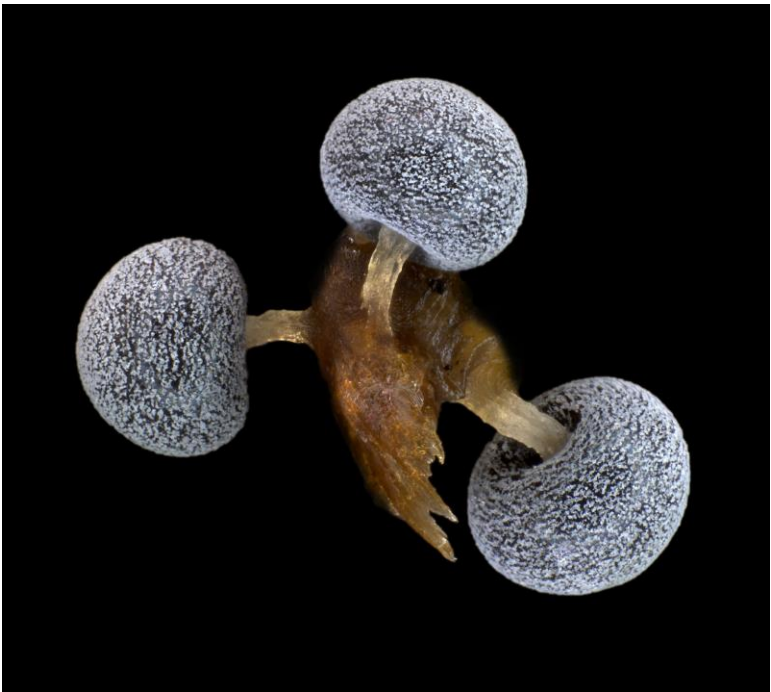


Guía para el estudio de la taxonomía y ecología de Myxomycetes



Carlos Lado y Carlos Rojas

2020



UNIVERSIDAD DE
COSTA RICA



UNIDAD DE
RECURSOS
FORESTALES

REAL JARDÍN
BOTÁNICO

MYXOTROPIC

Esta guía fue auspiciada por el X Congreso Internacional sobre Sistemática y Ecología de Myxomycetes (ICSEM 10) celebrado en Turrialba, Costa Rica del 25 al 28 de febrero de 2020 (un proyecto de la Finca Experimental Interdisciplinaria de Modelos Agroecológicos – FEIMA)



GUÍA PARA EL ESTUDIO DE LA TAXONOMÍA Y ECOLOGÍA DE MYXOMYCETES

por

CARLOS LADO & CARLOS ROJAS

Real Jardín Botánico, CSIC, Madrid (España)

Universidad de Costa Rica (UCR), San José (Costa Rica)



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE CIENCIA
E INNOVACIÓN



UNIVERSIDAD DE
COSTA RICA

2020

Carlos Lado (lado@rjb.csic.es)
Real Jardín Botánico (CSIC)
Plaza de Murillo, 2
28014 Madrid, España

Carlos Rojas (carlos.rojasalvarado@ucr.ac.cr)
Universidad de Costa Rica
San Pedro de Montes de Oca
11501-Costa Rica

Esta guía ha sido producida en el marco de trabajo del primer autor en el Real Jardín Botánico de Madrid (CSIC) bajo el auspicio del Proyecto Myxotropic (PGC2018-094660-B-I00, MCIU/AEI/FEDER, UE) financiado por el Gobierno de España y con apoyo de la Universidad de Costa Rica en el caso del segundo autor a través del proyecto 570-B9-7B4 "Congreso Internacional ICSEM 10".

Todas las fotografías a color fueron creadas por Carlos de Mier en el Real Jardín Botánico (CSIC), Madrid (España).

579.52

L156g

Lado, Carlos

Guía para el estudio de la taxonomía y ecología de Myxomycetes / Carlos Lado & Carlos Rojas. – Costa Rica : Carlos Lado & Carlos Rojas, 2020.

80 páginas : ilustraciones (principalmente a color), fotografías en blanco y negro.

ISBN 978-9968-49-536-3

1. MIXOMICETOS. 2. MIXOMICETOS – CLASIFICACIÓN

3. MIXOMICETOS – IDENTIFICACIÓN.

4. MIXOMICETOS – ECOLOGÍA. 5. MIXOMICETOS – INVESTIGACIONES. I. Rojas, Carlos, autor.

II. Título.

CIP/3585

CC.SIBDI.UCR

Editado y diagramado por los autores.

© 2020. Propiedad de los autores. Prohibida la reproducción total o parcial sin el consentimiento de los autores.

ISBN: 978-9968-49-536-3 (para la versión impresa)

Impreso en Costa Rica por TecnoPrint.

Índice

Introducción	1
1. Generalidades	2
Caracteres morfológicos.....	4
<i>El plasmodio.-</i>	4
<i>Tipos de plasmodios.-</i>	4
<i>Tipos de esporóforos o cuerpos fructíferos.-</i>	5
Elementos estructurales de un esporóforo.....	6
2. Métodos de estudio	10
Búsqueda y recolección	10
<i>Recolección en medio natural.-</i>	10
<i>Recolección en el laboratorio.-</i>	13
Creación de herbario	14
Conservación de colecciones.....	15
Etiquetado.....	15
Preparaciones microscópicas.....	16
<i>Composición de los distintos medios empleados en preparaciones semipermanentes.-</i>	18
Observación del material.....	19
3. Trabajo experimental.....	21
Composición de los medios de cultivo	21
4. Grupos taxonómicos.....	24
Clasificación.....	26
Clave de géneros	29
Descripción e ilustración de especies	38
Ilustraciones.....	41
5. Ecología.....	45
Relación especie-sustrato	47

Distribución estacional.....	50
Mecanismos de dispersión de esporas	50
Biogeografía	51
6. Análisis e interpretación de datos	55
Definición de áreas de trabajo.....	55
Análisis de datos	56
7. Glosario de términos	60
Bibliografía especializada.....	67
Láminas a color	72

Introducción

Los Myxomycetes, también llamados hongos mucilaginosos plasmodiales, son un grupo de organismos eucariotas directamente relacionados con los Protozoos, por lo que también se les conoce como Mycetozoa. Están presentes en casi todos los ecosistemas terrestres, se alimentan, básicamente de bacterias, levaduras y de otros hongos, contribuyen a la descomposición de materia orgánica vegetal, a la formación de suelo, y al control de poblaciones microbianas, por lo que tienen un papel ecológico importante pero desconocido. Se caracterizan por su fase trófica o asimiladora, el plasmodio, que es una ameba gigante, con protoplasma acelular, multinucleado, móvil, de vida libre, que alterna con una fase reproductora caracterizada por la formación de esporas en el interior de un receptáculo no celular, el esporóforo.

Su nombre deriva del griego (myxo = mucilago y myketes = hongo) y fue utilizado por primera vez por el botánico alemán Henrick Link en 1833. Pese a que Link los consideró hongos, otro alemán, Anton de Bary, quien estudio con detalle su ciclo de vida, los consideró más vinculados a los protozoos y los llamó Mycetozoa (del griego mykes = hongo y zoon = animal). Por ambos nombres los podemos encontrar en la bibliografía.

Se conocen mas de 1000 especies en todo el mundo (Lado, 2005-2020). Tras un periodo de lluvias es frecuente encontrar sus fructificaciones sobre restos vegetales en descomposición (troncos, ramas, hojas, etc.), o en corteza de árboles vivos, e incluso en inflorescencias de plantas, restos de cactáceas o estiércol de animales herbívoros. Su tamaño es muy pequeño, por lo general miden de 1-2 mm de altura total, pero algunas especies pueden alcanzar varios centímetros, mientras que otras apenas sobrepasan los 0,1 mm. Sus formas y colores son muy variados, algunos muy llamativos y para detectarlos en el campo es muy útil un cuenta hilos o una pequeña lupa de mano. Pese a su reducido tamaño es fácil encontrarlos en sitios húmedos y sombreados, e incluso varias especies juntas en un mismo sustrato. La mayoría tienen una amplia distribución, pero algunas especies se restringen geográficamente a zonas tropicales, a áreas de alta montaña o a zonas desérticas.

1. Generalidades

Ciclo de vida

Los Myxomycetes poseen un ciclo de vida que en líneas generales podemos resumir en los siguientes pasos (Fig. 1):

1. La espora al germinar origina uno o más (hasta cuatro) protoplastos haploides, sin flagelos (mixamebas) o con flagelos (células flageladas), dependiendo de la cantidad de agua disponible en su entorno.

2. Las células ameboflageladas o mixomónades (mixamebas o células flageladas indistintamente) se dividen por mitosis y originan una extensa población de células.

3. Las mixamebas o células flageladas compatibles se fusionan de dos en dos (singamia) y originan los cigotos (cariogamia).

4. Los cigotos, por sucesivas divisiones mitóticas sincronizadas, pero sin citocinesis, originan el plasmodio que es acelular y multinucleado. Al plasmodio se le puede considerar como una ameba o célula multinucleada gigante ya que puede llegar a medir varios centímetros y es visible al ojo humano.

5. Los plasmodios son de aspecto viscoso, suelen tener forma venosa, son móviles, y presentan corrientes protoplasmáticas que les permiten desplazarse y eliminar los residuos de las sustancias empleadas como alimento. Dichas corrientes se producen en el interior de las venas del plasmodio y alternan movimientos de avance y retroceso, son por tanto cíclicas y el fenómeno recibe el nombre de ciclois.

6. En determinadas condiciones se reproducen sexualmente. Sufren una compleja transformación morfológica y dan origen a los cuerpos fructíferos o esporóforos que contienen las esporas.

7. La meiosis suele ocurrir en esporas jóvenes, tres de los cuatro núcleos meióticos se desintegran y se origina una espora madura, haploide y uninucleada.

8. En condiciones adversas, las fases móviles (células ameboflageladas y plasmodios) pueden transformarse en estructuras de resistencia, llamadas microcistes y esclerocios, respectivamente.

Hasta hace poco tiempo se pensó que el ciclo de vida de todos los Myxomycetes seguían el patrón antes descrito. Sin embargo, ahora se sabe que algunas especies pueden presentar un ciclo en el que no se da la fusión de células ameboflageladas ni la meiosis en la formación de las esporas. Todas las fases de su ciclo son diploides y se conoce como ciclo apomítico.

Pese a su aparente semejanza, conviene no confundir los Myxomycetes u hongos mucilaginosos plasmodiales o acelulares con

los hongos mucilaginoso celulares o dictiostélidos. Estos últimos se distinguen por que los plasmodios no se originan por fusión de mixamebas o células flageladas, sino por agregación de las mismas, por tanto cada célula mantiene su individualidad.

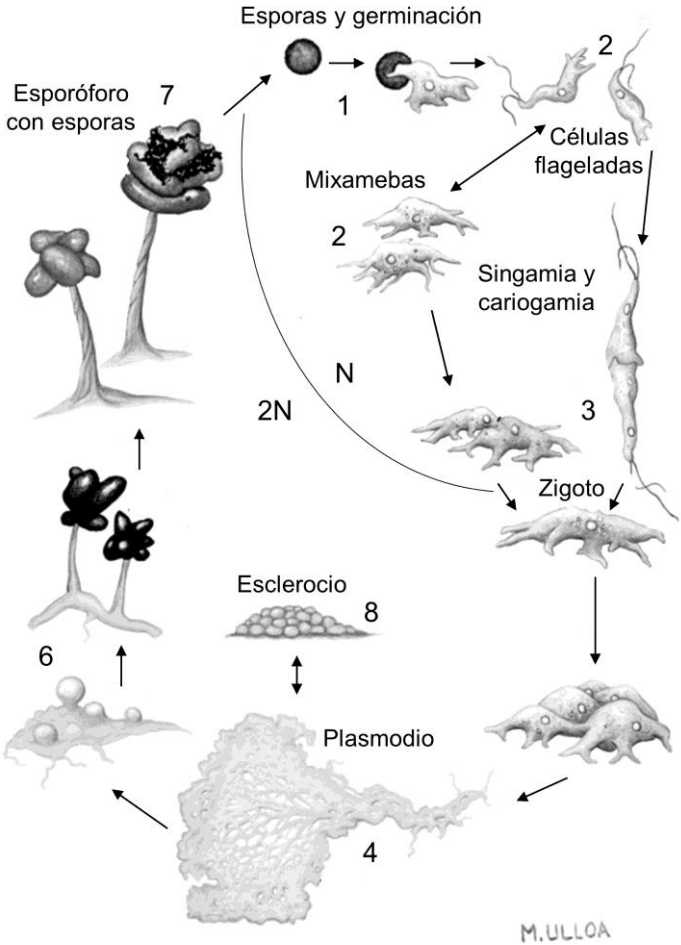


Figura 1.- Ciclo de vida de un mixomicete. (Tomado y modificado de Ulloa 1990, nótese que el dibujo original es una acuarela)

Caracteres morfológicos

La morfología de los Myxomycetes es diferente en cada una de las fases de su ciclo de vida, pero nos vamos a limitar a aquella que tiene importancia desde un punto de vista taxonómico, es decir, aquella que ha sido empleada para diferenciar y clasificar las distintas especies. Nos vamos a fijar en el plasmodio y sobre todo en el esporóforo o cuerpo fructífero, que es lo que veremos con mas frecuencia en la naturaleza.

El plasmodio.-

Es la fase trófica del ciclo de vida. Es fácil de observar en el campo, sobre todo en especies del orden Physarales debido a su gran tamaño y sus llamativos colores. Se desarrolla en suelos, en restos leñosos (troncos, ramas, tocones, etc.), en hojarasca, en cortezas de árboles vivos y restos vegetales en descomposición. Puede ser hialino, blanco lechoso, o de tonos amarillo, violeta, rojo o casi negro. Generalmente tienen forma de red, con venas gelatinosas, y posee una zona anterior continua, con forma de abanico, que es el frente de avance. Pese a su aparente simplicidad, los taxónomos reconocen varios tipos de plasmodios.

Tipos de plasmodios.-

Estructuralmente se reconocen cuatro tipos de plasmodios (Alexopoulos, 1960):

El *faneroplasmodio* es el más común, el más grande, el más fácil de ver, el mejor conocido y el que aparece con más frecuencia, es característico del orden Physarales. Está constituido por una red muy visible de venas con un frente bien definido donde se concentra el protoplasma. Se encuentra con relativa frecuencia sobre hojarasca del bosque, su movimiento sobre el sustrato es muy lento pero perceptible tras algunas horas, y si se observan las venas principales con un estereomicroscopio se puede apreciar el movimiento reversible de las corrientes protoplasmáticas.

El *afanoplasmodio* se conoce sólo de unas pocas especies del orden Stemonitales. Generalmente es hialino e incospicuo, y está formado por una red menos numerosa y muy fina de venas con protoplasma mucho menos granular que en el faneroplasmodio. Es muy difícil de ver porque solo se concentra en el momento de la fructificación y porque generalmente se desarrolla entre los intersticios del sustrato.

El *protoplasmodio*, que probablemente es el más primitivo, se conoce de especies pertenecientes al orden Cribrariales y

Echinosteliales. Posee características juveniles durante toda su vida, generalmente son microscópicos (no superan 1 mm de diámetro), son hialinos, no suelen desarrollar venas, y generalmente producen un único, simple y diminuto esporóforo.

El cuarto tipo combina algunas características de los faneroplasmodios y de los afanoplasmodios, parece ser propio de algunas especies del orden Trichiales, pero apenas se han podido cultivar por lo que se tienen muy pocos datos.

Tipos de esporóforos o cuerpos fructíferos.-

El esporóforo o cuerpo fructífero, caracteriza la fase reproductora sexual. El esporóforo en sí es estéril y estático, pero en su interior se desarrollan los elementos fértiles, las esporas. En los tipos de esporóforos y las estructuras que presentan se basa la práctica totalidad de la taxonomía del grupo.

Se reconocen tres tipos principales de esporóforos: etalios, plasmodiocarpus y esporocarpus (Fig. 2).

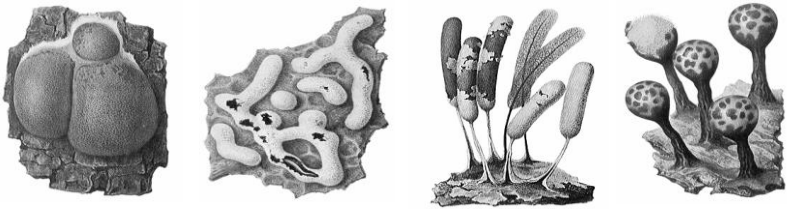


Figura 2.- Tipos de esporóforos. Izquierda, etalio; centro, plasmodiocarpus y esporocarpus sésiles; derecha, dos ejemplos de esporocarpus estipitados (tomado de Emoto, 1977)

Los *etalios* son estructuras subglobosas o hemisféricas, macroscópicas, generalmente de gran tamaño (alcanzan varios centímetros), que se originan cuando toda la masa de plasmodio se concentra en uno o unos pocos cuerpos fructíferos. Pueden recordar a masas completamente fusionadas de esporocarpus.

Los *plasmodiocarpus* son también estructuras macroscópicas, vermiformes, alantoides o reticulares, que mantienen la forma venosa del plasmodio. A veces los plasmodiocarpus pueden ser cortos, simples, diminutos y aparecer mezclados con esporocarpus por lo que no es fácil establecer los límites entre unos y otros.

Los *esporocarpus* (también llamados esporangios por algunos autores) pueden ser macroscópicos o microscópicos, se originan por

múltiples fragmentaciones y concentraciones del plasmodio, cada uno de los fragmentos origina un esporocarpo. Por lo general tienen formas subglobosas o alargadas, se sitúan directamente sobre el substrato (esporocarpos sésiles) o con finos pedúnculos (esporocarpos estipitados).

Algunos autores reconocen un cuarto tipo, el *pseudotalio*, que se define como una estructura compleja, semejante a un etalio, pero formada por numerosos esporocarpos individuales que se han desarrollado muy juntos, pegados unos con otros.

Elementos estructurales de un esporóforo

En la morfología de todo esporóforo se pueden reconocer varios elementos estructurales, que son caracteres taxonómicos de primer orden. Los esporóforos poseen siempre todos o alguno de los elementos que vamos a tratar a continuación (Fig. 3).

Hipotalo (Hypothallus): estructura basal que une el esporóforo al substrato. Suele ser muy delgada, membranácea o coriácea, individual o común a un grupo de esporóforos y no posee una forma definida.

Estípite (Stalk): estructura tubular o fibrosa, a veces calcárea, que soporta la esporoteca.

Esporoteca (Sporotheca): receptáculo que contiene las esporas. Tienen formas y colores muy variados. En ella se pueden reconocer distintos elementos como el peridio, la columela, la pseudocolumela, el pseudocapilicio y el capilicio. En ocasiones, alguno de estos elementos puede faltar.

Peridio (Peridium): Envuelta que cubre la esporoteca. Tras la dehiscencia permite la dispersión de las esporas. Generalmente es evanescente, pero, en ocasiones, restos basales quedan unidos al estípite, en forma de anillo, y se habla de *collar*. Si el resto es de mayor tamaño, y generalmente tiene forma de copa, se habla de *calículo*. La naturaleza del peridio puede ser membranácea, coriácea o calcárea, y puede estar formada por una a tres capas celulares. A veces, en los etalios, es muy gruesa y se habla de *cortex*. En ciertas especies, el peridio posee depósitos calcáreos que pueden estar cristalizados o no. Otro carácter diagnóstico derivado del peridio es la manera en que se realiza su dehiscencia, generalmente es irregular pero en algunas especies se realiza por un opérculo, en otras por líneas de dehiscencia predefinidas que le dan un aspecto estrellado, y en otras por medio de placas o por perforaciones.

Columela (Columella): Estructura alargada o mazuda que se desarrolla en el interior de la esporoteca. En muchos esporocarpos estipitados, es una prolongación del estípite y suele ser de la misma naturaleza que éste. En esporocarpos sésiles se sitúa basalmente y se

puede formar por un simple engrosamiento del peridio, o por una concentración de carbonato cálcico. En estos casos, generalmente tiene un aspecto subgloboso o hemisférico.

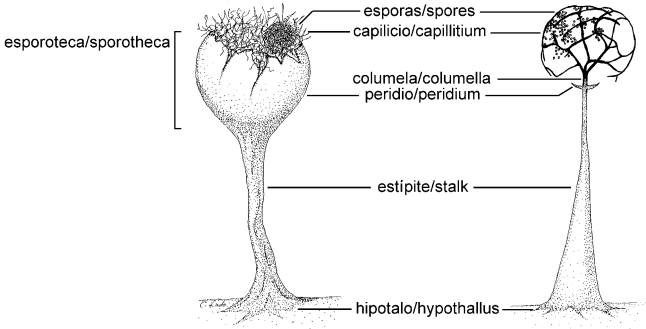


Figura 3.- Elementos estructurales de un esporóforo (Tomado de Lado & Pando, 1997).

Pseudocolumela (Pseudocolumella): estructura parecida a una columela que resulta de una concentración, en el interior de la esporoteca, de los nódulos calcáreos del capilicio. Nunca aparece unida a la base de la esporoteca. En algunas especies estipitadas del género *Didymium*, una invaginación basal del peridio se ha interpretado como una pseudocolumela.

Pseudocapillitium (Pseudocapillitium): Lo constituyen fragmentos del peridio o materiales residuales que quedan en el interior de la esporoteca y que por su aspecto filiforme o laminar recuerda al verdadero capilicio. Generalmente es tubular o membranáceo, y en forma de placas perforadas o dehilachadas (Fig. 4).

Capilicio (Capillitium): Es una estructura estéril, filiforme, de formas y colores muy variados, que se desarrolla en el interior de la esporoteca. Estas estructuras filiformes pueden ser macizas (filamentos) o huecas (túbulos), simples o ramificadas, libres o anastomosadas, pueden formar redes o madejas y, a veces, poseen depósitos calcáreos (Figs. 4-5). Los filamentos o túbulos pueden ser lisos o estar ornamentados con verrugas, espinas, dientes, semianillos, anillos, retículos o por una combinación de algunos de estos elementos. Dada la variedad de formas y ornamentaciones que posee se ha utilizado para diferenciar familias y órdenes en la taxonomía de Myxomycetes.

El capilicio da consistencia y rigidez a la esporoteca y en algunos casos es muy elástico e incluso higroscópico, lo que contribuye a la dispersión de las esporas. En el caso de capilicio calcáreo, forma una

red tridimensional y hay que distinguir dos tipos, si la red está enteramente calcificada se habla de capilicio badamioide (típico del género *Badhamia*), si está constituido por nódulos calcáreos unidos por filamentos no calcificados se habla de capilicio fisaroiide (típico del género *Physarum*). El capilicio, junto con el peridio y las esporas, son los elementos estructurales de mayor valor taxonómico.

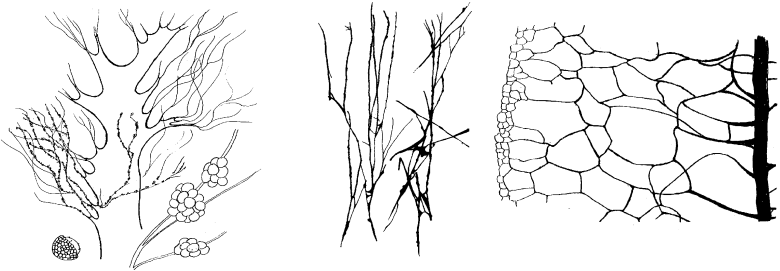


Figura 4.- izquierda, pseudocapilicio; centro, capilicio filamentoso; derecha, capilicio reticular. (Tomado de Nannenga-Bremekamp, 1974).

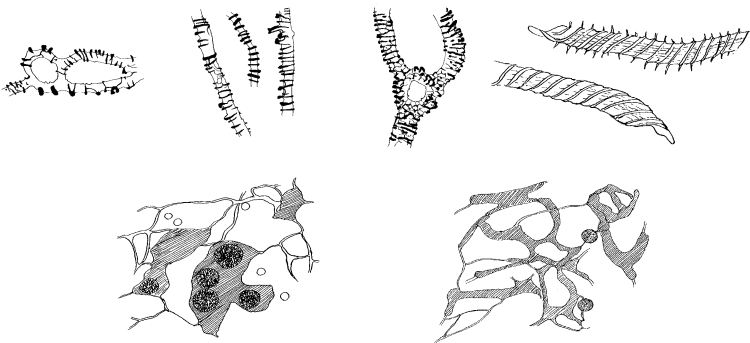


Figura 5.- Tipos de capilicio, arriba, tipos de capilicio tubular ornamentado con semianillos, anillos, dientes, retículos, bandas espiraladas y espinas; abajo izquierda, capilicio con nódulos calcáreos; abajo derecha, capilicio enteramente calcificado. (Tomado de Nannenga-Bremekamp, 1974).

Espora (Spores): es el elemento reproductor sexual de todos los Myxomycetes. Se localizan en el interior de las esporotecas, entremezcladas con el capilicio, y es el único elemento fértil del cuerpo fructífero. Su número varía de unas pocas (2-100 por esporóforo) a

millones, su tamaño oscila entre las 5-20 μm de diámetro, suelen tener forma subglobosa, y sus tonos y colores varían desde el amarillo muy pálido o casi incoloro al pardo oscuro o negro. La ornamentación que poseen tiene un gran valor taxonómico y pueden ser lisas, gránulosas, verrugosas, espinosas, semireticuladas, reticuladas y crestadas (Fig. 6).

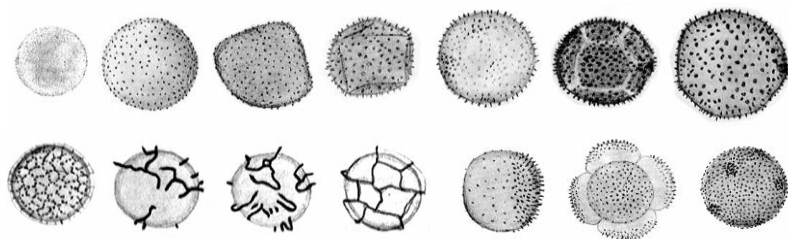


Figura 6.- Ornamentación de esporas: arriba, punteadas, granulosas, verrugosas, espinosas; abajo, verrugoso-reticuladas, subreticuladas, reticuladas, crestadas, con verrugas distribuidas irregularmente, esporas en agregados, y con grupos de verrugas más patentes (Tomado de Nannenga-Bremekamp, 1974).

La densidad y distribución de estos elementos también tienen importancia taxonómica. Habitualmente las esporas aparecen libres pero en algunas especies se agregan en paquetes de forma muy característica.

2. Métodos de estudio

Búsqueda y recolección

Los Myxomycetes pueden fructificar sobre cualquier tipo de sustrato vegetal en descomposición e incluso sobre plantas vivas. Con más frecuencia se desarrollan en troncos, tocones o ramas de árboles caídas al suelo, en corteza de árboles vivos y en hojarasca, pero también son comunes en plantas herbáceas, en musgos, en líquenes, en carpóforos de otros hongos e, incluso, el estiércol de animales herbívoros. Los restos de cactus y plantas crasas, las inflorescencias de algunas plantas, las lianas y los helechos también puede ser un sustrato adecuado para buscar especies.

Las zonas templadas boscosas o las selvas son lugares idóneos pero también son frecuentes en otros ambientes como la puna andina, los desiertos, o las zonas montañosas donde se acumula la nieve invernal. En ciertas condiciones, los parques en las ciudades también son buenos sitios para encontrarlos. Están distribuidos por todo el mundo y si las condiciones climáticas son apropiadas, podremos encontrarlos en cualquier localidad.

La recolección es la toma de la muestra para su posterior estudio. Dependiendo del lugar donde se realiza la recolección: en medio natural (el campo) o en el laboratorio, la técnica a emplear es distinta, aunque algunos de los pasos son comunes.

Antes de analizar con detalle las distintas técnicas de recolección conviene establecer unos criterios básicos:

- La recolección, se limitará única y exclusivamente a fragmentos de los esporóforos que nos permitan su identificación. Nunca se recogerá toda la fructificación!, conviene dejar fragmentos con esporas para que pueda seguir reproduciéndose.

- Los plasmodios se recogerán en casos muy concretos, solo cuando posteriores experimentaciones así lo requieran.

- Se desechará siempre aquel material que esté deteriorado, inmaduro, viejo o atacado por otros hongos.

Recolección en medio natural.-

Es aquella que se realiza directamente en el campo, la especie ha fructificado de modo natural, sin ninguna intervención o manipulación humana.

En todos los casos se tomará una pequeña fracción del sustrato sobre el que fructifica la especie, ello aportará datos importantes sobre su hábitat.

La recolección requiere de unos pocos utensilios o herramientas especializadas, estos son:

- navaja
- pinzas de punta fina
- tijeras de jardinero o de poda (si es posible de corte en yunque)
- lupa cuentahílos
- guantes de cuero grueso (Fig. 7)
- pegamento de contacto
- caja de plástico compartimentada (Fig. 7)
- cajas de cartón (Fig. 8)
- tiras de cartulina
- cuaderno de campo
- lápiz

En el caso de tomar muestras en selvas donde la luz llega al suelo muy tamizada y con escasa intensidad conviene añadir a nuestro equipo una linterna y un pequeño espejo.

Como el material es muy pequeño y frágil hay que evitar su deterioro, sobre todo mientras se trabaja en el campo y en su transporte hasta el laboratorio o gabinete. Para conservar las muestras se colocan, individualizadas, en los compartimentos de las cajas de plástico, o se pegan en tiras de cartulina que se colocan en el interior de pequeñas cajas de cartón (Fig. 8), o directamente se pegan en las cajas de cartón. Estas últimas cajas servirán para conservar el material en el herbario.



Figura 7.- Caja de plástico compartimentada, tijeras de poda y guantes empleados en la recolección de Myxomycetes en el campo.

Al llegar al laboratorio sacaremos cada muestra de la caja de plástico compartimentada y las pegaremos, igualmente sobre tiras de cartulina o en las cajas de cartón. Las cajas, con las muestras deberán secarse con aire caliente o en una estufa antes de ser guardadas o

estudiadas. Hay que tener la precaución de pegar el material en la tapa de la caja de cartón, ya que en el exterior de esta tapa se pegará la etiqueta de herbario y de ese modo quedarán inseparables y sin posibilidad de confusión. A cada caja le daremos un número de recolección, número que anotaremos en el cuaderno de campo, junto con el resto de datos botánicos clásicos como: localidad de procedencia de la muestra, altura, coordenadas geográficas, fecha de recolección, sustrato, nombre del recolector, datos ecológicos, etc.



Figura 8.- Cajas de herbario individuales donde se guardan las muestras de Myxomycetes en una colección.

Si se recogen pequeñas muestras en ambientes muy húmedos y con abundantes y repentinas precipitaciones (selvas tropicales, por ejemplo) el cartón se puede deteriorar con facilidad, en estos casos resultan más útiles las cajas de plástico con compartimentos de distintos tamaños. Así, las muestras quedarán protegidas hasta que lleguemos a un lugar seco. En este caso no se pega el material. No conviene mantener las muestras en las cajas de plástico más de un día, por que se corre el riesgo de que otros hongos lo invadan y se deterioren los especímenes. Tan pronto como lleguemos al laboratorio o un lugar seco conviene traspasar las muestras a las cajas de cartón convencionales, para evitar la proliferación de otros organismos que la pueden dañar. Las cajas de plástico son reutilizables pero hay que limpiarlas de restos vegetales y de esporadas, antes de su nuevo uso. De ese modo se evita la posible contaminación, sobre todo por esporas, de las nuevas muestras.

Las cajas convencionales se construyen con cartón rígido o semirígido y suelen tener unas medidas estándar para facilitar su almacenamiento, no obstante, si los medios de que se dispone son limitados o escasos, se pueden sustituir por cajas de cerillas (fósforos) que dan un excelente resultado.

Recolección en el laboratorio.-

En el caso de especies corticícolas o de tamaño microscópico, imposibles de ver en el campo, debemos recurrir al cultivo de sustratos en el laboratorio, donde dispondremos de equipos ópticos capaces de detectarlas. Para ello tomaremos muestras de cortezas u otros sustratos en el campo y serán transportados hasta el laboratorio en sobres de papel independientes, dichos sobres se han de etiquetar siempre.

Una vez en el laboratorio, colocaremos las cortezas o sustratos en cámaras húmedas para su cultivo.

La cámara húmeda, es una sencilla técnica de cultivo que se prepara con placas Petri estériles de cristal o de plástico desechable (Fig. 9), si los medios son limitados, se pueden utilizar cualquier contenedor de plástico semitransparente con tapa.

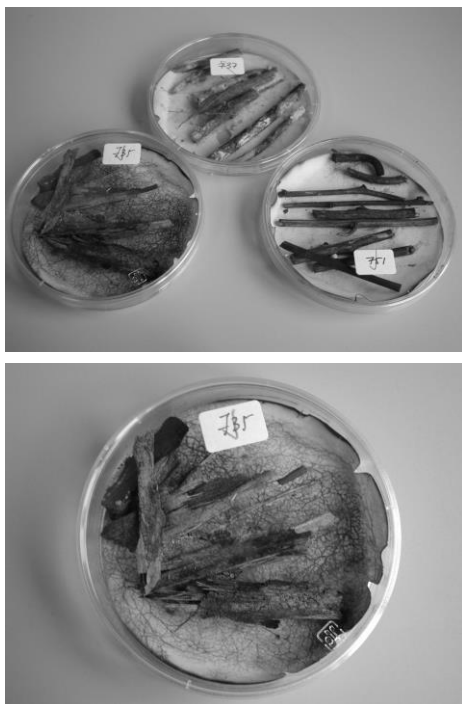


Figura 9.- Placas Petri utilizadas como cámara húmeda. Se puede observar que el material en investigación está sobre el papel húmedo.

Para la preparación de la cámara húmeda se procede del siguiente modo:

- En la base de la placa se coloca un disco de papel de filtro o papel absorbente.
- Sobre el papel se colocan las tiras de corteza o sustrato.
- Se cubre la placa con agua y se tapa.
- A las pocas horas, cuando el sustrato está bien húmedo, se retira el exceso de agua.
- Se colocan los cultivos en una zona que reciba luz indirecta y sin excesivo calor.
- A las 24 horas se inicia la observación del cultivo con un estereomicroscopio.
- Siempre que no se esté observando el cultivo debe permanecer tapado para evitar su desecación.
- Periódicamente se controla el grado de humedad y si es preciso se añade agua.
- La observación se puede prolongar a lo largo de tres meses.
- Cuando aparece una fructificación madura se retira solo ese fragmento de sustrato, el resto se sigue cultivando.
- La muestra obtenida se pega en una caja y se procede como si se hubiese recolectado en el campo.

Al iniciar una serie de cultivos, conviene numerar cada placa Petri y llevar, en un cuaderno o una base de datos, un control y registro de todos los procesos o acontecimientos de cada placa. Son fundamentales registrar la fecha de inicio del cultivo, el tipo de sustrato que estamos cultivado y su procedencia, fecha de aparición de plasmodios, color del mismo, fecha de aparición de las fructificaciones, tiempo empleado en la maduración, especies identificadas, asociaciones de especies observadas, pH del cultivo al inicio y cuando se obtienen las fructificaciones, temperatura, o cualquier otro dato de interés para nuestro trabajo o experimentación.

Creación de herbario

La preparación del material para ser conservado en el herbario se realiza en cajas de cartón, como se ha mencionado anteriormente.

En el Herbario del Jardín Botánico de Madrid (MA-Fungi), y en otros herbarios del mundo, el material se monta en cajas de 12 x 5 x 1,5 cm, que permiten una cómoda observación del material con lupas o estereomicroscopios (Fig. 10). Para que el material, una vez en el herbario, sea cómodo de almacenar, se agrupa por géneros o especies en cajas más grandes, de 43 x 19 x 15,5 cm. De este modo en poco espacio se pueden mantener un gran número de muestras.

Conservación de colecciones

Para una correcta conservación del material se debe proceder previamente a su:

- desecación
- desinsectación

El desecado se realizará con estufas de baja potencia (no superior a 40° C) o con convectores de aire caliente de baja intensidad. El calor de varias bombillas incandescentes encendidas en una pequeña cámara perforada también puede ser suficiente para un buen desecado. En todos los casos conviene depositar las muestras sobre rejillas perforadas que permitan la libre circulación del aire y su más rápido y eficaz desecado. Afortunadamente, los Myxomycetes no sufren apenas alteraciones en este proceso, y conservan su tamaño, color y forma original.

Tras el desecado hay que proceder a su desinsectación. Este proceso se realiza congelando las muestras a -19°C durante un periodo de 7-10 días. El material se ha de introducir en el congelador en pequeños paquetes, de este modo la congelación será lo más rápida y eficaz posible. Los paquetes se colocan dentro de bolsas de plástico, para evitar que la condensación de humedad, que se produce al extraer el material del congelador, pueda dañar las muestras. En ambientes húmedos y calurosos, como los tropicales, también es recomendable fumigar las salas y dependencias del herbario, pero ante los peligros que para la salud tienen los productos empleados, se tiende a limitar al máximo este proceso.

Concluido el desecado y el desinsectado del material se debe almacenar en una sala exenta de humedad. En ambientes tropicales, esto puede constituir un serio problema, pero el empleo de condensadores o deshumidificadores en las salas y la utilización de bolsas con sílica gel dentro de las cajas o armarios pueden ayudar a solventarlo.

Etiquetado

La etiqueta es uno de los elementos más importantes de la muestra de herbario, ya que proporciona información esencial sobre el espécimen, tal como su nombre, su colector, donde fue recogido, etc. Sin esta información la muestra tiene escaso o nulo valor.

Para evitar errores en la interpretación de la escritura, se deben escribir a máquina o con la impresora de una computadora (Fig. 10).



Figura 10.- Caja con colección de Myxomycetes completamente etiquetada para colección en herbario.

La información básica de toda etiqueta debe ser:

- nombre del herbario (junto con su acrónimo o iniciales reconocidas en el Index Herbariorum).
- número de herbario.
- nombre científico (con los autores del taxon).
- nombre vernáculo (si lo tiene).
- nombre del recolector/es y su número de colección.
- fecha de recolección.
- lugar de recolección, preferentemente con la altura y coordenadas geográficas.
- substrato, hábitat o notas ecológicas
- información adicional tales como estado de desarrollo, color del plasmodio, condiciones ambientales, pH del sustrato, o cualquier otro carácter que puede ser importante para la identificación.

La etiqueta se pega a la tapa de la caja.

Preparaciones microscópicas

Cuando se procede a la identificación de la muestra es necesario hacer preparaciones microscópicas de determinadas estructuras. Disponer de buenas preparaciones es esencial en toda colección de Myxomycetes, ya que nos va a permitir observar caracteres microscópicos, compararlos con otras muestras y poder identificar las especies. Si esas preparaciones se pueden conservar se evitará el futuro deterioro del material, ya que no será necesario hacer una

nueva preparación cada vez que se quiere observar la muestra. Si se realizan con medios permanentes o semipermanentes (ver mas abajo), duran muchos años, incluso siglos, y permiten apreciar los caracteres que observó su identificador.

El material necesario para la realización de dichas preparaciones microscópicas es:

- portaobjetos
- cubreobjetos
- pinzas con punta fina
- lancetas
- reactivos
- etiquetas o un rotulador de vidrio

La técnica general utilizada para hacer preparaciones microscópicas implica colocar un pequeño fragmento del cuerpo fructífero sobre un portaobjetos y tratarlo con unas gotas de alcohol absoluto o de 95°. El alcohol al evaporarse dispersa las esporas y permite observar mejor las estructuras internas de la esporoteca. Se ha de esperar hasta la completa evaporación del alcohol. Tras ello, se añadirá una gota de reactivo o medio de conservación. Si la preparación se hace para una simple confirmación de un carácter y no se pretende conservar se puede emplear como reactivo una gota de agua destilada o una solución de hidróxido potásico al 2-3%. Tras el reactivo se coloca encima el cubreobjetos procurando que no queden burbujas de aire entre el cubreobjetos y el portaobjetos. Cuando se ha extendido uniformemente el reactivo se procede a su observación al microscopio.

Si queremos conservar la preparación, lo que es muy recomendable, es necesario emplear otros reactivos como el medio de Hoyer o de Amann, el fluido de Hantsch o PVA (Polivinil alcohol). En todos estos casos obtendremos preparaciones semipermanentes, que nos permitan reexaminar la muestra muchas veces. Para garantizar su conservación conviene sellar la preparación, por el borde del cubreobjetos, con laca o esmalte de uñas, bálsamo de Canada o Zut. Para este sellado conviene dejar transcurrir 3-5 días, ello garantiza un leve secado de la preparación, y evita que el cubreobjetos se mueva al proceder a su sellado.

La preparación se debe etiquetar con el mismo nombre de especie y número de colección o herbario que el material del que procede. El almacenamiento de las preparaciones se debe hacer en gradillas o cajas de preparaciones y periódicamente se recomienda comprobar su estado. Si es necesario emplear aceite de inmersión para observar algún carácter, se recomienda limpiar la preparación después de su uso y antes de guardarla. En muchos casos el aceite de inmersión se

puede sustituir por anisol que al evaporarse ahorra la limpieza de las preparaciones, pero su olor es desagradable.

Composición de los distintos medios empleados en preparaciones semipermanentes.-

Medio de Hoyer

Agua destilada	50 ml
Goma arábica	30 g
Hidrato de cloral	200 g
Glicerina	20 g

Disolver la goma arábica en el agua agitando durante 24 horas. Añadir el hidrato de cloral y esperar hasta que se disuelva todo el material (puede necesitar varios días). Añadir por último la glicerina.

Medio de Amann

Fenol	20 g
Acido láctico	20 g
Glicerina	40 ml
Agua	20 ml

Fluido de Hantsch

Alcohol 90%	3 partes
Agua	2 partes
Glicerina	1 parte

Polivinil alcohol (PVA)

Polivinil alcohol	1.66 g (laboratorio Sigma)
Agua destilada	10 ml
Acido láctico	10 ml
glicerina	1 ml

El polivinil alcohol se disuelve en el agua. Se añade el ácido láctico y se agita fuertemente, a continuación se añade la glicerina. Puede hacer falta una filtración. Se debe dejar 24 horas para que madure la solución.

Tanto el medio de Amann como el PVA, como llevan ácido láctico no deben emplearse con especies del orden Physarales pues reaccionan y disuelven los compuestos cálcicos que presentan en el peridio, estípite, columela y capilicio.

Observación del material

Los caracteres macroscópicos como el tipo de fructificación, su hábito, su forma, su color, sus dimensiones y si existen determinadas estructuras como estípite, columela o capilicio, se deben observar bajo un microscopio estereoscópico o lupa binocular con un rango de 10-50 aumentos. El tipo de iluminación más eficaz es una fuente de luz de fibra óptica, que produce luz fría y no altera las estructuras.

Para observar los caracteres microscópicos, como los derivados de las esporas, capilicio y peridio, debemos recurrir a un microscopio óptico convencional que permita de 100-1000 aumentos (Fig. 11).



Figura 11.- Equipos ópticos empleados en el estudio de Myxomycetes. Lupas binoculares o estereomicroscopios dotados de luz fría y microscopio óptico.

Para la observación de estructuras hialinas o poco contrastadas resulta muy útil emplear un microscopio óptico dotado de contraste de fase o de Nomarsky, pero suelen ser muy caros y no están al alcance

de muchas personas. Las cámaras de fotografía aplicadas a estos microscopios son de gran utilidad para tener imágenes testigo de las estructuras o elementos que estamos observando.

Las cámaras digitales, por su fácil manejo e inmediated, resultan muy útiles. Si queremos observar, con gran detalle, la ornamentación de esporas o algunos elementos estructurales, los microscopíos electrónicos de barrido son de gran utilidad, pero son complejos, muy caros, requieren de personal técnico especializado en su manejo, y solo están disponibles en algunos centros de investigación, Jardines Botánicos y universidades, por lo que su uso es muy restringido.

3. Trabajo experimental con Myxomycetes

Los trabajos sobre sistemática o ecología de Myxomycetes cada día requieren de nuevas técnicas experimentales. Si se plantean estudios sobre la morfogénesis de determinadas especies, estudios moleculares, o conocer su comportamiento frente a determinados agentes abióticos como la luz, temperatura o pH, deberemos recurrir a técnicas que implican mantener cultivos en laboratorio, empleando medios definidos o semidefinidos. Muchas de estas técnicas se comparten con disciplinas como la micología o la microbiología. En las obras de Carlile (1971), Dove & Rusch (1980) y Aldrich & Daniel (1982), se pueden consultar abundante información y protocolos sobre como preparar bancos ultracongelados de myxamebas, bacterias vivas o muertas para el cultivo de determinadas especies, ensayos para detectar enzimas en lisados de amebas, o como realizar un aislamiento rápido de pequeñas cantidades de ADN nuclear. Otros lugares donde se puede obtener abundante información actualizada sobre todo lo relacionado con Myxomycetes son las siguientes direcciones de páginas WEB consultables a través de internet:

<http://www.ucmp.berkeley.edu/protista/slimemolds.html>
<http://slimemold.uark.edu>
<https://www.eumycetozoa.com>
<https://www.myxotropic.org>
<http://dictybase.org/>
<https://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Eumycetozoa>

Composición de los medios de cultivo

Solo como un pequeño complemento a este manual presentamos la composición de algunos medios de cultivo usados más comúnmente.

En general se pueden distinguir tres tipos de medios: indefinidos, semidefinidos y definidos.

a. Medios indefinidos:

½ CMA

agar maiz (Difco)	8,5 g
agar puro	10,0 g
agua destilada	hasta 1000 ml

Dilución de agar higado		
dilución de higado	0,05%	
agar	20,0 g	
agua destilada		hasta 1000 ml

b. Medios semidefinidos:

Medio para crecimiento axenico de mixamebas y plasmodios en líquido:

Glucosa	10,0 g	
DifCo BactoSoytona	10,0 g	
Acido cítrico monohidrato	3,54 g;	KH ₂ PO ₄ 2 g
CaCl ₂ .2H ₂ O	1,026 g	
MgSo ₄ .7H ₂ O	0,6 g	
ZnSO ₄ .7H ₂ O	34 mg	
Thiamina.HCl	42,4 mg	
Biotina	15,8 mg	
Agua destilada-desionizada		900 ml

Ajustar el pH a 4.6 con KOH, autoclavar a 15 lb durante 15 minutos, almacenar fuera de la luz a temperatura ambiente. Despues de usar, añadir 10 ml de solución de haemina por litro.

Solución de haemina

Disolver 10 g NaOH en 900 ml de agua destilada
 Añadir 500 mg de haemina y disolver
 Completar hasta 1000 ml
 Repartir a partes aliquotas
 Someter al autoclave a 15 lb durante 20 minutos
 Almacenar a 4° C

Medio para cultivo de mixamebas

Bacto-pectona	2,0 g	
Glucosa	2,0 g	
Extracto de levadura	0,2 g	
K ₂ HPO ₄	0,2 g	
KH ₂ PO ₄	0,3 g	
MgSO ₄ .7H ₂ O	0,2 g	
Agar	20,0 g	
Agua destilada		hasta 1000 ml (pH final 6.0-6.3)

Medio para cultivo de plasmodios

Glucosa	10 g	
Peptona bacteriológica	10 g	
Acido cítrico.H ₂ O	3,54 g	
KH ₂ PO ₄	2,0 g	
CaCl ₂ .6H ₂ O	0,9 g	

MgSO ₄ .7H ₂ O	0,6 g	
Na ₂ .EDTA	0,224 g	
FeCl ₂ .4H ₂ O	0,06 g	
ZnSo ₄ .7H ₂ O	0,034 g	
Hidroclorhidro de tiamina		0,0424 g
Biotina	0,005 g	
Haemina	0,005 g	
Agua destilada	hasta 1000 ml	

Sustancias como la Haemina se disuelven en agua destilada y se ajustan a pH 4,6 con NaOH al 10% y en autoclave.

Medio n^o. 1 de Gray, 1977

Acido cítrico.H ₂ O	2,2 g
CaCl ₂ .2H ₂ O	0,6 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0,6 g
FeSO ₄ .7H ₂ O	0,084 g
MnCl ₂ .4H ₂ O	0,084 g
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0,034 g

Medio n^o. 2

Tryptona (Difco)	10,0 g	
Extracto de levadura (Difco)		1,5 g
KH ₂ PO ₄	2,0 g	
Dextrosa	10,0 g	
Haemina (Nutritional Biochemical Corp.)		0,005 g

c. Medio definido:

Mezcla basal de sales	100,00 ml
solución de elementos control	0,10 ml
glucosa	5,00 g
Biotina	0,10 mg
Tiamina	0,20 mg
L-metionina	0,16 mg
Glicina	1,80 g
L-arginina	1,00 g
L-valina	1,00 g
Agua destilada helada	hasta 1000 ml

4. Grupos taxonómicos en Myxomycetes

La clasificación taxonómica de los Myxomycetes es relativamente estable y sus caracteres diferenciales, como hemos mencionado anteriormente, se limitan a los derivados de las estructuras que conforman los esporóforos o cuerpos fructíferos. En la clase Myxomycetes se reconocen seis órdenes (cinco según autores).

Orden Ceratiomyxales: Comprende tan solo un género con 4 especies. Se caracteriza porque las esporas no se desarrollan en masas en el interior de esporotecas, sino que son individuales, externas y se desarrollan en el ápice de diminutos estípites filiformes.

Orden Cribariales: Es un grupo heterogéneo y polifilético, no es un grupo natural. Se delimita por la falta de un carácter, el capilicio, pero, ocasionalmente, algunos esporóforos pueden poseer pequeñas proyecciones internas del peridio que se puede interpretar como un rudimentario capilicio. Por otra parte, esporóforos de otros órdenes pueden carecer de capilicio, por lo que su delimitación resulta compleja. Los esporóforos pueden variar de etaloides y de gran tamaño (en especies como *Lycogala epidendrum* y *Reticularia lycoperdon* alcanzan varios centímetros de diámetro) a esporocápicos y diminutos (en *Licea parasitica* o *L. kleistobolus* miden apenas 0,1-0,5 mm de diámetro), las formas plasmodiocápicas aparecen raramente en este orden. La falta de capilicio es común a todos, pero determinados géneros como *Lycogala* o *Reticularia* poseen pseudocapilicio, que suelen ser fragmentos del peridio o materiales residuales, mientras que en el género *Alwisia* o *Listerella*, se ha reconocido un capilicio verdadero. Las esporas son de colores pálidos, oscilando entre el amarillo y el pardo claro, y su ornamentación varía desde casi lisa a parcialmente reticuladas. Se reconocen once géneros con cerca de 160 especies.

Orden Echinosteliales: Este orden comprende cinco géneros y 20 especies. En él se encuentran las especies de menor tamaño dentro de los Myxomycetes. Sus esporóforos son esporocápicos, estipitados, diminutos, de 100-400 μm de altura total, con el estípite translúcido y relleno de material granular. Poseen capilicio, pero en algunas especies es muy rudimentario o puede faltar. Generalmente poseen columela. En su mayor parte son corticícolas y pasan desapercibidos por su reducido tamaño.

Orden Trichiales: Comprende quince géneros con más de 180 especies. Se reconocen por sus esporóforos esporocápicos o plasmodiocápicos, sésiles o estipitados, amarillos, grises,

anaranjados, rojizos o parduscos. Por su peridio simple o doble. Sin columela. Siempre con capilicio filiforme, tubular o filamentoso, liso u ornamentado con verrugas, espinas, dientes, semianillos, anillos o bandas espiraladas. Las esporas tienen tonos pálidos (de amarillos a rojizos).

Orden Physarales: Es el orden más numeroso. Comprende 18 géneros y mas de 410 especies. El carácter común a todas ellas es poseer sustancias calcáreas, cristalizadas o no, en alguna de las estructuras del esporóforo. Las especies pueden ser sésiles o estipitadas, esporocárpicas o plasmodiocárpicas, con o sin columela y las esporas en masa generalmente son de color pardo a negras.

Orden Stemonitidales: Comprende 17 géneros con mas de 210 especies. Se distinguen porque sus esporocarpos son generalmente estipitados, su estípite es de color pardo oscuro a negro y su interior es fibroso o hueco. Su capilicio también es fibroso, generalmente es ramificado y anastomosado y suele presentar una forma reticular, surge de la columela o del estípite. Las esporas en masa son de color pardo a negro, pero los esporóforos nunca poseen sustancias calcáreas. El peridio suele ser evanescente, salvo en las especies del género *Lamproderma* y *Meriderma*, que es persistente e irisado.

La clasificación de los Myxomycetes, con la incorporación de técnicas moleculares y análisis filogenéticos, está sufriendo una profunda revisión, y se están estableciendo relaciones entre géneros no sospechadas con las observaciones morfológicas tradicionales. Mientras se consolidan estas nuevas relaciones, optamos por una clasificación de los Myxomycetes mas consensuada y que coincide con la empleada en la mayoría de la literatura disponible sobre estos organismos.

Clasificación de la clase Myxomycetes

Subclase	Orden	Familia	Géneros
Ceratiomyxomycetidae: con desarrollo exógeno de las esporas	Ceratiomyxales	Ceratiomyxaceae	<i>Ceratiomyxa</i>
Myxogastromycetidae: con desarrollo endógeno de las esporas. Desarrollo de los esporóforos de tipo subhipotálico	Cribriales: Sin capilicio, rara vez rudimentario. Con o sin pseudocapilicio	Cribriaceae: Sin capilicio. Sin pseudocapilicio. Esporocarpos estipitados. Peridio persistente en forma de red. Con gránulos cálcicos esféricos	<i>Cribraria, Lindbladia</i>
		Dictydiaethaliaceae: sin capilicio. Con pseudocapilicio filiforme. Peridio con placas polidébricas	<i>Dictydiaethalium</i>
		Liceaceae: sin capilicio o con capilicio macizo, moniliforme. Sin pseudocapilicio. Esporóforos < 1mm	<i>Licea, Listerella</i>
		Reticulariaceae: Sin capilicio. Con pseudocapilicio tubular o en forma de placas perforadas o deshilachadas. Esporóforos etaloideos o subetaloides, de 2-100 mm de extensión.	<i>Alwisia, Lycogala, Reticularia, Siphoptychium, Thecotubifera, Tubifera</i>

Echinosteliales: Con capilicio liso. Con columela. Esporocarpos estipitados, menores de 400 μm

Trichiales: Con capilicio ornamentado. Sin columela. Esporocarpos mayores de 500 μm

Physarales: Esporas pardo oscuro o negras en masa. Con depósitos calcáreos granulares o cristalinos en alguna de sus estructuras. Estípites, cuando aparece, relleno de depósitos calcáreos o material granular de deshecho

Clastodermataceae: Esporas pardas. Peridio que persiste en placas adheridas a los extremos del capilicio

Echinosteliaceae: Esporas gris o amarillo pálido. Peridio fugaz.

Dianemataceae: Capilicio filiforme, macizo

Arcyriaceae: Capilicio tubular, ornamentado con verrugas, espinas, dientes, crestas, semianillos, anillos o retículos

Trichiaceae: Capilicio tubular, ornamentado con bandas espiraladas, elateriforme

Didymiaceae: Capilicio no calcáreo

Barbeyella, Clastoderma

Echinostelium, Echinosteliopsis, Semimorula

Calomyxa, Dianema

Arcyodes, Arcyria, Arcyriatella, Cornuvia, Minakatella, Perichaena

Calonema, Hemitrichia, Metatrichia, Oligonema, Prototrichia, Trichia, Trichioides

Diachea, Diderma, Didymium, Lepidoderma, Mucilago, Physarina, Trabrooksia

Stemonitomycetidae: con desarrollo endógeno de las esporas. Desarrollo de los esporóforos de tipo epihipotático

Stemonitales: Esporas pardo oscuro o negras en masa. Sin depósitos calcáreos en alguna de sus estructuras. Estípites relleno de fibras o hueco

Stemonitidaceae

Elaeomyxaceae: Esporóforos con cera o aceite, sin depósitos calcáreos

Physaraceae: capilicio calcáreo

Elaeomyxa

Badhamia, Badhamiopsis, Craterium, Erionema, Fuligo, Kelleromyxa, Leocarpus, Physarella, Physarum, Protophysarum, Willkommia

Amaurochaete, Brefeldia, Colalria, Colloderma, Comatricha, Diacheopsis, Enerthenema, Lamproderma, Macbrideola, Meriderma, Paradiachea, Paradiacheopsis, Stemonaria, Stemonitis, Stemonitopsis, Symphytocarpus

Clave de géneros de la clase Myxomycetes

El número entre parentésis () que aparece tras los órdenes y familias indica el punto de la clave donde se trata.

1. Esporas lisas, hialinas, desarrolladas externamente y de modo individual en el extremo apical de diminutos estípites filiformes. Sin peridio orden Ceratiomyxales (**Ceratiomyxa**)
- 1'. Esporas ornamentadas, rara vez lisas, coloreadas, desarrolladas en masas en el interior de esporotecas. Con peridio persistente, parcialmente fugaz o evanescente **2**

2. Esporas amarillas, oliváceas, anaranjadas, rojizas, pardas amarillentas o grisáceas en masa **3**
- 2'. Esporas negras, pardas o violáceas en masa (a veces con tonos pardos rojizos en alguna especie de *Comatricha*, *Stemonitis*, *Symphytocarpus*) **5**

3. Con capilicio (puede faltar en alguna especie de *Echinostelium*). Sin pseudocapilicio **4**
- 3'. Sin capilicio, rara vez rudimentario. Con o sin pseudocapilicio orden Cribrariales (**7**)

4. Esporóforos con estípite y columela. Peridio evanescente, a veces queda un resto en forma de diminuto collar alrededor del estípite. Esporóforos estipitados, de hasta 400 µm de altura total (a veces de mayor tamaño y sin columela en *Clastoderma*). Con o sin capilicio orden Echinosteliales (**17**)
- 4'. Esporóforos con o sin estípite, sin columela. Peridio persistente, al menos en la base de la esporoteca. Esporóforos estipitados o sésiles, mayores de 500 µm de altura total. Con capilicio generalmente ornamentado con verugas, espinas, dientes, semianillos, anillos o espirales orden Trichiales (**21**)

5. Sin capilicio o muy rudimentario (con capilicio filamentosos y moniliforme en *Listerella*, con capilicio rígido y tubular en *Atwisia*)orden Cribrariales (**7**)
- 5'. Con capilicio bien desarrollado **6**

6. Con depósitos calcáreos, granulares o cristalinos, en alguna de las estructuras del esporóforo (no visibles en *Protophysarum* y *Kelleromyxa*) o con gómulas de aceite o cera. Estípite, cuando aparece, relleno de depósitos calcáreos, material granular de deshecho o inclusiones cerasas u oleosas ... orden Physarales (**35**)

- 6'. Sin depósitos calcáreos en los esporóforos. Estípites, cuando aparece, relleno de fibras o hueco
 orden Stemonitidales (familia Stemonitidaceae) **(54)**
7. Sin capilicio, rara vez con un capilicio rígido y tubular, con o sin pseudocapilicio **8**
- 7'. Con capilicio bien desarrollado, filamentosos, macizo, moniliforme. Esporóforos esporocárpicos, diminutos, de 0,15-0,3 mm de diámetro, pardo negruzcos. Esporas negruzcas en masa
 familia Listerellaceae (**Listerella**)
8. El peridio persiste como una red preformada (sin red o escasamente desarrollada en *Lindbladia*, con gránulos cálcicos esféricos de 0,5-4 μm de diámetro. Sin capilicio ni pseudocapilicio familia Cribrariaceae **(9)**
- 8'. El peridio no persiste como una red, sin gránulos cálcicos esféricos. Con o sin pseudocapilicio (con capilicio rígido y tubular en *Alwisia*) **10**
9. Esporocarpos agregados, en forma de pseudetalios, generalmente sésiles. Hipotalo común, extenso y esponjoso. Sin red peridial o muy poco desarrollada **Lindbladia**
- 9'. Esporocarpos agrupados o dispersos, estipitados. Hipotalo poco patente. Con red peridial bien desarrollada **Cribraria**
10. Sin pseudocapilicio. Esporóforos diminutos (por lo general menores de 1 mm de diámetro y frecuentemente entre 0,1-0,5 mm, ocasionalmente menores), esporocárpicos, sésiles o estipitados, a veces plasmodiocárpicos familia Liceaceae (**Licea**)
- 10'. Con pseudocapilicio (puede faltar en alguna especie de *Tubifera* y en *Reticularia liceoides*) o con capilicio rudimentario, rígido y tubular. Esporóforos de grandes dimensiones, generalmente de 2-100 mm de extensión, en forma de etalios o de esporocarpos unidos en un pseudetalio, en ocasiones solo unidos por los estípites (ver *Alwisia*), plasmodiocárpicos en *Reticularia liceoides* **11**
11. Peridio en forma de placas poliédricas de cuyos bordes pende el pseudocapilicio filiforme. Esporas birrefringentes con luz polarizada familia Dictydiaethaliaceae (**Dictydiaethalium**)
- 11'. Peridio sin placas poliédricas. Pseudocapilicio en forma de placas perforadas o deshilachadas o tubular. Con capilicio rígido y tubular en *Alwisia*. Esporas no birrefringentes con luz polarizada
 familia Tubiferaceae **(12)**
12. Esporóforos etaloides (plasmodiocárpicos en *Reticularia liceoides*). Etalios subglobosos, cónicos o pulviniformes **13**

- 12'.Esporóforos esporocápicos, generalmente concrecentes y en forma de pseudotalio **14**
13. Pseudocapilicio formado por túbulos ramificados e incoloros. Etalios subglobosos, cónicos o pulviniformes **Lycogala**
- 13'.Pseudocapilicio formado por membranas perforadas o deshilachadas, a veces todo él filiforme. Etalios pulviniformes **Reticularia**
14. Peridio membranoso, uniforme. Esporas en masa pardas **15**
- 14'.Peridio con dos partes nitidamente delimitadas, la parte superior firme y oscura, y la lateral delgada y brillante. Esporas en masa ocreas, grises o de color arcilla **16**
15. Esporóforos unidos por los estípites. Con capilicio **Alwisia**
- 15'.Esporóforos unidos por las esporotecas, sésiles o sobre una base común. Con o sin pseudocapilicio **Tubifera**
16. Peridio grueso, en forma de cortex, formado por la fusión de los ápices de las esporotecas. Al romper un pseudoetalio se destruyen las esporotecas. Esporas reticuladas, con 2–5 mallas a lo largo del diámetro de la espora **Thecotubifera**
- 16'. Peridio delgado, sin formar un cortex, formado por los ápices individuales de las esporotecas. Al romper un pseudoetalio permanecen las esporotecas individuales. Esporas reticuladas, con 7–9 a lo largo del diámetro de la espora **Siphoptychium**
17. Esporas hialinas, grises o amarillo pálido **18**
- 17'.Esporas pardas **20**
18. Esporocarpos sésiles **Semimorula**
- 18'.Esporocarpos estipitados **19**
19. Sin columela. Sin capilicio. De 1-8 esporas por esporocarpo **Echinosteliopsis**
- 19'.Con columela, ocasionalmente sin ella. Sin capilicio pero en alguna especie aparece un capilicio hialino. Con mas de 20 esporas por esporocarpo **Echinostelium**
20. Peridio parcialmente evanescente, persisten pequeños fragmentos unidos a los extremos del capilicio **Clastoderma**
- 20'.Peridio persistente, queda unido a la base de la esporoteca en forma de cálculo **Barbeyella**
21. Capilicio filiforme, macizo (si moniliformes y con esporas pardo negruzco en masa ver familia Listerellaceae del orden Liceales)

- familia Dianemataceae (23)
- 21'.Capilicio tubular, hueco 22
22. Túbulos del capilicio con verrugas, espinas, dientes, crestas, semianillos, anillos o retículos en su relieve, rara vez casi lisos, con bandas espiraladas irregulares o con los elementos ornamentales dispuestos de modo helicoid familia Arcyriaceae (24)
- 22'.Túbulos del capilicio con bandas espiraladas bien definidas en su relieve (con bandas muy vagas, túbulos casi lisos y con verrugas o anillos en *Oligonema*. Con anillos o retículos intercalares en *Calonema*), a menudo elateriformes familia Trichiaceae (29)
23. Hilos del capilicio flexuosos (si túbulos huecos ver *Minakatella*), con escasas uniones al peridio **Calomyxa**
- 23'.Hilos del capilicio casi rectos, a veces retorcidos en espiral, con muchas uniones al peridio **Dianema**
24. Esporóforos etaloideos o pseudetaloides. Esporas en agregados 25
- 24'.Esporóforos esporocárpicos y/o plasmodiocárpicos. Esporas libres 26
25. Etalios estipitados, péndulos. Peridio parcialmente fugaz, permanece en la base en forma de cálculo. Capilicio en forma de red, con numerosos extremos engrosados **Arcyriatella**
- 25'.Etalios o pseudetalios sésiles, no péndulos. Peridio persistente. Capilicio flexuoso, con escasos extremos engrosados **Minakatella**
26. Túbulos del capilicio generalmente cortos, de contorno irregular, simples o con escasas ramificaciones, rara vez reticular. Peridio generalmente doble **Perichaena**
- 26'.Túbulos del capilicio largos, flexuosos, de contorno regular, ramificados y anastomosados, forman una densa red o madeja. Peridio simple 27
27. Peridio parcialmente fugaz, permanece en la base en forma de cálculo. Capilicio muy elástico **Arcyria**
- 27'.Peridio persistente, pero nunca en forma de cálculo. Capilicio no elástico 28
28. Túbulos del capilicio con engrosamientos anulares muy bien definidos. Esporas reticuladas **Cornuvia**
- 28'.Túbulos del capilicio sin engrosamientos anulares, relieve con espinas, verrugas o a veces retículos. Esporas verrugosas **Arcyodes**

29. Túbulos del capilicio con bandas espiraladas tenues, fragmentadas, a menudo con verrugas, anillos o retículos intercalados, a veces casi lisos **30**
- 29'. Túbulos del capilicio con 2-6 bandas espiraladas bien definidas, no fragmentadas **31**
30. Túbulos del capilicio simples o poco ramificados, no enmarañados, a veces lisos o con verrugas o anillos entre las espirales **Olignonema**
- 30'. Túbulos del capilicio muy ramificados, anastomosados, enmarañados, con anillos irregulares o un retículo entre las espirales **Calonema**
31. Extremos del capilicio penicilados (con forma de pincel) **Prototrichia**
- 31'. Extremos del capilicio no penicilados **32**
32. Peridio coriáceo o cartilaginoso, grueso. Esporas y capilicio con tonos anaranjados o pardo rojizos en masa **Metatrichia**
- 32'. Peridio membranáceo, delgado, a veces engrosado y doble. Esporas y capilicio con tonos amarillentos en masa (pardos en *Trichioides*) **33**
33. Esporas lisas, pardas en masa **Trichioides**
- 33'. Esporas ornamentadas, amarillentas en masa **34**
34. Túbulos del capilicio muy ramificados, forman una red intrincada, con pocos extremos libres **Hemitrichia**
- 34'. Túbulos del capilicio simples o muy poco ramificados, libres, elateriformes, con muchos extremos libres **Trichia**
35. Esporóforos con cera o aceite, sin depósitos calcáreos en sus estructuras familia Elaeomyxaceae (**Elaeomyxa**)
- 35'. Esporóforos sin cera o aceite, con depósitos calcáreos en alguna de sus estructuras **36**
36. Capilicio calcáreo familia Physaraceae (**37**)
- 36'. Capilicio no calcáreo, rara vez con cristales cálcicos agregados
..... familia Didymiaceae (**48**)
37. Esporotecas menores de 250 µm de diámetro. Depósitos calcáreos no visibles. **38**
- 37'. Esporotecas mayores de 300 µm de diámetro. Depósitos calcáreos patentes **39**

38. Esporocarpos estipitados. Esporoteca globosa. Peridio simple, irisado (recuerda a una *Lamproderma*). Esporas de 11-12 μm de diámetro, tenuemente verrugosas. Corticícola ***Protophysarum***
- 38'. Esporocarpos sésiles. Esporoteca fusiforme. Peridio doble, no irisado (recuerda a una *Licea*). Esporas de 13-17 μm de diámetro, espinosas en 2/3 de su superficie, lisas en el resto. Coprófila ***Kelleromyxa***
39. Esporóforos etaloideos ***Fuligo***
- 39'. Esporóforos esporocárpicos o plasmodiocárpicos **40**
40. Esporóforos plasmodiocárpicos **41**
- 40'. Esporóforos esporocárpicos **43**
41. Plasmodiocarpos divididos interiormente en cámaras por placas verticales calcáreas ***Willkommangea***
- 41'. Plasmodiocarpos no divididos interiormente en cámaras por placas verticales calcáreas **42**
42. Plasmodiocarpos anastomosados, forman una red tridimensional colgante ***Erionema***
- 42'. Plasmodiocarpos simples o ramificados, si anastomosados forman una red simple no colgante ***Physarum***
43. Capilicio doble, con una porción calcárea que se entrelaza o se une a una red de filamentos hialinos en su mayor parte no calcáreas **44**
- 43'. Capilicio homogéneo, con un único sistema de túbulos calcáreos o de nódulos calcáreos con hilos de interconexión no calcáreos .. **45**
44. Peridio liso, brillante, triple, la capa externa cartilaginosa, gruesa, la capa media calcárea y la interna membranácea. Capilicio formado por una red calcárea unida e intercalada con una red de túbulos aplanados no calcáreos ***Leocarpus***
- 44'. Peridio rugoso, mate, simple, membranácea, con depósitos calcáreos. Capilicio formado por gruesas columnas calcáreas que surgen del interior del peridio y una fina red de filamentos hialinos con escasos nódulos calcáreos ***Physarella***
45. Esporóforos esporocárpicos ciatiformes, rara vez subglobosos. Peridio con dehiscencia opercular o más o menos circuncisa, persiste en la parte inferior de la esporoteca en forma de copa profunda ***Craterium***
- 45'. Esporóforos esporocárpicos o plasmodiocarpos, no ciatiformes. Peridio con dehiscencia irregular, fisural o areolada, persiste en la parte inferior de la esporoteca en forma de copa irregular poco profundo **46**

46. Capilicio en forma de red, con túbulos no calcificados uniendo nódulos calcáreos **Physarum**
- 46'. Capilicio en forma de red o columnar, enteramente calcificado, de diámetro casi uniforme, a veces con algunos túbulos cortos no calcificados **47**
47. Túbulos del capilicio en forma de red tridimensional **Badhamia**
- 47'. Túbulos del capilicio columnares **Badhamiopsis**
48. Peridio no calcificado, irisado **Diachea**
[este género posee estípite y columela enteramente calcificados, si falta el carbonato ver *Leptoderma* y otros géneros del orden Stemonitales]
- 48'. Peridio calcificado **49**
49. Carbonato peridial en forma de gránulos amorfos o redondeados ..
..... **50**
- 48'. Carbonato peridial en forma de cristales estrellados o polihédricos
..... **51**
50. Peridio con numerosas protuberancias cilindriformes calcáreas
..... **Physarina**
- 50'. Peridio sin protuberancias cilindriformes calcáreas, a menudo la cal queda embebida en una capa coriácea **Diderma**
51. Esporóforos etaloideos **Mucilago**
- 51'. Esporóforos esporocárpicos o plasmodiocárpicos **52**
52. Capilicio constituido por invaginaciones membranáceas que penden de la parte superior del peridio, atenuándose hacia la base de la esporoteca en forma de tubo simple o bifurcado **Trabrooksia**
- 52'. Capilicio enteramente filiforme, ramificado y/o anatosomado, a veces reticular **53**
53. Cristales del peridio unidos en forma de escamas ... **Lepidoderma**
- 53'. Cristales del peridio dispersos o densamente agregados en una costra como la cáscara de un huevo **Didymium**
54. Esporóforos etaloideos o pseudetaloides **55**
- 54'. Esporóforos esporocárpicos y/o plasmodiocárpicos **57**
55. Etalios con vesículas tabicadas unidas al capilicio **Brefeldia**
- 55'. Etalios o pseudetalios sin vesículas tabicadas unidas al capilicio **56**

56. Etalio con peridio común y evanescente. Capilicio en forma de red con expansiones membranáceas o pseudocapilicio arborescente con ramas deshilachadas **Amaurochaete**
- 56'. Pseudotalio con peridio individual y parcialmente evanescente. Capilicio reticulado, con fragmentos del peridio en sus extremos **Symphytocarpus**
57. Esporocarpos sésiles o plasmodiocarpos. Sin columela **58**
- 57'. Esporocarpos estipitados, rara vez sésiles. Con columela **60**
58. Esporocarpos con una capa gelatinosa cuando están húmedos **Colloderma**
- 58'. Esporocarpos o plasmodiocarpos sin capa gelatinosa **59**
59. Peridio membranáceo en el ápice, engrosado y con depósitos granulares hacia la base. Generalmente con cristales cálcicos en forma de escamas en la parte inferior del hipotalo (comparar con formas descalcificadas de *Diderma*, *Didymium* o *Lepidoderma*) **Leptoderma**
- 59'. Peridio enteramente membranáceo, hialino, irisado. Sin cristales calcáreos **Diacheopsis**
60. Esporóforos sésiles o subsésiles. Peridio persistente (ver también *Lamproderma*) **Paradiachea**
- 60'. Esporóforos estipitados, si subsésiles el peridio es parcial o totalmente evanescente **61**
61. Columela ensanchada en el ápice, en forma de cúpula y de la que cuelga el capilicio **Enerthenema**
- 61'. Columela atenuada hacia el ápice o de diámetro uniforme, el capilicio surge a lo largo de la columela o irradia de su ápice, pero no cuelga **62**
62. Base del estípote hueca, translúcida, amarillenta en la base **Macbrideola**
- 62'. Base del estípote maciza o fibrosa, opaca, negruzca o parda rojiza en la base **63**
63. Base del estípote maciza, totalmente opaca. Esporotecas cilíndricas **64**
- 63'. Base del estípote fibrosa, parcialmente opaca. Esporotecas globosas o subcilíndricas **65**
64. Hilos periféricos del capilicio unidos en forma de red superficial casi completa, sostenida por una red tridimensional interna **Stemonitis**

- 64'. Hilos periféricos del capilicio con numerosos extremos libres, sin formar una red superficial **Stemonaria**
65. Peridio persistente, irisado, o parcialmente evanescente, en este caso persiste como un collar basal, como una copa o en forma de placas unidas a las puntas del capilicio (ver también *Comatricha* y *Stemonitopsis*) **66**
- 65'. Peridio evanescente **68**
66. Columela dividida en el ápice en varias ramas que se adelgazan progresivamente y de las que surge el capilicio (ver también *Comatricha* y *Stemonitopsis*) **Collaria**
- 66'. Columela no dividida, el capilicio generalmente irradia del ápice o a lo largo de la columela **67**
67. Peridio permanece en forma de cálculo basal **Lamproderma**
- 67'. Peridio permanece en pequeñas placas, con forma de embudo, unidas a las puntas del capilicio **Meriderma**
68. Hilos del capilicio en forma de red periférica incompleta, sostenida por una red tridimensional interna **Stemonitopsis**
- 68'. Hilos del capilicio sin formar una red periférica, a veces los hilos periféricos se anastomosan pero no forman una red **69**
69. Capilicio profusamente ramificado y anastomosado **Comatricha**
- 69'. Capilicio poco ramificado y no o raramente anastomosado
..... **Paradiacheopsis**

Descripción e ilustración de especies

Una labor casi diaria del taxónomo es la descripción de los elementos biológicos con los que trabaja, en nuestro caso las especies de Myxomycetes. Se pueden hacer descripciones o diagnósicos.

Las descripciones reflejan todos los caracteres morfológicos, sus atributos (medidas, colores, formas, etc.) y sus variaciones, deben ser lo más completa y representativa posible. Los diagnósicos son más reducidos y destacan solo los caracteres y atributos que distinguen la especie tratada de las próximas. La descripción ideal de una especie es aquella que refleja los datos de una población mundial, pero esto es prácticamente inabarcable, por lo que deberemos limitarnos.

El método más satisfactorio para iniciar una descripción es hacer una lista en forma de tabla con todos los caracteres y añadir los valores de cada muestra o especie analizada en columnas separadas.

Para realizar una descripción deberemos tener en cuenta los siguientes criterios:

- Cada órgano se debe ordenar y describir en una secuencia lógica, y anotando en detalle su rango de variación completo.

- De modo general podemos establecer como criterio el ir de lo macroscópico a lo microscópico, de lo general a lo particular, y de fuera a dentro.

- Conviene tratar siempre los mismos elementos para que las descripciones sean comparables, y seguir el mismo orden descriptivo.

- Si un carácter no aparece en algunas especies pero sí en otras del mismo género no se debe omitir, sino advertir su falta.

- Se recomienda utilizar siempre los mismos adjetivos.

- Los distintos elementos descriptivos se suelen separar por punto y seguido (.) o punto y coma (;), mientras que los distintos atributos de un carácter se suelen separar por comas (,). Si se toman datos de otros autores ha de advertirse y poner estos datos entre parentesis.

- Las medidas han de especificarse siempre y se ha de emplear el sistema métrico decimal (m, cm, mm, μ m). Se deben dar los valores máximo y mínimo separados por un guión, ej.- 12-16 mm. Si existen valores extremos se añaden entre parentesis, ej.- (10-)12-16(-17) mm. En la expresión 10-12 x 4-6, la primera serie de números se refiere al mayor, y el segundo al menor de los ejes de la estructura, si puede dar lugar a dudas de interpretación conviene especificar "alto x ancho". Para estructuras globosas solo se necesita una serie de números y debemos añadir "diámetro", por ejemplo, al referirnos a las medidas de una espóra debemos expresarlo del siguiente modo "12-16 μ m de diámetro"

- Especial cuidado ha de ponerse a la terminología, pues debe de ser lo más precisa posible. Para ello es muy importante consultar los diccionarios de términos botánicos o de hongos, o los estudios monográficos previos. Antes de su uso es necesario cerciorarse de la correcta aplicación del término.

- Cuando varios terminos alternativos se pueden emplear en una descripción se debe escoger aquel de uso más corriente.

- La determinación de los colores es una de las cuestiones más complejas pues intervienen factores fisiológicos, físicos, químicos y culturales. Por tal motivo y para evitar problemas de interpretación conviene referir cada color o tono del mismo a una tabla de colores estandar, procurando dar el nombre de la tabla y el código que cada color o tono tiene en dicha tabla.

Ejemplo de una descripción propuesta para la especie *Cribraria violacea* Rex:

Esporóforos esporocárpicos. Esporocarpos agrupados o dispersos, estipitados, erectos, de 0,5-1,5 mm de altura total. Esporoteca de subglobosa a subcilíndrica, de (0,08-)0,1-0,3 mm de diámetro, púrpura rojizo (ISCC-NBS: 240. l. r P-242. d. r P) o violáceo, irisado. Hipotalo discoidal, membranáceo. Estípite cilindriforme, erecto, de 0,3-1,3 mm de altura, estriado longitudinalmente, negruzco, de rojo oscuro (17. v. d. R) a pardo amarillento (75. deep y Br) o rosa purpúreo (251. d. p Pk) al microscopio. Peridio simple, de violeta oscuro (212. d. V) a negruzco al microscopio, parcialmente fugaz, permanece en los 1/2-2/3 basales en forma de cálculo, en forma de red en el resto; cálculo membranáceo, con tenue estrias radiales, con borde superior no perforado; red laxa, con escasos nódulos planos, anchos e irregulares, sin extremos filiformes libres; dehiscencia apical por desintegración del peridio entre la red peridial. Sin capilicio. Esporas libres, rojo púrpura (262. gy. p R-259. d. p R-241. m. r P) en masa, de violeta pálido (214. p. V) a púrpura pálido (227. p. P) al microscopio, subglobosas, de 6-8 µm de diámetro, densa y tenuemente verrugosas. Gránulos cálcicos muy concentrados en el borde superior del cálculo y en los nódulos de la red peridial, dispersos o dispuestos en tenues líneas radiales en el resto del cálculo, de 1-2 µm de diámetro, de púrpura intenso (219. deep P) a violeta oscuro (212. d. V).

A menudo, es conveniente describir elementos estructurales que se observan con el microscopio electrónico de barrido (MEB) y que pasan desapercibidos al microscopio óptico. En este caso, conviene definir los nuevos relieves y ornamentaciones con una terminología propia, más precisa. Algunos de estos términos también se emplean en Palinología. Los elementos estructurales más corrientes son:

Báculo (baculum, rod): cuerpo cilíndrico. La base, a veces, puede estar ligeramente ensanchada.

Verruga (verruca, wart): elemento estructural romo y con la base no constreñida, nunca más alto que ancho.

Espina (spina, spine): elemento estructural puntiagudo.

Pilo (pilum, club): elemento estructural constituido por una cabeza más o menos gruesa y un cuello que la sostiene.

Retículo (reticulum, net): elemento estructural en forma de red, consta de líneas lisas, bandas o muros que delimitan los lúmenes o huecos.

Muro (murus, wall): cuando el retículo consta solo de bandas lisas y anchas que separan los lúmenes del retículo.

Muro perforado (murus perforatus): cuando los muros o bandas están perforados en sus bases.

Retículo simple (reticulum simplex. Simplex net): una red de un solo tipo, constituido por líneas, bandas o muros lisos.

Retículo crestado (reticulum crestatum, crest): líneas, bandas o muros conectados lateralmente en una red secundaria.

Rejilla suspendida (regillum suspensum): cuando una capa lisa se suspende entre dos o más báculos o pilos. La cabeza del pilo, o el ápice del báculo no están incluidos en esta capa, la cual deja a esta estructura aparte del tectum.

Tectum (tectum): Techo, capa que se puede formar en el ápice de un pilo, que coalesce con la envuelta de la cabeza y deja el báculo libre.

Tégilum (tegillum): ver tectum.

Los tipos de ornamentación más frecuentes, que podemos ver cuando se analizan las estructuras con el MEB son:

Verrucoso: provisto de verrugas.

Baculado: provisto de báculos

Pilado: provisto de pilos.

Espinoso o equinado: provisto de espinas.

Retikulado simple: provisto solo de líneas, bandas o muros simples y lúmenes

Retikulado simple con muros perforados: cuando los muros del retículo están perforados en su base.

Retikulado con muros perforados y no perforados: cuando se combinan ambos tipos de muros.

Retikulado simple con báculos: cuando aparecen unos pocos parches de retículo simple o crestado y báculos en el resto.

Retikulado crestado: los lomos o crestas de la superficie de la espora están formados por báculos fusionados.

Tectum o tégilum suspendido: capa suspendida que deja el báculo libre.

Si hay duda en la aplicación de un término conviene consultar una obra especializada o un diccionario terminológico.

Ilustraciones

La ilustración junto con la descripción, es otra de las tareas más útiles de un trabajo taxonómico. Una buena ilustración puede ser muy informativa y su misión es ayudar a interpretar la descripción detallada de una especie.

Se deben ilustrar tanto los elementos macro como microscópicos, poniendo especial cuidado en los caracteres diagnósticos (Figs. 11 y 12). Como son caras de reproducir, conviene reducirlas a las estrictamente necesarias.

Las ilustraciones pueden ser: dibujos, gráficos, esquemas, mapas o fotografías, y se suelen agrupar en planchas o tablas, pero los dos tipos más extendidos son dibujos y fotografías.

El dibujo generalmente proporciona más información, ya que puede representar y sintetizar todos los caracteres de una determinada especie, aunque alguno no esté presente en un determinado individuo (Fig. 11), pero es menos realista y conviene dominar las técnicas de dibujo. La fotografía es más real pero más compleja ya que puede presentar problemas de enfoque, de iluminación, mezcla de planos, etc., y es más cara de reproducir (Fig. 12). Actualmente, casi toda la fotografía es digital y se recomienda su uso, ya que hay programas que permiten ajustar o corregir los problemas antes señalados como la intensidad y niveles de saturación del color, las sombras, el enfoque, etc., con lo que se obtienen excelentes resultados, pero nunca se deben modificar o retocar las estructuras ilustradas, ni cambiar sus colores originales.

A la hora de preparar una ilustración hay que tener en cuenta una serie de requisitos:

- Hay que procurar conocer la "caja" de la publicación o tamaño de la página, para calcular las dimensiones que tenemos que darle al lienzo y ajustar las imágenes a él. Si se hace mucho más grande habrá que reducirla y en este proceso se pueden perder detalles.

- Las letras o números que identifican cada imagen deben ir en caracteres tipográficos y deben coincidir con las letras o números mencionados en el texto.

- Siempre, tanto en dibujos como en fotografías, hay que añadir una escala, esta ha de ser una línea fina, debe estar incluida en la plancha, debe reflejar valores enteros no decimales, y su medida debe ser exacta.

- Hay que comprobar que lo ilustrado se ajusta a lo descrito en el texto.

- Se debe añadir una leyenda bajo la figura, que incluirá el nombre de la especie que se ilustra, los detalles morfológicos representados, el herbario y número de muestra que se está ilustrando y el valor de la escala de los elementos ilustrados.

- Esencial en toda ilustración es la exactitud. Como la finalidad de la ilustración es ayudar a la interpretación de una especie, las ilustraciones deben reflejar los caracteres distintivos de dicha especie o que la caracterizan. Debe ser lo mas realista posible y ser fiel a lo que se ve, no se deben mezclar o superponer imágenes. Deben estar limitadas a las mínimas imprescindibles para mostrar la variabilidad de la especie, y recordar que un exceso de imágenes puede ser contraproducente.

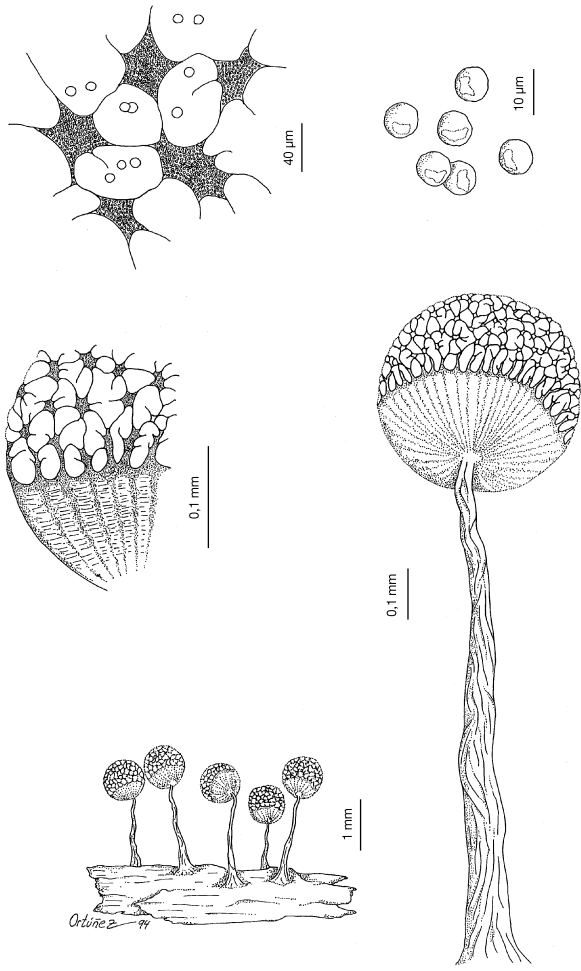


Figura 11.- Dibujo que ilustra una especie del género *Cribraria*.

Si se realizan dibujos de caracteres macroscópicos, se debe poner especial cuidado a las escalas. Si se trata de caracteres microscópicos se haran con cámara clara o tubo de dibujo aplicado al microscopio. En ambos casos se haran a lápiz y sobre papel de dibujo. Posteriormente se pasaran a tinta china indeleble, para ello son especialmente útiles los rotuladores (tipo Rötring) de diferentes grosores.

Si se quiere dar volumen se debe poner mucho cuidado a los sombreados.

Las acuarelas dan un gran resultado plástico pero son muy difíciles de hacer y muy costosas.

Las fotografías pueden ser en blanco y negro o en color, estas últimas son mas caras de reproducir. Se suelen componer en planchas para reflejar el conjunto de caracteres identificativos de las especies. La fotografía macroscópica se hace con cámaras tipo reflex de 35 mm analógicas o, mas comúnmente, digitales, con objetivos intercambiables o con amplio rango de zoom. El equipo básico consiste en: cuerpo de cámara, objetivo macro, anillos de aproximación, fuente, iluminador (flash, luz fría), filtros, disparador remoto y trípode. Para fotografías de caracteres microscópicos de debe emplear un sistema fotográfico (cámara digital) aplicado a un microscopio. Estos sistemas están muy perfeccionados y suelen llevar acoplados sistemas que controlan la luz, el tiempo de exposición y otros parámetros como niveles de saturación del color o enfoque. Hoy en día, la fotografía digital ha sustituido a los equipos analógicos ya que ha simplificado el proceso y ha aumentado la calidad de la imagen al eliminar el procesado químico de la película. Además, el resultado se ve inmediatamente, y se pueden hacer ajustes de luz, enfoque, etc., para mejorar el resultado. Otra ventaja de la fotografía digital es que se puede post-procesar la imagen en la computadora, ya que existen programas profesionales, de manejo relativamente sencillo, que permiten introducir correcciones y retoques en la imagen original. Dichos retoques no se deben aplicar nunca a las estructuras ni modificar su contorno. La imagen debe ser fiel a la realidad. Tampoco es recomendable hacer fotomontajes de distintas estructuras.

En el caso de fotografías realizadas con microscopio electrónico, los propios microscopios poseen un sistema muy sofisticado de captura de imagen digital que permite, además, sobreimpresionar la escala, el número de herbario, resaltar detalles, etc. Esas imágenes, al ser de formato digital, permiten aplicar los programas profesionales de post-producción antes mencionados.

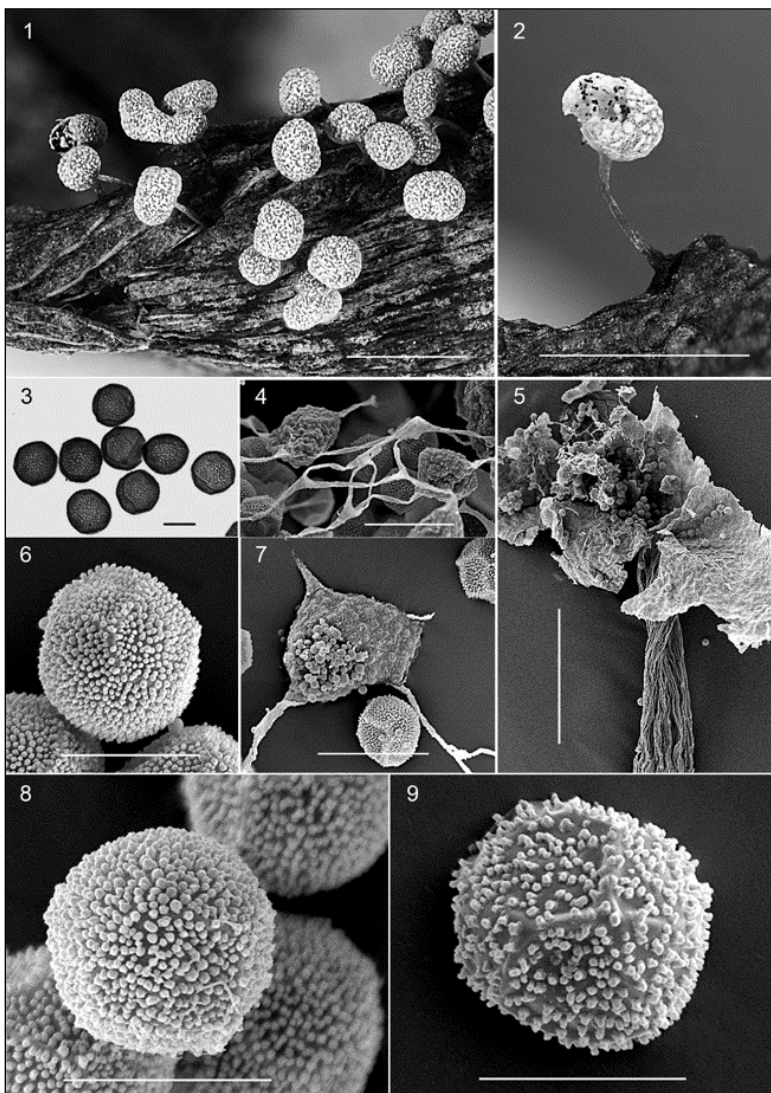


Figura 12.- Plancha compuesta por fotografías macroscópicas, microscópicas y realizadas con MEB, que ilustran los caracteres taxonómicos distintivos de la especie *Physarum atacamense*, (Tomado de Wrigley de Basanta et al. (2012), Mycologia 104: 1208).

5. Ecología de Myxomycetes

La ecología de los Myxomycetes es uno de los aspectos menos desarrollados por los myxomycetólogos. Los conocimientos sobre los requerimientos nutritivos de las especies son muy limitados y poco se sabe sobre como influyen los distintos factores abióticos o bióticos en su modo de vida. El que vivan como seres microscópicos difíciles de detectar, la dificultad de monitorizar los microhábitats a los que se vinculan, o la formación multidisciplinar que se requiere para abordar sus complejas y enigmáticas interrelaciones microbiológicas, son algunos de los problemas técnicos y metodológicos con los que se encuentran los ecólogos y que justifican el por que se ha prestado poca atención a estos organismos.

Los Myxomycetes parecen oportunistas en su aparición y colonizan fácilmente nuevos territorios (se encontraron fructificaciones a los pocos años de la erupción del volcán Krakatoa, producida en 1883). Se les ha considerado más limpiadores que descomponedores y se sabe que en su dieta entran las bacterias, y esporas de hongos y levaduras. También se sabe que ellos sirven de alimento a otros hongos y a algunos animales como escarabajos, hormigas, ácaros, colémbolos o nematodos. Pero su papel concreto en las cadenas tróficas todavía se desconoce.

Los estudios sobre ecología experimental, tanto en ambientes naturales como controlados, son escasos. Buena parte se han centrado en el estudio del comportamiento de los plasmodios, en la capacidad de adaptación de algunas especies para explotar determinados microhábitats, y sobre todo en valorar como influyen determinados agentes físicos o ambientales en su desarrollo.

Los factores abióticos o ambientales que influyen en los Myxomycetes son la composición y estructura vegetal del entorno, el régimen climático y la disponibilidad de substratos. Otros factores como el pH, la humedad, la temperatura, la luz y la composición química del suelo también son importantes.

El tipo de bosque y la complejidad de la vegetación son importantes para determinar su propensión a fructificar. De igual forma, la disponibilidad de substratos es importante. Se ha observado que la presencia de esporóforos en condiciones naturales es agregada y normalmente asociada con la presencia de ciertos elementos vegetales. Así, por ejemplo, en un desierto, no es tan importante que no haya tantas plantas, sino que existan suficientes substratos potenciales para que se desarrolle el ciclo de vida de los Myxomycetes.

Por lo general, la temperatura óptima de desarrollo de un mixomicete se sitúa entre los 15-20^o C; no obstante, especies adaptadas a determinados ambientes, como las especies quionófilas o nivícolas, que viven donde se funde la nieve, o las especies que habitan en los desiertos, pueden soportar temperaturas más extremas.

De forma similar, la humedad es un factor decisivo para el desarrollo y vida de los Myxomycetes. La tolerancia hídrica de estos organismos es grande, algunas especies son capaces de vivir sumergidas en el agua, mientras que otras soportan ambientes extremadamente áridos.

El pH del medio es un factor al que cada día se le presta más atención ya que puede explicar la variación en la composición biótica de sustratos aparentemente semejantes. Se ha hipotetizado que la importancia del pH radica en las especies de bacterias o microorganismos que pueden tolerar esas condiciones de acidez, lo cual puede determinar las especies de Myxomycetes.

En donde más se han estudiado estos factores es en especies corticícolas (especies que se desarrollan sobre cortezas de árboles vivos). Cuando se someten a cultivo cortezas de distintos árboles, procedentes de una misma localidad, se observa una variación de la myxobiota de cada una de ellas. En términos generales, las primeras especies en aparecer pertenecen al género *Echinostelium*, les siguen las de *Macbrideola*, *Paradiacheopsis*, *Licea*, *Physarum*, *Didymium* mientras que las de *Arcyria* aparecen en último lugar.

La luz también parece jugar un papel importante en el desarrollo de los Myxomycetes, no tanto en la fase de plasmodios como en el inicio de la esporulación. Varios autores han constatado el hecho de que la formación de los cuerpos fructíferos se produce preferentemente de noche o en las primeras horas de la mañana, pero los factores que lo desencadenan sigue siendo un misterio, aunque el agotamiento de los nutrientes parece ser el desencadenante.

La luz ultravioleta, en sus longitudes de onda corta, tienen un efecto letal sobre muchos organismos incluidos los Myxomycetes, pero en el caso de *Didymium nigripes* y *Physarum polycephalum* se ha demostrado que longitudes de onda entre 350-500 μm son efectivas para inducirlos a la esporulación.

Recientemente, algunos autores han llamado la atención sobre la importancia que tiene la composición química del suelo en el desarrollo y fructificación de determinados mixomicetes, así como la elevada concentración de mixomónades en las poblaciones fagotróficas del suelo. Las pruebas de que disponemos son muy escasas pero resulta sorprendente la correlación directa y positiva, que parece existir, entre la concentración de PFUs (Unidades Formadoras de plasmodios) con los niveles de magnesio, potasio y el pH ácido del suelo, y la correlación negativa con los niveles de nitrógeno amonio y fósforo.

Estudios realizados sobre la mixobiota de las cortezas de árboles vivos han puesto de manifiesto lo productivo que puede ser este sustrato, se han encontrado hasta 13 especies en 40 cm^2 de corteza, y han permitido valorar otros factores que le afectan directamente como la textura (lisa o rugosa), el contenido en agua y su capacidad de retención, la microflora bacteriana, la presencia de epífitos (líquenes, briófitos, algas) y los posibles competidores.

Árboles con cortezas rugosas albergan mayor myxobiota que los de corteza lisa. Es probable que estas cortezas atrapen más fácilmente las esporas que se encuentran en suspensión en el aire y a más número de esporas atrapadas mayor probabilidad de que alguna germine. En estudios recientes realizados en corteza de *Pinus* en diferentes partes del mundo, se observó exactamente este fenómeno.

Las cortezas rugosas y fibrosas también son capaces de absorber y retener, por tensión superficial, más cantidad de agua que las cortezas lisas. En estos casos, el agua de lluvia, que queda retenida en los intersticios y entre los pliegues o fisuras, suele ser suficiente para hacer germinar las esporas y completar el ciclo de vida de las especies corticícolas.

Las cortezas que aparecen colonizadas por líquenes, musgos o algas parecen ser más ricas. La humedad que retienen estos organismos y su aporte de nutrientes facilita el desarrollo de los mixomicetes. Pero si la concentración de estos elementos es muy grande, como ocurre en bosques tropicales o de ceja de montaña, los mixomicetes pueden ver mermadas sus capacidades, al favorecerse el asentamiento de potenciales competidores o predadores.

Relación especie-sustrato

Alguno de los aspectos más estudiados de la ecología de los Myxomycetes es la relación que guardan con determinados tipos de sustratos. La relación no es absoluta pero si se ha comprobado una tendencia. Las razones de esta especificidad no se conocen pero se puede pensar en una interacción entre factores abióticos y bióticos. Atendiendo a los sustratos o ambientes en los que fructifican, y no en los que los plasmodios se alimentan, los mixomicetes se pueden clasificar en varios grupos ecológicos:

- lignícolas
- corticícolas
- foliícolas
- herbícolas
- humícolas
- acuícolas
- fimícolas
- fungícolas
- liquenícolas
- muscícolas
- florícolas
- suculentícolas
- nivícolas

Las especies lignícolas son aquellas que fructifican sobre madera en descomposición (truncos, tocones, ramas o ramitas). Algunas se desarrollan en el interior de la madera y solo salen al exterior en el momento de la fructificación. Es el grupo más numeroso y la mayoría fructifican sobre cualquier tipo de sustrato leñoso (ej.- *Stemonitis* spp., *Lycogala* spp.), pero en algunas especies existe una marcada predilección por la madera de coníferas (ej.- *Amaurochaete atra*, *Didymium melanospermum*, *Cribraria* spp.) otras, por el contrario, prefieren la madera de angiospermas (ej.- *Badhamia populina*, *Trichia decipiens*).

Las especies corticícolas fructifican sobre la corteza de árboles vivos. Este tipo de sustrato es muy productivo, tanto en variedad de especies como en número de ejemplares. Se conocen más de 100 especies y algunos géneros como *Echinostelium*, *Macbrideola*, *Paradiacheopsis* y buena parte de las especies de *Licea*, son casi exclusivamente corticícolas.

Las especies foliícolas son las que fructifican sobre la hojarasca del suelo. Por lo general, requieren que la hojarasca permanezca acumulada en capas, que esté húmeda pero no encharcada, y relativamente protegida de los rayos solares. Como ejemplos de especies foliícolas podemos citar especies de *Diachea*, *Craterium*, y algunas de *Physarum* y *Didymium*, como *Physarum bivalve*, *Physarum cinereum*, *Didymium squamulosum*, *D. laxifilum* o *D. nigripes*. A menudo, estas especies fructifican sobre otros restos vegetales muy descompuestos que se mezclan con la hojarasca (especies humícolas como puede ser el caso de *Fuligo septica* y las especies del género *Physarina*) o sobre restos de herbáceas (especies herbícolas como es el caso de *Mucilago crustacea*, *Diachea leucopodia* y las especies del género *Craterium*).

Otro curioso grupo es el de especies fimícolas que fructifican en el estiércol de animales herbívoros. En este microhábitat tan particular se han encontrado más de 125 especies. Los sustratos más productivos parecen ser los excrementos de conejo, de rumiantes (bóvidos y équidos principalmente), de elefantes, camélidos, jirafas e incluso de canguros. No son muy abundantes pero en zonas desérticas aparecen con relativa frecuencia. Como ejemplos de especies fimícolas se pueden citar: *Licea alexopouli*, *Kelleromyxa fimicola* o *Comatricha mirabilis*.

Un pequeño grupo de especies parecen preferir los cuerpos fructíferos de otros hongos, son las llamadas especies fungícolas. Como ejemplos podemos citar *Badhamia utricularis*, *B. capsulifera*, *Physarum rigidum* o *Ph. pezizoideum*.

Por especies muscícolas conocemos aquellas que fructifican sobre musgos o hepáticas. Más de 50 especies se han encontrado sobre estos sustratos y entre las especies más comunes podemos citar *Barbeyella minutissima*, *Lepidoderma tigrinum*, *Comatricha caespitosa*

o *Elaeomyxa cerifera*. Si los musgos viven sobre tierra, rocas o madera de zonas húmedas y sombreadas las especies de Myxomycetes pueden variar.

Las especies liquenícolas prefieren como sustrato los líquenes. Suelen fructificar en ambientes muy húmedos y, a menudo, se asocian también con briófitos y algunas algas. Como ejemplo de especies liquenícolas podemos citar *Paradiacheopsis fimbriata*, *Listerella paradoxa* o *Licea inconspicua*.

Las especies florícolas, se desarrollan sobre inflorescencias de herbáceas vivas y de gran tamaño como *Heliconia* y *Costus*. Son comunes en regiones neotropicales y suelen ir asociadas a colonias de hormigas. *Physarum compressum*, *Physarum didermoides* y *Physarum pusillum* son especies comunes en estos sustratos.

Un grupo muy especializado y cada vez mejor conocido es el de especies suculentícolas, que se desarrollan en restos de hojas y tallos de plantas crasas o suculentas, como cactus (Castáceas), agaves (Agaváceas) o tillandsias (Bromeliáceas). Estas plantas, predominan en ambientes áridos extremos y combaten la sequedad acumulando agua en sus tejidos. Cuando la planta muere, el líquido acumulado se libera y es aprovechado por una microbiota muy exclusiva de la que forman parte cerca de 50 especies de Myxomycetes. De las más características son *Badhamia melanospora*, *Didymium vaccinum* y *Trichia agaves*.

Las especies nivícolas son aquellas que se desarrollan en plantas vivas o muertas que se encuentran junto a la nieve en fundición. Es otro grupo muy especializado, del que se conocen cerca de 100 especies. Viven generalmente asociadas a zonas montañosas donde se acumula la nieve invernal. En primavera, cuando se produce la fusión de dicha nieve se desarrollan estas especies que aprovechan la disponibilidad de agua líquida para completar su ciclo de vida. Hay géneros especializados en estos ambientes como *Lamproderma* y *Meriderma*. En zonas polares y subantárticas, con condiciones climáticas muy rigurosas, también se han encontrado algunas especies de mixomicetes.

Un grupo minoritario, pero que tiene su interés ecológico, es el de especies acuícolas. Se ha comprobado que los plasmodios de algunas especies se desarrollan bajo el agua o que viven en terrenos que permanecen inundados durante varios meses al año. Como ejemplos podemos citar *Didymium aquatile* que puede ser una fase de *D. verrucosporum* o *D. applanatum*, especies estas que fructifica en bordes de lagos. Los manglares pueden ser otro hábitat apropiado. Las especies acuícolas parecen estar adaptadas a bajas disponibilidades de oxígeno y a pH ácidos.

Distribución estacional (Fenología de la esporulación)

Como ya ha quedado dicho anteriormente, la temperatura y humedad parecen ser los factores principales que afectan a la estacionalidad de los Myxomycetes. Factores macroclimáticos como el fenómeno ENSO o la temporada de huracanes/monzones, también tienen un efecto sobre la distribución temporal de las especies. Los periodos del año en que fructifican las especies de un país o territorio concreto vienen determinados por la fenología de la esporulación. Lógicamente, dependiendo de la parte del mundo en que trabajemos, una misma especie puede tener un comportamiento fenológico distinto. En el hemisferio norte y sur podremos encontrar las mismas especies pero en meses del año muy diferentes, ya que se adaptan a los meses de lluvia de cada hemisferio.

En regiones boreales, los meses de junio-septiembre parecen ser los más favorables para la fructificación de los Myxomycetes. En regiones templadas del hemisferio norte, de mayo a octubre es el periodo más propicio. En zonas más cálidas como la región mediterránea, se dan dos periodos coincidiendo con las épocas de lluvia, de marzo a mayo y de octubre a noviembre. En el hemisferio sur, lógicamente, la estacionalidad estará invertida. En zonas tropicales de ambos hemisferios, con temperatura mas estable y un régimen de precipitación extendido a lo largo de todo el año, es posible encontrar fructificaciones en cualquier epoca del año, tras unos días de escasa o nula precipitación. En estas zonas, las lluvias tras los periodos secos suelen ser mejores indicadores de la temporalidad de las especies.

Los factores que determinan como se limita dicha estacionalidad son desconocidos, pero las pautas se repiten en territorios con condiciones climáticas semejantes. Los estudios a largo plazo sobre la fenología de Myxomycetes no son comunes.

Mecanismos de dispersión de esporas en Myxomycetes

Tradicionalmente, se ha considerado al viento como el agente esencial para la dispersión de las esporas de los Myxomycetes. Algunas especies y géneros (*Cribraria*, *Trichia*, *Arcyria*, etc.) han desarrollado estructuras en sus cuerpos fructíferos, como redes peridiales, eláteres, ostiolos, etc., que regulan o ayudan a la dispersión de sus esporas por este agente. La reducida masa y volumen de las esporas, unida a algunos elementos ornamentales, aumentan la capacidad de suspensión de las esporas en el aire. Prueba de ello es que se han encontrado esporas a 10.000 metros sobre el oceano Atlántico.

La lluvia también es un buen agente dispersante, sobre todo en especies corticícolas. En algunas especies como *Licea minima*,

Diderma asteroides o *D. trevelyanii*, el peridio se rasga en forma de estrella para que las gotas de lluvia al caer sobre los cuerpos fructíferos hagan saltar sus esporas a más de 20 cm. En otros casos, el peridio es persistente, como en *Lycogala epidendrum*, y la presión de las gotas de lluvia sobre el peridio hace que las esporas salgan proyectadas a través de un pequeño ostiolo.

La zoocoria, pese a que apenas está estudiada, parece ser otro mecanismo de dispersión de esporas en Myxomycetes. Numerosos artrópodos como ácaros, moscas, hormigas, escarabajos, mariposas, isópodos, tardígrados o colembolos se han descrito como portadores de esporas en sus estructuras externas (alas, pelos del cuerpo, antenas, etc.) o internas (tractos digestivos).

Algunos autores han implicado a reptiles, pájaros, roedores y sobre todo rumiantes en la dispersión de las esporas de Myxomycetes. La existencia de diversas especies coprófilas es la prueba más evidente.

Biogeografía de Myxomycetes. Análisis de ambientes

Los Myxomycetes se pueden encontrar en cualquier ecosistema terrestre en el que haya restos vegetales en descomposición. Desde los ricos bosques templados y tropicales que pueblan la tierra hasta los lugares más inhóspitos como la tundra, las zonas polares y alpinas, o el suelo seco y caliente de los desiertos continentales.

Hablar de la distribución de Myxomycetes es difícil, por que los datos disponibles son muy escasos, fragmentarios y complejos de analizar, y por que reflejan la distribución de los colectores e investigadores más que la distribución propia de las especies. El panorama es más complejo después de que los métodos moleculares han generado datos que representan un reto de interpretación.

Existen zonas del mundo como algunos estados norteamericanos, países de Europa, Japón y regiones de países como México, Brasil o India, que han sido relativamente bien estudiadas, pero de otras la información es escasa o nula.

En las listas de especies de casi todos los países aparecen invariablemente especies como: *Arcyria cinerea*, *Comatricha nigra*, *Lycogala epidendrum* o *Stemonitis fusca*, son las especies ubiquestas o de amplia distribución. Otras, se conocen de localidades o áreas muy concretas, como *Perichaena areolata* o *P. heterobaculata* que se conocen de los volcanes de Ruanda en Africa, en estos casos hablamos de especies endémicas o de distribución muy restringida. Algunas tienen una distribución más amplia, pero dentro de un mismo país se restringe a determinadas zonas, *Amaurochaete ferruginea* por ejemplo, es común en las Montañas Rocosas y muy rara en el resto de Estados Unidos.

Si se comparan regiones del mundo con el mismo tipo de bosque, por ejemplo bosques de árboles caducifolios de U.S.A. y Europa, se aprecian diferencias, por ejemplo *Diachea tomashii* y *Tubifera microsperma* son frecuentes en los bosques caducifolios americanos pero no aparecen en los europeos, por el contrario *Brefeldia maxima*, *Dianema corticatum* o *Trichia verrucosa* son más frecuentes en Europa.

También existe una correlación latitud-altitud en determinadas especies. No es raro encontrar la misma especie en un bosque de coníferas al borde del mar en el norte de Europa y a casi 2.000 m en la región mediterránea.

Del estudio comparado de algunas regiones del mundo, como las zonas alpinas (Himalaya, Alpes, Montañas Rocosas, Andes, etc.), o las zonas áridas o desérticas (Atacama, Monte, Chihuahua, desierto costero de Perú, Patagonia), se ha podido comprobar una semejanza en su mixobiota. Ello indica que muchas especies de Myxomycetes van ligadas a ambientes o a las condiciones climáticas reinantes en esos ambientes, y no a una región geográfica. En estos casos no parecen existir barreras geográficas, al menos como se entienden en otros organismos.

Por el tipo de ambientes la mixobiota se puede clasificar en:

- de ambientes tropicales
- de ambientes subtropicales
- de ambientes xéricos
- de ambientes mediterráneos
- de ambientes templados
- de ambientes montanos
- de ambientes boreales
- de ambientes nivales o alpinos
- de ambientes encharcados o inundables (pantanal, manglar, etc.)

Si se estudian bosques tropicales del viejo mundo (Paleotrópico) y del nuevo (Neotrópico) encontramos especies comunes a ambas regiones, otras son exclusivas de cada región, y un tercer grupo lo constituyen especies comunes pero con rasgos ligeramente diferentes (mayor tamaño de esporas, mayor melanización de las mismas, densidad de ornamentación ligeramente diferentes, etc.). Lo mismo ocurre al analizar especies nivícolas de los Andes y los Alpes. Esto hace sospechar que son poblaciones que se encuentran en fases de especiación y que, con el paso del tiempo, se convertirán en especies autónomas.

Existen diversos tipos de selvas y bosques tropicales, pero muy pocos datos disponemos sobre ellos. Los bosques mesófilos de montaña, por ejemplo, por su abundante acumulación de restos vegetales, pueden ser uno de los ambientes potenciales más ricos del

mundo. Estudios preliminares realizados en este tipo de bosques en Perú así lo atestiguan. Especies como *Physarum javanicum*, *Ph. nicaraguense*, *Ph. stellatum*, y varias especies del género *Diderma*, son algunas de las más características.

Pocos son los datos disponibles sobre los ambientes subtropicales. Se dan en regiones biogeográficas como la Macaronesia, y en ellos alternan los bosques húmedos, siempre verdes (laurisilvas) con zonas áridas, lo que condiciona una mixobiota muy peculiar. *Physarum roseum* y *Diderma asteroides* son dos ejemplos de especies características de estos ambientes.

Los ambientes xéricos poseen una de las mixobiotas más características y exclusivas. Zonas desérticas o áridas del mundo (como Atacama, Monte, Chihuahua, Gobi, desierto costero peruano o los desiertos australianos) o subdesérticas o semiáridas (como la península de Baja California, Patagonia o la puna andina) son algunas de las que disponemos datos. La vegetación de estas zonas está formada por plantas que almacenan agua en sus tejidos, y no es raro encontrar fructificaciones de Myxomycetes sobre los esqueletos leñosos de estas plantas. *Didymium vaccinum*, *D. eremophyllum*, *D. xerophilum*, *D. operculatum*, *Badhamia melanospora*, *Physarum spectabile*, *Ph. atacamense*, *Ph. polygonosporum*, *Hemitrichia minor* o *Cribraria zonatispora* son algunas de las especies más características o exclusivas.

Los ambientes con clima mediterráneo son cálidos y secos, con un periodo sin lluvias de al menos tres meses. Se extienden por toda la cuenca del mar Mediterráneo y en otras regiones del mundo como California, Sudáfrica y algunas zonas costeras de Chile y Australia. Suelen predominar los bosques esclerófilos, siempre verdes, los matorrales y en las zonas más frías y continentales se suelen sustituir por bosques de *Juniperus*, *Pinus* y otras coníferas. Tanto unos como otros poseen una de las mixobiotas más ricas y características del mundo. Especies como *Didymium laxifilum*, *Physarum brunneolum*, *Arcyria annulifera*, *Echinostelium coelocephalum*, *E. fragile* o *Licea nannengae* son algunos ejemplos de especies que podemos encontrar en estos territorios.

En los ambientes templados predominan los árboles de hoja caduca (*Fagus*, *Quercus*, *Acer*, *Nothofagus*, etc.). Poseen un clima fresco y húmedo y ocupan extensas regiones del mundo como buena parte de Europa, Estados Unidos o Chile. Como en algunas de estas regiones han vivido y trabajado la mayoría de los especialistas en Myxomycetes, su mixobiota es de las más y mejor estudiadas del mundo. Algunas de las especies que se citan con frecuencia de estos ambientes son *Arcyria incarnata*, *Stemonitis fusca*, *Metatrichia vesparia* o *Stemonitopsis typhina*.

En los ambientes montanos predominan las coníferas (*Pinus*, *Abies*, *Picea*, *Larix*, etc.) como especies arbóreas pero también existe

un importante número de especies arbustivas (*Rhododendron*, *Vaccinium*, *Cytisus*, *Juniperus*, etc.). Las condiciones climáticas son más severas, y durante el invierno se suele acumular la nieve. Se dan en muchas regiones montañosas de Europa, Asia y América. Su mixobiota es rica y junto con la de los ambientes templados es de las mejor conocidas. Las especies *Arcyria versicolor*, *Symphytocarpus flaccidus*, *Enerthenema papillatum*, *Cribraria argillacea*, *C. cancellata*, *C. vulgaris* o *Comatricha nigra*, son algunos ejemplos de su rica mixobiota.

En los ambientes boreales las coníferas (*Pinus*, *Larix*, *Picea*, etc.) también son los árboles dominantes. Ocupan considerables extensiones en todo el viejo mundo (Eurasia) y en América del Norte. Las condiciones climáticas también son severas, en esta ocasión, por causa de la latitud más que de la altitud. Su mixobiota guarda un marcado paralelismo con la que se encuentra en los ambientes montanos. *Amaurochaete atra*, *Reticularia jurana*, *Symphytocarpus flaccidus* o *Tubifera ferruginosa* son algunos ejemplos de especies frecuentes.

Por ambientes nivales entendemos aquellos en que la nieve permanece acumulada durante varios meses del año. En latitud se puede corresponder con la tundra y en altitud con los prados de alta montaña o alpinos. Pese a las duras condiciones climáticas de estos ambientes, los cortos periodos de deshielo son aprovechados muy eficazmente por una de las mixobiotas más ricas, curiosas y mejor adaptadas, las denominadas especies quionófilas o nivícolas. *Dianema nivale*, *Diderma niveum*, *Lamproderma cristatum*, *L. echinosporum*, *Physarum alpestre* o *Trichia alpina* son algunos ejemplos.

Por último, por especies de ambientes encharcados o inundables entendemos aquellas que viven ligadas a la vegetación del medio acuático, como marismas, manglares, turberas, zonas pantanosas o bordes de rios o lagos. En todos los casos el terreno sufre inundaciones periódicas, y a veces permanentes. Habrá que distinguir entre aguas dulces y saladas, pero en general, la mixobiota no es muy rica. Un buen número de especies son foliícolas, y algunas son casi exclusivas como *Badhamia lilacina*, *Amaurochaete trechispora* o *Symphytocarpus trachisporus* que solo se conocen de los esfagnos que forman la turba.

6. Análisis e interpretación de datos

Los pocos análisis biogeográficos que se han hecho sobre Myxomycetes se han basado en listas de especies aportadas por especialistas de todo el mundo. Pero la falta de criterios homogéneos en la toma de datos, la escasez de datos de extensas regiones, la aplicación de distintas metodologías de muestreo, y la heterogénea nomenclatura adoptada, han hecho que las conclusiones alcanzadas en estos trabajos tengan una utilidad limitada.

Algunos estudios con bases de datos complejas han mostrado una capacidad limitada de ofrecer resultados conclusivos. En general, estos estudios han coincidido con datos moleculares en el sentido de que los Myxomycetes muestran patrones de distribución parcialmente endémicos. Sin embargo, para poder determinar esos patrones se requiere que la información de diferentes metodologías coincidan, lo cual, como ha sido mencionado, es raro.

Teniendo en cuenta el reducido tamaño de los Myxomycetes y sus exigencias ecológicas, si se quieren establecer valores de similitud entre la mixobiota de distintas localidades de muestreo, o diferentes sustratos, conviene predefinir lo que se puede entender por comunidad y microhábitat.

Comunidad: aquellas especies que producen cuerpos fructíferos en un lugar o sustrato concreto. Por tanto no asumen más relación que la de ocupar una localidad o un microhábitat común.

Microhábitat: porción específica del hábitat total. En el caso de un bosque puede ser la corteza de un árbol, el musgo que tapiza la cascada de un arroyo, el excremento de un animal, etc.

Definición de áreas de trabajo

Para realizar un estudio ecológico comparado o analizar la influencia de un determinado factor abiótico o biótico, es muy recomendable delimitar el esfuerzo de estudio en términos espaciotemporales. Una opción es la realización de estudios delimitados en parcelas. Esta estrategia es importante para efectos de normalización de la probabilidad de detección de las especies. Sin embargo, el uso de parcelas tiene como limitante el hecho de que la distribución de Myxomycetes es en parches y que los sustratos disponibles no necesariamente se encuentran en los espacios definidos por estas. Algunos investigadores han realizado estudios para determinar el tamaño apropiado de las parcelas, pero los resultados parecen ser muy dependientes del tipo de sistema en estudio, por lo que los resultados no son concluyentes.

Otra estrategia de uso común, diferente de la delimitación espacial, son los muestreos oportunistas. Con esta técnica, no se escoje un sitio

específico sino una zona general (en escala paisajística, a nivel de hectáreas) en la cual se establece un espacio de búsqueda asociado con un camino o sendero. Con esta técnica se resuelve el problema de la distribución en parches y se maximiza la probabilidad de registro de especies, pero es importante que la normalización del esfuerzo se determine a algún nivel. Por ejemplo, establecer el número de personas o el tiempo de búsqueda son soluciones a este problema. La limitante del muestreo oportunista es que, para efectos ecológicos, no es un buen método de definición del sistema en estudio, por cuanto se puede cambiar varias veces de ecosistema en la zona escogida.

Algunos estudios recientes en zonas tropicales indican que son pocas las diferencias a nivel de registro de Myxomycetes entre parcelas dentro de un mismo sistema biológico. Por lo anterior, para efectos ecológicos tiene más sentido reforzar el esfuerzo en la definición de microambientes o en la sectorización del sistema (por ejemplo, trabajar a nivel de suelo versus a nivel de dosel) que doblar el número de parcelas.

En cualquier caso, cuando se define un sitio de trabajo, es importante localizar y georeferenciar el mismo usando un GPS. Otros datos importantes para análisis posteriores y que son relevantes en el momento de la toma de datos incluyen la anotación de:

La estación (verano, invierno, etc.)

La localidad (incluye los datos geográficos básicos)

La fecha (importante poner el mes en números romanos)

Los recolectores

Notas sobre el hábitat general (tipo de bosque, cobertura del dosel, cobertura del suelo, precipitación, temperatura, etc.)

Datos del cuadrante o subparcela

A pesar de que se pueden usar métodos digitales de registro, sigue siendo muy importante que todos estos datos se apunten en una libreta de campo.

Análisis de datos

Por medio de fórmulas matemáticas, que proporcionan índices, porcentajes o coeficientes, se pueden comparar las comunidades de Myxomycetes asociadas a localidades o microhábitat diferentes. En algunos casos solo se tiene en cuenta la presencia o ausencia de una determinada especie, en otros casos se tiene en cuenta su abundancia relativa. Las más utilizadas son:

a. *Coeficiente de comunidad (CC)* = $2c/a+b$

donde a = número total de especies en la primera comunidad considerada, b = número total de especies en la segunda comunidad considerada y c = número de especies comunes a ambas comunidades.

El valor de CC oscila entre 0 (cuando no hay ninguna especie en común) y 1 (cuando todas las especies son comunes).

b. *Índice de diversidad de Shannon (H')* = $-\sum P_i \log P_i$

donde P_i = es la proporción del número total de individuos representados por i especies.

El índice varía de 0 para una comunidad que contienen una sola especie a un valor máximo para una comunidad que contiene muchas especies, cada una con un pequeño número de individuos.

El índice de diversidad de especies (H') está en función tando del número de especies presentes (riqueza de especies) como la igualdad con la cual los individuos están distribuidos entre estas especies (igualdad de especies).

El componente de igualdad (J') de la diversidad de especies se puede calcular por la siguiente fórmula:

$$J' = H'/H' \text{ max}$$

H'max = representa el máximo posible de diversidad para el número de especies presentes (S) en la comunidad (por ej.- todas las especies que son igualmente abundantes) y es calculada como $H' \text{ max} = \log S$

c. *Índice de diversidad de Simpson (forma inversa 1-D)* = $1-(\sum n(n-1)/N(N-1))$

donde n = número total de organismos de especie n y N = número total de organismos de todas las especies

Este índice, al igual que el anterior se usa para calcular la diversidad de especies asociadas con un sitio determinado. Sin embargo, por su naturaleza el índice se centra en la abundancia relativa de las especies por lo que es más recomendado cuando las comunidades son menos homogéneas.

A pesar de lo anterior, un punto clave de análisis cuando se aplican estos índices a datos de Myxomycetes es que ambos estimadores se basan en organismos discretos (aquellos en los que un individuo puede ser bien identificado). Como lo anterior no se puede determinar

fácilmente en Myxomycetes, se debe tener cuidado con la interpretación de estos estimadores.

d. *Estimador de Chao 1* = $a + (b^2/2c)$

donde a = número total de especies en un set de datos, b = número de "singletons" (especies con únicamente un registro) y c = número de "doubletons" (especies con dos registros).

Con este indicador se calcula el número máximo de especies asociado con el sitio, la técnica usada y el esfuerzo llevado a cabo.

Otra forma de obtener un cálculo del número máximo de especies por encontrar en un sitio dado con una técnica o combinación de técnicas particulares es a partir de la curva de acumulación de especies. Algunas ecuaciones de ajuste como $y = ax/(b+x)$ o $y = (an)/1+(bn)$ han sido usadas en años recientes para ajustar las curvas de acumulación de especies de Myxomycetes. Con estas ecuaciones, el parámetro a se refiere al número máximo de especies.

e. *Índice de diversidad taxonómica (IDT)* = especies/géneros

Con este indicador se puede tener una idea de la diversidad intraespecífica y potencial de competencia entre especies con requerimientos ecológicos similares.

Si bien este indicador es muy sencillo en su naturaleza, su interpretación y potencial de comparación es alto, ya que ha sido muy utilizado en una serie de estudios previos. Hay que tomar en cuenta, sin embargo, que al igual que otros estimadores acá mencionados, este indicador es muy sensible al esfuerzo de muestreo, por lo que cualquier comparación que lo utilice debería de considerar también la intensidad con la que han recolectado los datos.

Desde el punto de vista de análisis de datos, una técnica común que ha venido ganando popularidad en los últimos años es el cálculo de los números de Hill para determinar en un único gráfico o de forma sencilla varios estimadores de diversidad en una comunidad de organismos. Cuando se usa esta técnica se debe recordar que el primer número de Hill se refiere a la riqueza de especies, el segundo al número de especies con abundancias típicas y el tercero al número efectivo de especies dominantes.

Para el cálculo de la diversidad beta, lo más recomendado actualmente es el uso de estimadores de similitud/disimilitud a partir de análisis de conglomerados. Una combinación adecuada es a partir del estimador Bray-Curtis, pero otros estimadores comunes en Biología como el de Jaccard o el de Morisita parecen dar buenos resultados también. Se debe recordar, sin embargo, que el concepto de diversidad

beta no se refiere exactamente a una comparación entre dos sets de datos, sino a un estimador para el cálculo de la razón entre la diversidad regional y local.

Actualmente existen varios programas informáticos que permiten, generalmente a partir de matrices de datos, obtener un gran número de índices o coeficientes, valores estadísticos, realizar análisis de correspondencia, obtener cladogramas o árboles de similitud, etc. Algunos de los programas más utilizados son R, EstimateS y el paquete de aplicaciones de Anne Chao (<http://chao.stat.nthu.edu.tw>) que incluye Spade, iNEXT y Hill Numbers Profile. Para modelización geográfica basada en parámetros bioclimáticos MaxEnt ha sido utilizado con anterioridad. Algunos otros paquetes estadísticos gratuitos de utilidad para el cálculo de estimadores ecológicos sin necesidad de códigos incluyen PAST y PSPP.

7. Glosario de términos

Para facilitar la interpretación de textos o para la elaboración de descripciones hemos recopilado, por orden alfabético, los términos que se usan con mas frecuencia en la literatura sobre Myxomycetes.

Afanoplasmodio: tipo de plasmodio de aspecto aplanado, transparente y difícil de observar en la naturaleza; generalmente sólo se ve cuando se amontona para formar los cuerpos fructíferos; es característico de los Stemonitidales.

Agregado: se dice de los esporóforos que aparecen muy juntos o pegados.

Anastomosado: interconectado o con repetidas uniones en forma de red.

Angular: (de figura de ángulo; que da forma de ángulo) que tiene un angulo o angulos; de contorno no redondeado.

Apomictico: un tipo de ciclo de vida en el cual la meiosis y la fusión de gametos no se produce; como resultado, todos los estados del ciclo de vida son diploides.

Areolado: que tiene la superficie dividida en pequeñas áreas por roturas o grietas.

Asperulado: que tiene la superficie áspera o rugosa (escabrosa) debido a la presencia de pequeñas verrugas o espinas.

Atenuado: que se estrecha o adelgaza gradualmente; volviendose más pequeño y delgado.

Badamioide: un tipo de capilicio constituido enteramente por elementos calcáreos.

Binomio: un término compuesto por dos palabras que representan el nombre de una especie.

Briófilo: que vive sobre o entre briófitos (musgos y hepáticas).

Calcáreo: que tiene cal (óxido de cálcico).

Cálcico: perteneciente o relativo al calcio.

Calículo: estructura persistente en forma de copa formada por la porción basal del peridio.

Capilicio: En los Myxomycetes, elementos estériles, a menudo filiformes, que se entremezclan con la masa de esporas en el interior de la esporoteca.

Cariogamia: la fusión de dos nucleos tras la plasmogamia, que da origen a un cigoto diploide (fusión sexual de dos nucleos compatibles).

Cartilaginoso: de consistencia semejante a un cartílago, constituido por una capa maciza, de grosor uniforme y generalmente bastante rígida.

Célula ameboflagelada: en el ciclo de vida de un mixomicete, término general usado para referirse a cualquiera de los estados tróficos haploides uninucleados (mixameba o célula flagelada).

Célula flagelada: estado trófico flagelado uninucleado, microscópico, del ciclo de vida de un mixomicete que también puede actuar como un gameto.

Cilíndrico: de forma de cilindro; un término aplicado a estructuras con diámetro más o menos constante en toda su extensión.

Cinéreo: gris azulado; de color de ceniza.

Circuncísil: que se divide circularmente (cortado en redondo, todo alrededor = circunciso) a lo largo de una línea.

Clavado o **claviforme:** con forma de porra, con un bástago cilíndrico y un ápice ensanchado.

Columela: estructura estéril a modo de columna que se desarrolla en el interior de la esporoteca; en esporocarpos estipitados parece representar una prolongación del estípite en el interior de la esporoteca.

Comprimidos: aplanados debido a la presión mutua.

Concoloro: que tiene el mismo color (aplicase a lo que es del mismo color).

Cónico: más o menos de forma de cono.

Convoluta: en forma de espiral (que se arrolla longitudinalmente y forma un tubo).

Coprófilo: que prefiere o aparece en estiércol.

Cortex: Capa externa, gruesa, más o menos recia, que cubre la masa de esporas en un etalio.

Corticícola: que se cría sobre la corteza; asociado con la superficie de la corteza de árboles vivos.

Cuerpo fructífero: termino general con el que nos referimos a la estructura que contiene las esporas; la estructura dentro de la cual o sobre la cual, las esporas se producen; también se denomina fructificación o esporóforo.

Dehiscencia: fenómeno por el cual un órgano se abre espontáneamente; en nuestro caso rotura del peridio (o cortex) en cuerpos fructíferos maduros para permitir la dispersión de las esporas.

Dendroide: que se ramifica como un árbol, de forma ramificada.

Dicótomo: que se divide o bifurca en dos partes más o menos iguales.

Diploide: condición por la cual un núcleo tiene dos juegos (series) de cromosomas (2n) por oposición a haploide, con un simple juego (n); se produce en el cigoto tras una cariogamia.

Discoide: semejante a un disco, de forma parecida a la de un disco.

Efuso: desparramado por el substrato, que no tiene forma bien definida.

Eláter: filamento del capilicio, libre, no ramificado, ornamentado con espirales, con forma de cuerda, que facilitan la dispersión de las esporas; característico del género *Trichia*.

Empalizada: una condición por la cual cuerpos fructíferos más o menos alargados u otras estructuras se desarrollan muy juntas y ordenadas paralelamente.

Endospóreo: que tienen las esporas desarrolladas en el interior del cuerpo fructífero; característico de todos los Myxomycetes excepto los miembros del orden Ceratiomyxales.

Epifítico: que vive o se desarrolla sobre plantas.

Equinado: que tiene la superficie cubierta con espinas puntiagudas, como un erizo.

Esclerocio: estructura de resistencia, dura, formada a partir del plasmodio por desecación.

Espinuloso: que presenta la superficie ornamentada con pequeñas espinas.

Espinoso: armado de espinas, ver también equinado.

Espora: estructura reproductora microscópica y resistente que se produce en el cuerpo fructífero de un mixomicete.

Esporas agregadas: grupo de esporas que permanecen unidas; característico de algunos miembros del género *Badhamia* y otros pocos mixomicetes.

Esporas en masa: todas las esporas de un cuerpo fructífero cuando se consideran colectivamente.

Esporcarpo: tipo de cuerpo fructífero, de forma definida, que se origina cuando un plasmodio se fragmenta en pequeñas porciones y madura dando lugar a unidades sesiles o estipitadas, con las esporas en su interior.

Esporociste: ciste o vesícula en el que se forman esporas ágamas, estériles

Esporóforo: cualquier tipo de fructificación que contiene esporas. Equivale a cuerpo fructífero.

Esporulación: proceso en el cual un plasmodio se transforma en uno o más cuerpos fructíferos productores de esporas.

Estipitado: se dice de un esporocarpio provisto de estípites o pie.

Estípites: parte del esporocarpio, generalmente rollizo, que soporta la esporoteca y que la eleva a cierta distancia del substrato; también se le llama pie.

Estrellado: de figura de estrella; que tiene la forma general de una estrella.

Estriado: ornamentado con finos surcos o crestas paralelas.

Etaloide: que produce o recuerda un cuerpo fructífero de tipo etalio.

Etalio: tipo de cuerpo fructífero relativamente grande, sésil, redondeado o en forma de almohadilla, que se forma por la concentración de todo o la mayor parte del plasmodio.

Exospóreo: que tiene las esporas desarrolladas en la cara externa del cuerpo fructífero; una condición que sólo se da en los representantes del orden Ceratiomyxales.

Faneroplasmodio: un tipo de plasmodio, relativamente grande y visible, constituido por un sistema reticular de venas entrelazadas y un frente de avance en forma de abanico.

Fasciculado: que aparecen muy juntos en pequeños grupos de hacecillos o manojos.

Ferrugíneo: de color herrumbre; que tiene el color del hierro oxidado.

Fisaroide: un tipo de capilicio reticular, constituido por túbulos muy delgados, ramificados, no calcáreos que unen grandes nudos calcáreos.

Fisión binaria: un tipo de reproducción asexual en la cual una célula se divide en dos células hijas iguales o casi iguales.

Flagelado: provisto de flagelos.

Flagelo: estructura filamentososa, en forma de látigo que constituye el elemento locomotor de una célula nadadora.

Flexuoso: que tiene curvas o recodos (que forma ondas); retorcido.

Floriforme: que tiene un patrón de dehiscencia por el cual el peridio se divide en lóbulos que se disponen como los pétalos de una flor; también llamado petaloide.

Fructificación: acción y efecto de formar o producir cuerpos fructíferos.

Fungívoro: comedor de hongos; que se alimenta de cuerpos fructíferos, esporas o hifas vegetativas de hongos.

Fusco: oscuro, que tira a negro o tonos oscuros.

Fusiforme: con forma de huso; adelgazado en los dos extremos.

Gámata (gameto): una célula reproductora haploide capaz de fusionarse con otra célula similar para producir un cigoto diploide.

Globo: esférico; que tiene la forma o el aspecto de un globo.

Gránulo cálcico: estructuras microscópica, redondeada, que aparecen en la superficie peridial de las especies del género *Cribraia* y *Lindbladia*; también llamado gránulo plasmódico o gránulo dictidino.

Gránulo dictidino: ver gránulo cálcico.

Gránulo plasmódico: ver gránulo cálcico.

Gregario: que aparece próximo, en la misma zona del sustrato, pero no pegado.

Haploide: la condición por la cual un núcleo tiene sólo un juego (serie) de cromosomas; ocurre en células que pueden funcionar potencialmente como gametas.

Hialino: diáfano como el vidrio o parecido a él, transparente, sin color aparente.

Higroscópico: que absorbe o libera la humedad según las condiciones que le rodean. Que cambia de forma en respuesta a cambios en la humedad atmosférica.

Hipotalo: capa pegada al sustrato, a modo de base de uno o más cuerpos fructíferos.

Iridiscente: ver irisado.

Irisado: que brilla o destella con colores semejantes a los del iris, que muestra los colores del arco iris.

Lenticular: con forma de lenteja o doble lente convexa.

Ciclo de vida: la serie de acontecimientos o estados implicados en la perpetuación de un organismo a lo largo de su vida.

Lignícola: que vive o se desarrolla sobre la madera.

Nudo calcáreo: en el capilicio, unión ensanchada calcárea, que recuerda al nudo de una red; es característico de algunos miembros del orden Physarales.

Membranáceo o membranoso: semejante a una membrana, de forma laminar, delgada y de consistencia blanda, flexible y frágil.

Meiosis: división reductiva; un tipo de división nuclear (con disminución del número de cromosomas) por la cual una célula diploide simple forma cuatro núcleos haploides.

Microciste: una estructura de resistencia microscópica que forma una mixameba o célula flagelada cuando paraliza su actividad y queda en estado latente.

Mitosis: división nuclear caracterizada por la formación de dos núcleos hijos idénticos (las células hijas quedan con el mismo número de cromosomas que la célula madre inicial).

Mixameba: estado trófico ameboide uninucleado, no flagelado, microscópico, que se da en el ciclo de vida de un mixomicete, puede funcionar como un gameto.

Movimiento protoplasmático: movimiento del protoplasma dentro de las venas del plasmodio, visible con pocos aumentos en las venas principales.

Nudo: unión ensanchada en la red peridial o el capilicio.

Obovado: de forma de huevo pero con la parte ancha en el ápice, con figura de huevo invertido.

Obpiriforme: con figura de pera invertida, con la parte ensanchada en la base.

Ocráceo: de color ocre, de amarillo pálido a amarillo rojizo.

Oliváceo: de color verde de oliva.

Operculado: provisto de opérculo.

Opérculo: tapadera; parte apical, preformada, a modo de tapadera de una estructura como el esporocarpo o la espora.

Ovado: de figura de un huevo; la parte más ancha corresponde a la base de la estructura de que se trata.

Ovoide: con figura de huevo; generalmente se aplica a cuerpos sólidos (macizos, de tres dimensiones).

Pálido: (que presenta o manifiesta palidez, falta de colorido) que tiene aspecto claro.

Papilado (papiloso): que tiene papilas; con diminutas prominencias cónicas.

Peridio: la envoltura que cubre la masa de esporas en un cuerpo fructífero.

Persistente: que persiste; que permanece mas o menos con la estructura o forma original; que no desaparece o se desvanece.

Petaloides: ver floriforme.

Pie: ver estípites.

Piriforme: que tiene figura de pera, con aspecto de pera.

Plasmodio: masa de protoplasma multinucleado, acelular que representa el principal estado trófico en el ciclo de vida de un mixomicete.

Plasmodiocárpico: que produce (o al menos recuerda) un cuerpo fructífero de tipo plasmodiocarpo.

Plasmodiocarpo: un tipo de cuerpo fructífero sesil, que conservan la forma reticular o venosa del plasmodio del que procede.

Plasmogamia: fusión de los protoplastos de dos células; generalmente seguidos por una cariogamia.

Poroide: poroso, que tiene poros más o menos evidentes.

Prolato: alargado (según la dirección del eje mayor) hacia los polos.

Postrado: que vive tendido y aplastado contra el substrato.

Protolasmodio: un tipo de plasmodio que permanece microscópico, no forma venas, y origina un único y pequeño cuerpo fructífero.

Pseudetalio: que produce o recuerda un cuerpo fructífero de tipo pseudetalio.

Pseudetalio: un tipo de cuerpo fructífero que consiste en un grupo más o menos numeroso de esporocarpos, muy juntos y apretados en una masa que recuerda a un etalio.

Pseudocapilicio: porción estéril del esporóforo semejante al capilicio, pero que no se forma de la misma manera; a menudo son invaginaciones peridiales.

Pseudocolumela: una a modo de columnita calcárea formada en el centro de la esporoteca.

Pulverulento: polvoriento, cubiertos de diminuto polvillo, que tiene una superficie que se parece al polvo.

Pulvinado (pulviniforme): con forma de cojín o almohadilla; que tiene el aspecto general de una pequeña almohadilla.

Punteado: que tiene la superficie ornamentada con verrugas muy pequeñas o diminutas.

Red peridial: estructura reticulada que se forma cuando ciertas porciones del peridio persisten tras la maduración del cuerpo fructífero; característico de las especies de *Cribraria*.

Red superficial: retículo periférico bien definido, que proviene de la unión de las ramas apicales del capilicio, a menudo está muy ramificado y anastomosado y se encuentra justo debajo del peridio; es característico de algunos miembros de los Stemonitales.

Reniforme: de forma o de contorno parecido al de un riñón.

Reticulado: de forma de red o retículo; también se dice de las esporas que tiene la superficie cubierta con una red de crestas.

Rugoso: arrugado; que tiene la superficie ornamentada con toscas arrugas.

Sésil: esporocarpio que carece de estípite, pie o soporte; unido directamente al substrato.

Sinuoso: que tiene ondulaciones, recodos o dobleces.

Solitario: que aparece aislado sobre el substrato.

Subcilíndrico: algo cilíndrico.

Subgloboso: no completamente globoso.

Terete: más o menos redondeado en sección transversal; cilíndrico, rollizo.

Teselado: que tiene la superficie ornamentada con un dibujo en forma de mosaico.

Trófico: perteneciente a la alimentación o nutrición.

Truncado: (cortado de través) con el extremo plano como si se hubiera cortado.

Turbinado: que recuerda a un cono invertido, estrecho en la base y ancho en el ápice, como una peonza.

Umbilicado: que presenta una depresión o invaginación a modo de ombligo.

Venuloso: que tiene pequeñas venas.

Verrugoso: que tiene verrugas; aplicase a las estructuras en cuya superficie se presentan prominencias a modo de verrugas.

Verruguloso: con pequeñas verrugas; muy tenuemente verrugoso.

Violáceo: púrpura azulado; del color de las violetas.

Zigoto: célula diploide que resulta de la fusión de dos gametos.

Bibliografía especializada

- ALDRICH, H.C. & DANIEL, J.W: (Eds.) (1982). *Cell Biology of Physarum and Didymium. vol. I. Organisms, Nucleus, and Cell Cycle*. Academic Press. New York.
- ALDRICH, H.C. & DANIEL, J.W: (Eds.) (1982). *Cell Biology of Physarum and Didymium. vol. II. Differentiation, Metabolism, and Methodology*. Academic Press. New York.
- ALEXOPOULOS, C.J. (1973). Myxomycetes. In: G.C. Ainsworth, F.K. Sparrow and A.S. Sussman (Eds.). *The Fungi: An advanced treatise*. Academic Press. New York.
- ALEXOPOULOS, C.J. & KOEVENIG, J. (1975). *Mixomicetos y su investigación*. Ed. C.E.C.S.A. México.
- ARAMBARRI, A.M. (1975). Myxophita, Myxomycetes. In: S.A. Guarrera, I. Gamundi de Amos & D. Rabinovich de Halperin (Eds.). *Flora criptogámica de Tierra del Fuego*. Fundación para la Educación, la Ciencia y la Cultura 2: 5-107.
- BRIDSON, D. & FORMAN, L. (Eds.) (1992). *The Herbarium handbook*. Royal Botanic Gardens. Kew.
- BRUMMITT, R.K. & POWELL, C.E. (Eds.) (1992). *Authors of Plant Names*. Royal Botanic Gardens. Kew.
- CARLILE, M.J. (1971). Myxomycetes and other Slime Moulds. In: C. Booth (Ed.). *Methods in Microbiology*. vol. 4: 237-259. Academic Press. New York.
- COLLINS, O.N.R. (1979). Myxomycete Biosistematics: Some recent developments and future reseach opportunities. *Bot. Rev.* (Lancaster) 45: 145-201.
- COLLINS, O.R. (1981). Myxomycete genetics, 1960-1981. *J. Elisha Mitchell Sci. Soc.* 97(2): 101-125.
- DOVE, W.F. & RUSCH, H.P. (Eds.) (1980). *Growth and Differentiation in Physarum polycephalum*. Princeton University Press. Princeton, New Jersey.
- DÖRFELT, H. & MARX, H. (1990). Zur Terminologie der sporenbildenden Stadien der Myxomyceten. *Beitr. Kenntn. Pilze Mitteleurop.* 6: 5-14.
- ELIASSON, U. (1977). Recent advances in the taxonomy of Myxomycetes. *Bot. Not.* 130: 483-492.
- ELLIS, T.T., SCHEETZ, R.W. & ALEXOPOULOS, C.J. (1973). Ultrastructural observations on capillitial types in the Trichiales (Myxomycetes). *Trans. Amer. Microscop. Soc.* 92(1): 65-79.
- EMOTO, Y. (1977). *The Myxomycetes of Japan*. Sangyo Tosho Publishing Co., Ltd. Tokyo.
- FARR, M.L. (1976). Myxomycetes.. *Fl. Neotrop.* 16: 1-305.
- FONT QUER, P. (1953). *Diccionario de Botánica*. Ed. Labor. Barcelona.

- GRAY, W.D. & ALEXOPOULOS, C.J. (1968). *Biology of the Myxomycetes*. Ronald Press. New York.
- HAGELSTEIN, R. (1944). *The Mycetozoa of North America*. Hagelstein. Mineola, New York.
- INDEX HERBARIORUM. New York Botanical Garden. New York. <https://www.nybg.org/science-project/index-herbariorum-upgrade/>
- ING, B. (1999). *The Myxomycetes of Britain and Ireland. An identification Handbook*. The Richmond Publishing Co. Ltd., Slough.
- KELLER, H. W. & BRAUN, K. L. (1999). *Myxomycetes of Ohio: Their Systematics, Biology, and Use in Teaching*. Ohio Biological Survey Bull. Ser. 13(2): xvi + 182.
- KELLY, K.L. & JUDD, D.B. (1976). Color. Universal language and dictionary of names. *Nat. Bur. Stand. (U.S.), Spec. Publ.* 440 .
- KIRK, P.M. & ANSELL, A.E. (1992). Authors of Fungal Names. A list of authors of scientific names of fungi, with recommended standard forms of their names, including abbreviations. *Index of Fungi Supplement* : 1-95.
- KOWALSKI, D.T. (1967). Observations on the Dianemaceae. *Mycologia* 59(6): 1075-1084.
- LADO, C. (1991). Catalogo comentado y síntesis corológica de los Myxomycetes de la Península Ibérica e Islas Baleares (1788-1990). *Ruizia* 9: 1-142.
- LADO, C. (1993). Myxomycetes of mediterranean woodlands. In: D.N. Pegler, L. Boddy, B. Ing & P.M. Kirk (Eds.) *Fungi of Europe: Investigation, Recording and Conservation*, pp. 93-114. Royal Botanic Gardens. Kew.
- LADO, C. (1994). A checklist of Myxomycetes of the Mediterranean countries. *Mycotaxon* 52(1): 117-185.
- LADO, C. (2001). NOMENMYX. A nomenclatural taxabase of Myxomycetes. *Cuad. Trab. Fl. Micol. Iber.* 16: 1-221.
- LADO, C. (2005-2020). An on line nomenclatural information system of Eumycetozoa. Real Jardín Botánico, CSIC. Madrid, Spain. <http://www.nomen.eumycetozoa.com> (date when consulted).
- LADO, C. & ELIASSON, U. (2017). Taxonomy and systematics: Current knowledge and approaches on the taxonomic treatment of Myxomycetes. In: Stephenson, S.L. & Rojas, C. *Myxomycetes. Biology, Systematics, Biogeography, and Ecology*. Pp. 205-251. Academic Press.
- LADO, C. & PANDO, C. (1997). Myxomycetes. I. Ceratiomyxales, Echinosteliales, Liceales, Trichiales. *Fl. Mycol. Iber.* Vol. 2: 1-323.
- LISTER, A. (1894). *A Monograph of the mycetozoa*. 1^a ed.. London.
- LISTER, A. (1911). *A monograph of the Mycetozoa*. 2^a ed. revisada por G. Lister. Printed by order of the Trustees. London.
- LISTER, A. (1925). *A monograph of the Mycetozoa*. 3^a ed., revisada por G. Lister. Printed by order of the Trustees. London.

- MADÉLIN, M.F. (1984). Myxomycete data of ecological significance. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 83(1): 1-19.
- MAIMONI-RODELLA, R.C.S. & GOTTSBERGER, G. (1980). Myxomycetes from the Forest and the Cerrado Vegetation in Botucatu, Brazil: A comparative Ecological Study. *Nova Hedwigia* 34: 207-245.
- MARGULIS, L., CORLISS, J.O., MELKONIAN, M. & CHAPMAN, D.J. (Eds.) (2015). *Handbook of Protoctista*. 2a Edición. Jones and Bartlett Learning, Boston.
- MARTIN, G.W. (1949). Fungi Myxomycetes, Ceratiomixiales, Liceales, Trichiales, Stemonitales, Physarales. In: *North American Flora*. New York 1(1):1-151.
- MARTIN, G.W. (1966). The genera of Myxomycetes. *Stud. Nat. Hist. Iowa Univ.* 20(8): 3-32.
- MARTIN, G.W. & ALEXOPOULOS, C.J. (1969). *The Myxomycetes*. Univ.Iowa Press. Iowa .
- MARTIN, G.W., ALEXOPOULOS, C.J. & FARR, M.L. (1983). *The Genera of Myxomycetes*. Univ.Iowa Press. Iowa .
- MASSEE, G. (1892). *A monograph of the Myxogastres*. Methuen & Co. London.
- MITCHELL, D.W. (1980). A key to the corticolous Myxomycetes. *British Mycological Society*
- MUELLER, G.M., BILLS, G.F. & FOSTER, M.S. (2004). Biodiversity of Fungi: Inventory and Monitoring Methods. Academic Press.
- MYCOBANK database. <http://www.mycobank.org>
- MYXOTROPIC project <https://www.myxotropic.org>
- NANNENGA-BREMEKAMP, N.E. (1967). Notes on Myxomycetes. XII. A revision of the Stemonitales. *Proc. Kon. Ned. Akad. Wetensch., Ser. C* 70(2): 201-216.
- NANNENGA-BREMEKAMP, N.E. (1974). De Nederlandse Myxomyceten. *Biblioth. Kon. Nederl. Natuurhist. Ver.* 18: 1-440[1975].
- NANNENGA-BREMEKAMP, N.E. (1982). Notes on Myxomycetes. XXI. The use of polarized light as an aid in the taxonomy of the Trichiales. *Proc. Kon. Ned. Akad. Wetensch., Ser. C* 85(4): 541-562.
- NANNENGA-BREMEKAMP, N.E. (1991). *A guide to temperate Myxomycetes*. Biopress Limited. Bristol .
- NEUBERT, H., NOWOTNY, W. & BAUMANN, K. (1993). *Die Myxomyceten*. Vol. I. Karlheinz Baumann Verlag, Gomariningen.
- NEUBERT, H., NOWOTNY, W. & BAUMANN, K. (1995). *Die Myxomyceten*. Vol. II. Karlheinz Baumann Verlag, Gomariningen.
- NEUBERT, H., NOWOTNY, W. & BAUMANN, K. (2000). *Die Myxomyceten*. Vol. III. Karlheinz Baumann Verlag, Gomariningen.
- NOWOTNY, W. (2000). Myxomycetes. Wolfsblut und lohblüte. *Stapfia* 73: 1-186.

- OLIVE, L.S. (1970). The Mycetozoa: A revised classification. *Bot. Rev. (Lancaster)* 36: 59-89.
- OLIVE, L.S. (1975). *The Mycetozoans*. Academic Press, New York.
- POULAIN, M., MEYER, M. & BOZONNET, J. (2011). Les Myxomycètes. Fédération mycologique et botanique Dauphiné-Savoie. Sevrier. France
- RAMMELOO, J. (1978). Systematische studie van de Trichiales en de Stemonitales (Myxomycetes) van België. *Verh. Kon. Acad. Wetwensch. Lett. Schone Kunsten Belg.* 40(146): 3-166.
- RAMMELOO, J. (1981). Trichiales (Myxomycetes). In: *Flore illustrée des champignons d' Afrique Centrale*. Ministère de l'Agriculture. Jardin Botanique National de Belgique. Meise 8-9: 135-169.
- RAMMELOO, J. (Ed.) (1983). *Icones Mycologicae 19-34*. Nationale Plantentuin van België. Meise.
- RAMMELOO, J. (Ed.) (1984a). *Icones Mycologicae 35-54*. Nationale Plantentuin van België. Meise.
- RAMMELOO, J. (Ed.) (1984b). *Icones Mycologicae 55-74*. Nationale Plantentuin van België. Meise.
- RAMMELOO, J. (Ed.) (1985). *Icones Mycologicae 93-110*. Nationale Plantentuin van België. Meise.
- RAMMELOO, J. (Ed.) (1986). *Icones Mycologicae 111-130*. Nationale Plantentuin van België. Meise.
- REED, C.F. & FARR, D.F. (1993). Index to Saccardo's Sylloge Fungorum volumes I-XXVI in XXIX. 1882-1972. U.S. National Fungus Collections. Beltsville.
- ROBBRECHT, E. (1974). The genus *Arcyria* Wiggers (Myxomycetes) in Belgium. *Bull. Jard. Bot. Belgique* 44(3/4): 303-353.
- ROJAS, C., VALVERDE, R. (2015). Ecological patterns of lignicolous myxomycetes from two different forest types in Costa Rica. *Nova Hedwigia* 101: 21-34.
- ROJAS, C., DOSS, R.G. (2014). Does habitat loss affect tropical myxomycetes? *Mycosphere* 5(5): 688-696.
- ROJAS, C., STEPHESON, S.L., HUXEL, G. (2011). Macroecology of high-elevation myxomycete assemblages in the northern Neotropics. *Mycol Prog* 10: 423-437.
- ROSS, I.K. (1973). The Stemonitomycetidae, a new subclass of Myxomycetes. *Mycologia* 65(2): 477-484.
- ROSSMAN, A. Y., TULLOSS, R. E., O'DELL, T. E. & THORN, R. G. (1998). Protocols for an All Taxa Biodiversity Inventory of Fungi in a Costa Rican Conservation Area. Parkway Publishers, Inc., North Carolina.
- ROSTAFINSKY, J.T. (1875). Sluzowce (Mycetozoa) monografia. *Pamiętn. Towarz. Nauk. Sci. Paryzu* 6(1): 1-432.
- SACCARDO, P.A. (1882-1972). Sylloge Fungorum, 26 vols. in 29.

- SCHOKNECHT, J.D. (1975). Sem and X-ray microanalysis of calcareous deposits in Myxomycete fructifications. *Trans. Amer. Microscop. Soc.* 94(2): 216-223.
- SCHOKNECHT, J.D. & SMALL, E.B. (1972) Scanning electron microscopy of the acellular slime molds (Mycetozoa = Myxomycetes) and the taxonomic significance of surface morphology of spores and accessory structures. *Trans Amer. Microsc. Soc.* 91(3): 380-410.
- SCHOKNECHT, J.D. & KELLER, H.W. (1977). Peridial composition of white fructifications in the Trichiales (Perichaena and Dianema). *Canad. J. Bot.* 55(13): 1807-1819.
- STAFLEU, F.A. & COWAN, R.S. (1976-2009). Taxonomic literature, 2. ed., 7 vols. +8 suppl. Regnum Vegetabile. Utrecht.
- STEARNS, W.T. (1993). *Botanical Latin*. David & Charles. Newton Abbot, London.
- STEPHENSON, S.L. (1982). A preliminary study of the distribution and Ecology of Myxomycetes in the Forests of West Virginia. *Proc. West. Virginia Acad. Sci.* 54(1): 108-112.
- STEPHENSON, S.L. (1988.) Distribution and ecology of Myxomycetes in temperate forest. I. Patterns of occurrence in the upland forests of southwestern Virginia. *Canad. J. Bot.* 66: 2187-2207.
- STEPHENSON, S.L. (1989). Distribution and ecology of Myxomycetes in temperate forest. II. Patterns of occurrence on bark surface of living trees, leaf litter, and dung. *Mycologia* 81: 608-621.
- STEPHENSON, S.L. (2003). *The Fungi of New Zealand, Vol. 3. Myxomycetes of New Zealand*. Fungal Diversity Press.
- STEPHENSON, S.L. & ROJAS, C. (2017). *Myxomycetes. Biology, Systematics, Biogeography, and Ecology*. Academic Press.
- STEPHENSON, S.L. & STEMPEN, H. (1994). *Myxomycetes A Handbook of Slime Molds*. Timber Press. Portland, Oregon.
- TEIXEIRA, A.R. (1971). Gêneros de Myxomycetes. *Rickia* 4: 1-150.
- TURLAND, N. J., WIERSEMA, J. H., BARRIE, F. R., GREUTER, W., HAWKSWORTH, D. L., HERENDEEN, P. S., KNAPP, S., KUSBER, W.-H., LI, D.-Z., MARHOLD, K., MAY, T. W., MCNEILL, J., MONRO, A. M., PRADO, J., PRICE, M. J. & SMITH, G. F. (eds.) (2018). International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants (Shenzhen Code) adopted by the Nineteenth International Botanical Congress Shenzhen, China, July 2017. Regnum Vegetabile 159. Glashütten: Koeltz Botanical Books.
- YAMAMOTO, Y. (1998). *The Myxomycete Biota of Japan*. Toyo Shorin Publishing Co., Ltd. Tokio.

Láminas a color

Lámina 1. Ceratiomyxales, Echinosteliales



Lámina 2. Cribrariales

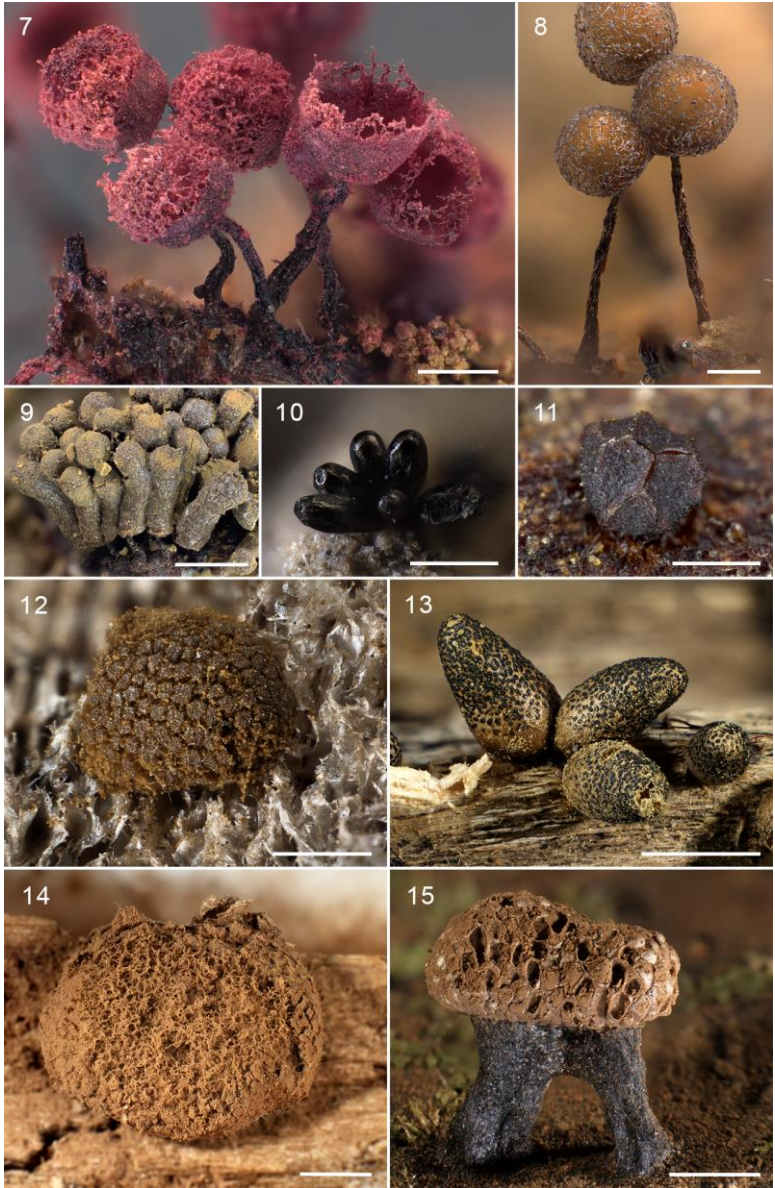


Lámina 3. Trichiales

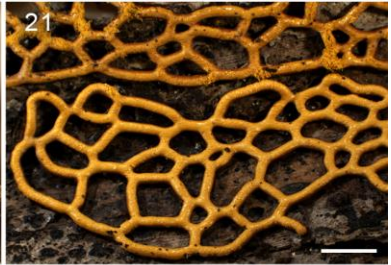
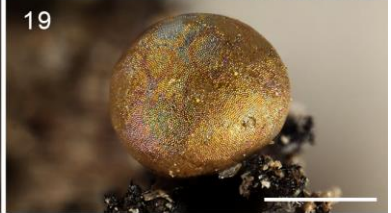


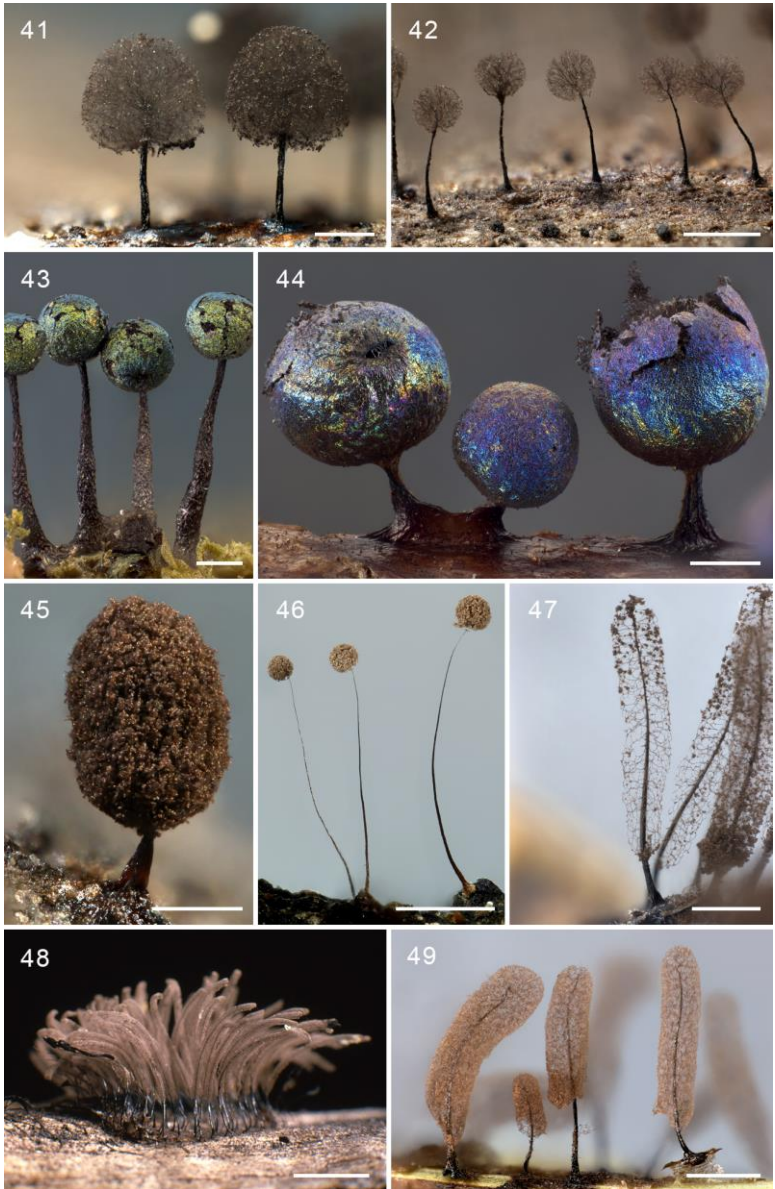
Lámina 4. Physarales



Lámina 5. Physarales



Lámina 6. Stemonitales



Leyendas

Lámina 1: Ceratiomyxales, Echinosteliales

1. *Ceratiomyxa fruticulosa* (escala = 1 mm)
2. *Ceratiomyxa morchella* (escala = 0,2 mm)
3. *Echinostelium minutum* (escala = 0,2 mm)
4. *Barbeyella minutissima* (escala = 0,2 mm)
5. *Clastoderma confusum* (escala = 0,2 mm)
6. *Clastoderma debaryanum* (escala = 0,2 mm)

Lámina 2: Cribrariales

7. *Cribraria purpurea* (escala = 0,5 mm)
8. *Cribraria piriformis* (escala = 0,5 mm)
9. *Lindbladia cribrarioides* (escala = 1 mm)
10. *Kelleromyxa fimicola* (escala = 0,2 mm)
11. *Licea minima* (escala = 0,2 mm)
12. *Dictydiathalium ferrugineum* (escala = 0,5 mm)
13. *Lycogala conicum* (escala = 2 mm)
14. *Reticularia jurana* (escala = 2 mm)
15. *Tubifera microsperma* (escala = 2 mm)

Lámina 3: Trichiales

16. *Arcyria insignis* (escala = 2 mm)
17. *Dianema harveyi* (escala = 1 mm)
18. *Calonema foliicola* (escala = 0,5 mm)
19. *Calomyxa metallica* (escala = 0,5 mm)
20. *Hemitrichia calyculata* (escala = 1 mm)
21. *Hemitrichia serpula* (escala = 2 mm)
22. *Metatricha vesparia* (escala = 1 mm)
23. *Trichia verrucosa* (escala = 0,5 mm)
24. *Perichaena depressa* (escala = 0,5 mm)

Lámina 4: Physarales

25. *Badhamia foliicola* (escala = 2 mm)
26. *Badhamiopsis ainoae* (escala = 0,5 mm)
27. *Craterium cocinum* (escala = 0,2 mm)
28. *Craterium paraguayense* (escala = 0,5 mm)
29. *Diachea leucopodia* (escala = 0,5 mm)
30. *Diderma testaceum* (escala = 0,5 mm)
31. *Didymium minus* (escala = 0,5 mm)
32. *Fuligo septica* (escala = 2 mm)

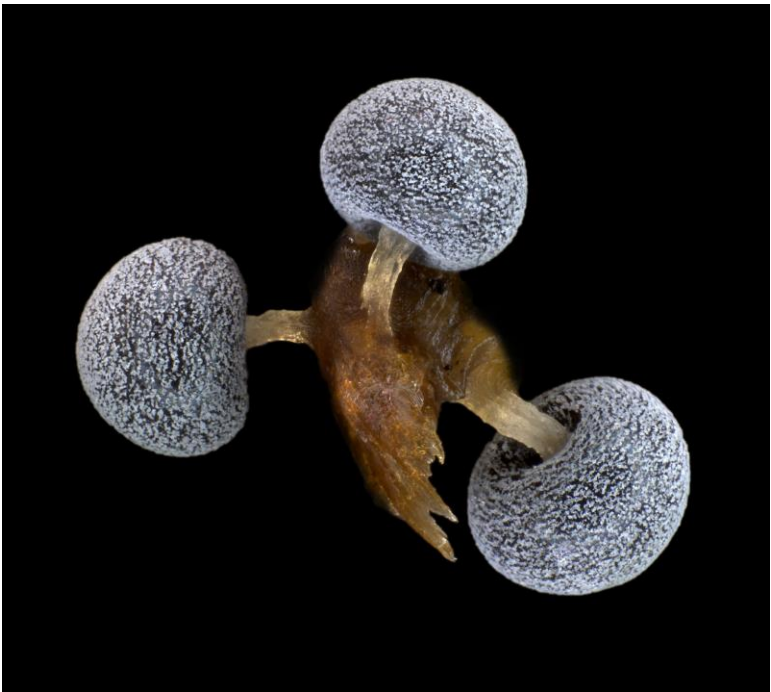
Lámina 5: Physarales

33. *Leocarpus fragilis* (escala = 1 cm)
34. *Lepidoderma chailletii* (escala = 1 mm)
35. *Mucilago crustacea* (escala = 1 cm)
36. *Physarella oblonga* (escala = 1 mm)
37. *Physarum atacamense* (escala = 1 mm)
38. *Physarum viride* (escala = 0,5 mm)
39. *Physarina alboscabra* (escala = 0,5 mm)
40. *Willkommangea reticulata* (escala = 1 mm)

Lámina 6: Stemonitidales

41. *Collaria nigricapillitia* (escala = 0,5 mm)
42. *Comatricha elegans* (escala = 0,5 mm)
43. *Lamproderma columbinum* (escala = 0,5 mm)
44. *Lamproderma sauteri* (escala = 0,5 mm)
45. *Macbrideola andina* (escala = 0,2 mm)
46. *Paradiacheopsis longipes* (escala = 0,5 mm)
47. *Stemonaria rufipes* (escala = 0,5 mm)
48. *Stemonitis fusca* (escala = 5 mm)
49. *Stemonitopsis gracilis* (escala = 0,5 mm)

Guía para el estudio de la taxonomía y ecología de Myxomycetes



Carlos Lado y Carlos Rojas

2020



UNIVERSIDAD DE
COSTA RICA



UNIDAD DE
RECURSOS
FORESTALES

REAL JARDÍN
BOTÁNICO

MYXOTROPIC

Esta guía fue auspiciada por el X Congreso Internacional sobre Sistemática y Ecología de Myxomycetes (ICSEM 10) celebrado en Turrialba, Costa Rica del 25 al 28 de febrero de 2020 (un proyecto de la Finca Experimental Interdisciplinaria de Modelos Agroecológicos – FEIMA)

