 euros cada ejemplar

Para **no miembros** de las asociaciones de FAMCAL:

Boletines nº 1, 2, 3 (años 2006 a 2008), 1 ejemplar: 15 euros.

Boletines nº 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, y 14 (años 2009 a 2019), 1 ejemplar: 10 euros.

¡IMPORTANTE! si pide un juego completo de todos los números publicados (1-14) los números 1, 2 y 3 serán gratis

Gastos de envío:

Nº ejemplares	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Precio (euros)	10	10	10	10	10	10	10	15	15	15	15	15	15	15	20

Así, por ejemplo, si se pide todo el juego completo de boletines del 1 al 14 el importe total (si la transferencia no tiene cargo) sería de 125 euros:

1, 2 y 3: gratis; 4 al 14: 110 euros; gastos de envío: 15 euros.



Junta de
Castilla y León



micocyl.es
Castilla y León Micología