

CULTIVO E IDENTIFICACION DE LOS
MYXOMYCETES *

Por *Karl L. Braun***
*Harold W. Keller****
y *Jeanne R. Braun*****

CULTURE AND IDENTIFICATION OF THE
MYXOMYCETES *

SUMMARY

A procedure for cultivating Myxomycetes in the laboratory is described, and also a key for identification of the most common genera of Myxomycetes growing in Mexico is provided.

RESUMEN

Se describe un procedimiento para cultivar en el laboratorio los Mixomicetos. Se presenta también una clave para identificar los principales géneros de Mixomicetos comunes en México.

INTRODUCCION

Aunque los Mixomicetos crecen en muchas partes de México, poco es lo que se conoce de ellos debido a la falta de estudios y sobre todo a la carencia de publicaciones en español. Braun y Keller (1976) y Keller y Braun (1977) han presentado los primeros estudios formales sobre los Mixomicetos de México.

Existen dos técnicas para recolectar y estudiar los mixomicetos, una que es la clásica, consiste en recoger con cuidado las fructificaciones que crecen sobre el sustrato, especialmente madera o cortezas y secarlos, para después guardarlos en cajas de cartón en el herbario. Otra técnica, la más moderna, se refiere

- * Traducción revisada y adaptada por G. Guzmán.
- ** North High School, Springfield, Ohio, E.U.A.
- *** Wright State University, Dayton, Ohio, E.U.A.
- **** South High School, Springfield, Ohio, E.U.A.

a recolectar preferentemente el sustrato y colocarlo en cámaras húmedas, en donde las fructificaciones se desarrollarán y madurarán en el laboratorio. Esta técnica que es la que aquí se describe, permite conocer el ciclo biológico, tal como lo explicó Braun (1975).

Cultivo de los Mixomicetos por medio de la cámara húmeda

El uso de cámara húmeda tiene la ventaja de la fácil identificación de Mixomicetos cortícolas muy pequeños, que no pueden observarse a simple vista en el campo. Frecuentemente no hay bastante tiempo para buscar y recoger las fructificaciones de los Mixomicetos, o tal vez el tiempo ha sido seco y frío, lo cual impide las fructificaciones de varias especies.

La técnica de cámara húmeda fue usada por primera vez en los Mixomicetos por Gilbert y Martin (1933), quienes al tratar de desarrollar algas para sus cursos de botánica, quedaron asombrados al descubrir Mixomicetos en sus cámaras.

El procedimiento para preparar la cámara húmeda es sencillo. Las cajas de petri, de 100 x 20 mm, se montan con discos de papel filtro u otro papel absorbente. Se coloca la corteza sobre el papel y se añade agua destilada estéril (10-15 ml), mojando completamente la corteza. Después de un periodo de 10-12 horas, se retira el agua en exceso ya que puede resultar perjudicial, pero, sin embargo, insuficiente agua puede impedir el desarrollo de varias especies. Las cajas se colocan a 23-25° C bajo luz normal en un ciclo de 12/12 horas luz/obscuridad. A partir de las 24 horas siguientes, aparecen los primeros Mixomicetos en tales cajas de petri.

Se recomienda etiquetar las cajas de petri, de tal manera que se lleve control de la fecha y nombre de la localidad de procedencia de la corteza o del sustrato usado, tipo de vegetación, nombre del colector y su número, así como el nombre del árbol de la corteza si éste puede identificarse.

Es importante observar el color y forma del plasmodio, así como de las fructificaciones que sobre él se desarrollan. Poca información existe en general de los plasmodios. Cuando se alimentan activamente de la corteza y por consiguiente destruyéndola, se puede transferir un trocito de corteza con plasmodio a un medio estéril de agar, según la técnica de Timnick (1947). Con este procedimiento se pueden obtener esporas en el medio de agar y removerlas para sembrarlas en forma exclusiva en otros medios de agar y estudiar el desarrollo del plasmodio a partir de esporas.

El remojar la corteza en las cajas de petri, después de unos días de desarrollo del plasmodio, generalmente induce a la fructificación.

Para recolectar las fructificaciones en las cajas de petri, se destapan éstas ligeramente, permitiendo que el contenido se seque gradualmente. Esta acción es crucial y requiere de la experiencia adquirida sólo por la manipulación de numerosos cultivos. Si las cajas se secan muy rápido, los esporangios tienden a degenerar y las esporas a adherirse, pero si los cultivos se secan muy despacio, los largos filamentosos que normalmente crecen sobre las cortezas, tapizan las fructificaciones de los Mixomicetos.

Generalmente sobre las cortezas crecen más de una especie de Mixomicetos. Cuando esto sucede es necesario remover con un escalpelo o bisturí la masa con las fructificaciones diferentes y transferirla a otra caja.

Los especímenes colectados ya sea en la naturaleza o en las cajas de petri, en ambos casos con un fragmento del substrato, se secan antes de ser herborizados. Una vez secos, se pegan con una gota de goma en la superficie inferior de la tapa de la caja de cartón. Este procedimiento de montaje asegurará que el espécimen quede separado de la etiqueta o de la naftalina. Dicha etiqueta deberá contener además de la fecha y nombre de la localidad, el nombre del colector y su número y la fecha de cuándo fue removido de la caja de petri en el caso de un cultivo.

Clave para identificar los principales géneros de Mixomicetos en México

- 1a. Las esporas crecen en el exterior de la fructificación. Hipotalo prominente, generalmente de crecimiento vertical. Estípites sencillo o abobrescente *Ceratiomyxa*
- 1b. Las esporas crecen en el interior de las fructificaciones. Hipotalo generalmente formado por una membrana poco perceptible, si es fuertemente calcáreo o esponjoso, se presentan estípites cortos 2
- 2a. Esporas hialinas o amarillentas, pero de color claro en masa 3
- 2b. Esporas morado-pardo a amarillo-pardo, pero morado oscuro a negro en masa, rara vez de color ferruginoso 14
- 3a. Sin capilicio, pero muchas veces con pseudocapilicio 4
- 3b. Con capilicio 10
- 4a. Fructificaciones pequeñas de menos de 0.3 mm, sésiles o estipitadas, sencillas o arborescentes. Sin pseudocapilicio *Liccia*
- 4b. Fructificaciones mayores o esporangios en masas, formando un pseudoetalio o etalio 5
- 5a. Sin granos dictydinos. Pseudocapilicio a veces presente 6
- 5b. Con granos dictydinos. Pseudocapilicio nunca presente 9
- 6a. Esporangios generalmente agrupados pero con las paredes persistentes, o muchas veces unidas para formar un pseudoetalio *Tubifera*
- 6b. Formando un pseudoetalio compuesto de esporangios con paredes evanescentes o con etalio verdadero 7
- 7a. Pseudoetalio formado por esporangios estrechamente oprimidos, con paredes evanescentes al madurar, con la excepción de filamentos en los ángulos conectados a los opérculos *Dictydiaethalium*
- 7b. Fructificación en forma de etalio verdarero 8
- 8a. Etalio globoso, subgloboso o pulviando. Pseudocapilicio formado por tubos arborescentes hialinos. Esporas pálidas en masa *Lycogala*
- 8b. Etalio pulvinado o subcostroso. Pseudocapilicio con membrana deshinchada o perforada. Esporas de color moreno en masa *Reticularia* y *Enteridium*

- 9a. Filamentos de la red del esporangio fusionados irregularmente, formando nódulos *Reticularia*
- 9b. Filamentos de la red del esporangio generalmente paralelos entre sí, con conexiones muy delicadas *Dictydium*
- 10a. Capilicio con verrugas, dientes o fajas o es casi liso; algunas veces con fajas espirales mal definidas 11
- 10b. Capilicio con espirales bien definidas 12
- 11a. Filamentos del capilicio delgados, generalmente menos de 3 µm de diámetro, no anastomosados y poco ramificados *Perichaena*
- 11b. Filamentos del capilicio gruesos, muy ramificados y anastomosados *Arcyria*
- 12a. Capilicio anastomosado, en forma de red *Hemitrichia*
- 12b. Capilicio con filamentos libres y largos *Metatrichia*
- 12c. Capilicio con filamentos libres cortos 14
- 13a. Capilicio con espirales regulares. Esporangios aislados *Trichia*
- 13b. Capilicio con espirales irregulares. Esporangios en conjuntos .. *Oligonema*
- 14a. Peridio y capilicio no calcáreo 15
- 14b. Peridio y/o capilicio calcáreos 19
- 15a. Estípites, columela e hipotalo calcáreos *Diachea*
- 15b. Dichas estructuras no son calcáreas 16
- 16a. Columela formando un disco en el ápice, de donde sale el capilicio *Enerthenema*
- 16b. Columela sin formar un disco 17
- 17a. Peridio persistente, típicamente iridiscente. Capilicio a partir del extremo superior de la columela *Lamproderma*
- 17b. Peridio fugaz. Capilicio a partir de toda la columela o de la base del esporangio 18
- 18a. Los extremos de la columela están unidos, formando una red superficial *Stemonitis*
- 18b. Sin la red superficial del caso anterior *Comatricha*
- 19a. Capilicio calcáreo, así como también el resto de la fructificación. El carbonato de calcio no es cristalino 20
- 19b. Capilicio no calcáreo, pero sí el peridio y el estípites. Carbonato de calcio en forma de cristales 26
- 20a. Fructificaciones en forma de etalio *Fuligo*
- 20b. Fructificaciones no en forma de etalio 21
- 21a. Capilicio con una red de tubos calcáreos de diámetro irregular *Badhamia*
- 21b. Capilicio con una red de tubos no calcáreos, pero sí con nudillos calcáreos 22
- 22a. Peridio, liso, brillante y quebradizo *Leocarpus*
- 22b. Peridio rugoso y opaco, delicado o quebradizo 23
- 23a. Esporangios en forma de dedal. Peridio con prominentes espinas amarillentas en su interior *Physarella*
- 23b. Esporangios no en forma de dedal 24

24a. Esporangio dividido en cámaras por paredes calcáreas. Capilicio con ramas ensanchadas	<i>Cienkowskia</i>
24b. Esporangio sin cámaras. Capilicio sin ensanchamientos	25
25a. Dehiscencia circuncisil	<i>Craterium</i>
25b. Dehiscencia irregular o lobulada	<i>Physarum</i>
26a. Carbonato de calcio amorfo	<i>Didyma</i>
26b. Carbonato de calcio en cristales	27
27a. Fructificaciones en forma de etalio	<i>Mucilago</i>
27b. Fructificaciones bien definidas	28
28a. Con cristales estrellados	<i>Didymium</i>
28b. Cristales unidos en escamas	<i>Lepiderma</i>

GLOSARIO

Capilicio. Filamentos estériles entremezclados con las esporas (del latín *capillitium*, cabellera).

Circuncisil. Tipo de dehiscencia, capaz de hendirse circularmente.

Columnela. Columna pequeña dentro del esporangio; puede ser una prolongación del estípite.

Etalio. Fructificaciones que carecen de forma regular y definida (del griego *aethalium*, hollín).

Granos dictydinos. Granulaciones oscuras en el esporangio o en las esporas. Típicas en el género *Dictydium*.

Hipotalo. Superficie inferior del talo (del griego *hipos*, abajo).

Pulvinado o pulviniforme. De forma de almohada o cojinetes (del latín *pulvinus*, almohada).

Talo. Cuerpo vegetativo del Mixomiceto. Equivale al plasmodio.

LITERATURA CITADA

- Braun, K. L., 1975. Slime mold life cycle. *Carolina Tips* 38:9-10.
 Braun, K. L. y H. W. Keller, 1976. Myxomycetes of Mexico I. *Mycotaxon* 3:297-317.
 Gilbert, H. C. y G. W. Martin, 1933. Myxomycetes found on the bark of living trees. In papers on Iowa Fungi IV. *Stud. Nat. Hist. Iowa University*. 15:3-8.
 Keller, H. W. y K. L. Braun, 1977. Myxomycetes of Mexico II. *Bol. Soc. Mex. Mic.* 11:167-180.
 Timnick, M. B., 1947. Culturing myxomycete plasmodia for classroom use. *Proc. Iowa Acad. Sci.* 53:191-193.

Interesante publicación japonesa sobre los hongos de México

El Dr. Yasuo Kobayasi, del Museo de Historia Natural de Tokio, Japón, recientemente publicó los resultados de su viaje de estudios al Volcán Popocatepetl, realizado en 1978. El Dr. Kobayasi publicó en *Journal of Japanese Botany*, vols. 53 y 54, "Mycological Survey of Mexican Volcano Popocatepetl", partes I y II, respectivamente, en donde describe y comenta varias especies de hongos colectados por él, entre las que están: *Dacrymyces punctiformis* Neuh., *Dictyopanus pusillus* (Lév.) Sing., *Rhizophydium chitinophilum* Antik., *Rh. shacrotheca* Zopf., *Rh. oceanis* Karling, *Nowakowskiella profusa* Karling, *Catenophyctis variabilis* (Karling) Karling, *Saccobolus thaxteri* Brumm. y *Psilocybe aztecorum* Heim, entre otros. Recientemente publicó la 3a. parte, en el citado *Journal*, vol. 54 (6), la cual versa sobre diversos hongos coprófilos.