



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA
CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS

Micología y Líquenes

MANUAL DE PRÁCTICAS



**BIOLOGIA: PLAN DE
ESTUDIOS 2017-2**

Nombre del Profesor: Dr. Diego Luis Delgado Álvarez

CONTENIDO

<i>No. de práctica</i>	<i>Nombre de la práctica</i>	<i>No. Página</i>
	<i>Reglas de seguridad en el laboratorio</i>	<i>3</i>
<i>1</i>	<i>Bioseguridad, Preparación de medios de cultivo, y observación de estructuras fúngicas</i>	<i>4</i>
<i>2</i>	<i>Observación de la sucesión ecológica de los hongos</i>	<i>9</i>
<i>3</i>	<i>Cultivo de hongos comestibles y biofabricación</i>	<i>11</i>
<i>4</i>	<i>Observación, recolección, e identificación de hongos en su medio ambiente</i>	<i>15</i>
<i>5</i>	<i>Morfología y estructura de los líquenes</i>	<i>26</i>
<i>6</i>	<i>Utilización de claves taxonómicas para la determinación de ejemplares</i>	<i>29</i>
	<i>Bibliografía</i>	<i>30</i>

REGLAS DE SEGURIDAD EN EL LABORATORIO



- Localizar todos los equipos de seguridad como extinguidores, lavador de ojos, regaderas, etc.
- Proteger los ojos si trabajará con reactivos corrosivos, peligrosos o con luz ultravioleta.
- Usar bata de laboratorio, lo protegerá del material corrosivo o blanqueadores.
- Nunca pipetee con la boca o pruebe algún reactivo.
- No fumar, comer o beber en el laboratorio.
- El pelo largo de preferencia recogerlo.
- No usar sandalias con los pies descubiertos.
- No colocar los libros o cuadernos en el área de trabajo.
- Reporte cualquier daño o accidente en el laboratorio.
- Pregunte al maestro cualquier duda en el manejo de reactivos y/o equipos.
- Todos los reactivos pueden ser un riesgo para la salud, trabaje con cuidado.
- La mayoría de las prácticas de este laboratorio usan reactivos cancerígenos o tóxicos, así como agentes potencialmente patógenos, trabaje con seriedad y cuidado.
- En caso de contaminarse con algún reactivo lavarse con agua rápidamente y avisar al maestro.

➤ PRACTICA #1

Título: Bioseguridad, Preparación de medios de cultivo, y observación de estructuras fúngicas

Duración: 2 horas

INTRODUCCION:

La bioseguridad es la utilización de pautas y acciones para proteger a las personas de los riesgos que implica el trabajo con agentes biológicos, químicos y físicos. Estas pautas fueron establecidas debido al informe de una serie de casos bien documentados acerca de personal de laboratorio infectado con los microorganismos, con los cuales trabajaban. Estas pautas son reconocidas internacionalmente con el nombre de normas de bioseguridad. Estas normas deben ser aplicadas de acuerdo con el tipo de microorganismos o agentes químicos o físicos con los cuales se trabaje. Para los laboratorios de microbiología fueron designadas cuatro categorías de acuerdo con los riesgos potenciales que representa el trabajo en estos.

Características del laboratorio de biología de los hongos y recomendaciones

Para la realización de las prácticas de laboratorio que se presentan en este libro se debe disponer de un laboratorio de nivel 1. A pesar de que en el laboratorio de biología de hongos no se manipulan agentes patógenos, es necesario tener en cuenta que se está trabajando con organismos vivos que pueden ser oportunistas. Por lo tanto, se deben atender las siguientes observaciones y recomendaciones.

Causa	Consecuencia
Creación de aerosoles	Afección respiratoria Alergias
Accidente traumático	Micosis por implantación
Dispersión de suspensión de hongos	Afección ocular
Contacto directo con lesión cutánea	Afección cutánea

Tabla 1: Resumen de las causas de infección micótica en el laboratorio y sus consecuencias

PREPARACIÓN DE MEDIOS DE CULTIVO

En general, un medio de cultivo debe tener todos los nutrientes requeridos para el hongo: fuentes de carbono y nitrógeno utilizables, ciertas sales, microelementos y agua. Algunas especies requieren vitaminas y factores de crecimiento. Estos medios, de acuerdo con su consistencia, pueden ser líquidos o sólidos (con agar) y según se conozca la naturaleza química de los constituyentes pueden ser sintéticos, semisintéticos o naturales. Medios sintéticos: son elaborados a partir de sales minerales, carbohidratos y fuentes de nitrógeno orgánico e

inorgánico, siendo todos estos reactivos de grado analítico. El agua es desionizada y el agar noble, lo cual permite conocer la composición exacta del medio. Por ejemplo: agar Czapek (CZ), Difco, Oxoid, Merck. Medios semisintéticos: contienen componentes de concentración conocida y componentes naturales (papa más un carbohidrato para la estimulación del crecimiento vegetativo). Por ejemplo: agar Sabouraud, (SAB), Difco, Oxoid, Merck; agar papa dextrosa (PDA), Oxoid, Difco, Merck. Medios naturales: son elaborados a partir de una fuente de nutrientes natural como la avena, arroz, pan, zanahoria, etcétera y, por lo tanto, la composición exacta del medio no es conocida.

La gran parte de los hongos presentes en el ambiente interno son saprófitos, ya que ellos suelen obtener lo que requieren para su metabolismo de materiales muertos como materia orgánica o sustratos como madera, papel, suelo y alimentos.

Las esporas fúngicas se pueden encontrar en todos los rincones de este planeta, tantas casas, oficinas, áreas de deporte, salones, bibliotecas, etc., pero donde yace una gran variedad de estas esporas es en el ambiente exterior campos, valles, selva, playas, prados e incluso en ciudades. En esta práctica, se realizaron aislados de muestras alimenticios con crecimiento de hongos tales como frutas, vegetales, pan, entre otros. Se realizarán aislados de hongos del aire exponiendo las placas abiertas a ciertos intervalos de tiempo para posteriormente poder estudiar las colonias y

describir sus distintas características como color, tamaño, apariencia, margen.

COMPETENCIA: Observar las estructuras fúngicas en un medio de cultivo para que se familiarice con la morfología fúngica, con disciplina, responsabilidad y compromiso.

- **MATERIAL:** 200 g de papas
- 1 L de Agua destilada
- 15 g de Agar
- Cajas Petri estériles
- microscopio,
- mechero,
- portaobjetos/cubreobjetos,
- cinta adhesiva,
- agua destilada,
- azul de lactofenol,
- lactofenol
- agujas de disección/estuche de disección,
- tijeras,
- mechero,
- alcohol
- placas con crecimiento de hongos en medio PDA + Ampicilina.

METODOLOGÍA:

Preparación de medio de cultivo PDA

1. Hervir 200 g de papas sin pelar en rodajas en 1 litro de agua durante 30 minutos.
2. Filtrar a través de gasa, recuperando el efluente, que es una infusión de papas.
3. Agregue 20 g de dextrosa, 15 g de agar y agua al efluente. Hervir para disolver completamente.
4. Esterilice los medios en autoclave a 121 °C durante 15 minutos.
5. Dispensar asépticamente en placas de Petri estériles.

Aislamiento de hongos del ambiente

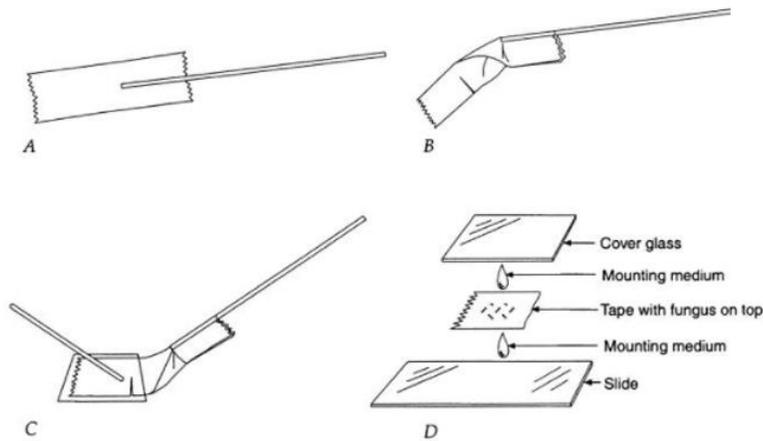
Dejar Destapadas las cajas de Petri durante 15 a 30 minutos en algún sitio. Después del tiempo transcurrido sellar con Parafilm, incubar hasta que empiecen a aparecer colonias, evitando que estén en contacto los bordes de las colonias. Almacenar en refrigeración hasta el día de la práctica.

Realización de montajes: Para la observación microscópica de los hongos se realizan montajes en agua, azul de lactofenol o lactofenol. Es importante tener en cuenta las ventajas y desventajas que ofrecen los diferentes líquidos de montaje de tal forma que los montajes estén acordes con lo esperado.

Líquido	Ventajas	Desventajas
Agua	Buena observación de forma, tamaño, pigmentación y contenido celular	Rápida desecación y baja viscosidad
Azul de lactofenol	Montaje duradero, fácil visualización	Contraste de pared es bajo. Mayor tinción de la pared que del citoplasma Encogimiento y coagulación del citoplasma.
Lactofenol	Artefactos menos pronunciados. Montaje duradero	Encogimiento y coagulación del citoplasma

Preparación de muestras para microscopía por técnica de la cinta adhesiva: se toma la cinta adhesiva y con las tijeras se corta un pedazo de aproximadamente 5 centímetros de largo. Se tomó una aguja de disección y se coloca en el medio, de manera paralela al largo de la cinta y en 1/3 del largo en el lado adhesivo de la cinta (Fig. 1A). Se dobla la cinta alrededor de la aguja y hacia sí mismo (Fig. 1B). Se toma una muestra elegida y cerca de la llama, se abrió la caja solo lo suficiente para introducir la aguja con cinta y con el lado adhesivo tocar la colonia. En seguida, se toma un portaobjeto y se coloca una gota de agua destilada para poder adherir la cinta a la superficie. La cinta se coloca en el portaobjeto con el lado adhesivo hacia arriba y con la ayuda de otra aguja de disección (Fig. 1C), se presiona la cinta en una esquina para poder retirar la aguja principal

lentamente. A continuación, se colocó una gota de líquido de montaje la cinta con la muestra último, se alinea el cubreobjetos sobre estos.



sobre
y, por

Se fotografían,
dibujan y describen

uno de los hongos llevados a clase de acuerdo con los siguientes parámetros:

cada

Medio de cultivo, tiempo y temperatura de incubación y aquellos que se describen a continuación.

Resultados

- Se describen las morfologías coloniales y microscópicas de cada hongo .
- Se realizan dibujos y se toman fotografías de las colonias y de las observaciones microscópicas.

Descripción macroscópica	Característica	Mohos	Levaduras
		Color	Colonia
		Reverso	
		Pigmento al medio	
	Tamaño de la colonia (mm)	Diámetro	
	Apariencia	Correosa	
		Aterciopelada	
		Algodonosa	
		Pulverulenta	
		Granulosa	
Descripción microscópica	Micelio	Hialino o demateáceo	Formación de pseudomicelio
		Septado o aseptado (escasamente septado)	
		Ancho o delgado	
	Pared	Delgada o Gruesa	
		Lisa o Rugosa	

Bibliografía

- de García, M. C. C., Restrepo, S. R., Molano, A. E. F., Toquica, M. C., & Estupiñán, N. V. (2012). *Biología de hongos*. Universidad de los Andes.

➤ PRACTICA #2:

Título: Observación de la sucesión ecológica de los hongos

COMPETENCIA: Desarrollar el crecimiento de organismos fúngicas en sustrato orgánico de animales para demostrar la sucesión ecológica de los hongos, con organización, voluntad y respeto.

Duración: 4 horas

INTRODUCCION: En esta práctica replicaremos el trabajo clásico de Aguirre-Acosta y Ulloa de 1982. Ellos determinaron la sucesión de hongos que se observa claramente durante la descomposición del excremento de animales herbívoros. Este proceso ha sido objeto de estudio por la importancia y variedad de los hongos que se desarrollan en ese sustrato, y porque sirve como un modelo para estudiar aspectos de ecología microbiana. Es bien conocido que los hongos que aparecen durante la primera fase de la sucesión en el estiércol de caballo y de vaca, corresponden a especies de Mucorales; después de un tiempo, se desarrollan las de Pezizomycetes, Lecanoromycetes, Leotiomycetes and Sordariomycetes (antes conocidos como Discomycetes) y Sordariomycetes (antes conocidos como Pyrenomycetes), y en la última etapa de la sucesión aparecen especies de Basidiomycetes. Para explicar esto se ha mencionado que en un principio el excremento es rico en compuestos de carbono, los cuales pueden ser directamente absorbidos o transformados en sustancias absorbibles por hongos de rápido crecimiento, como los Mucorales; cuando estos compuestos se agotan, estos hongos mueren, ya que no tienen la capacidad de utilizar sustancias más complejas como la celulosa y la lignina, las cuales son fácilmente degradadas por miembros de los Ascomycetes y Basidiomycetes (Ingold, 1978). Chang y Hudson (1967) reconocen tres fases de actividad fúngica durante el proceso de descomposición del estiércol. La primera, en donde aparecen hongos predominantemente mesófilos; posteriormente hongos termófilos y termotolerantes, y en la última, una mezcla de hongos termotolerantes y mesófilos. En la mayoría de estos hongos fimícolas (que se alimentan de estiércol), las esporas son ingeridas por el animal, pasan a través del tracto digestivo exponiéndose a la actividad de los jugos gástricos, y al ser depositadas en el excremento, germinan y desarrollan los cuerpos fructíferos cuando las condiciones son favorables (Cooke, 1958).

Describen Aguirre-Acosta y Ulloa (1982) que “entre los hongos que han sido registrados en estos sustratos, se encuentran Mucorales, como *Helicostylum piriforme* Bainier (Pérez-Silva 1976a); Xylariales, como *Porania oedipus* (Mont.) Mont., *P. punctata* (Linn.) Fr. (Pérez-Silva, 1970) y *Podosordaria mexicana* Eli. & Holw. (Pérez-Silva, 1976b); y Agaricales, como *Panaeolus antillarum* (Fr.) Dennis, *P. cyanescens* (Berk. et Br.) Sacc., *P. fimicola* (Fr.) Quél., *P. retirugis* (Fr.) Quél., *P. semiovatus* (Sow. ex Fr.) Lund et Nannf., *P. sphinctrinus* (Fr.) Quél., *P. tropicalis* Ols'f. (Guzmán y Pérez Patraça, 1972), *Bolbitius coprophilus* (Peck) Sing., *Coprinus macrorrhizus* Fr. ex Pers., *Psilocybe coprophila* (Bull. ex Fr.) Kummer, *P. subcoprophila* (Britz) Sacc., *Stropharia*

semiglobata (Batsch. Ex Fr.) Quél. (Várela, 1974), *Coprinus brassicae* Peck, *C. ephemerus* (Bull. ex Fr.) Fr. y *C. narcoticus* (Bastch ex Fr.) Fr. (Pérez-Silva, 1976c).

MATERIAL:

- estiércol de vaca,
- cajas de Petri,
- cámara fotográfica,
- microscopio,
- mechero,
- portaobjetos/cubreobjetos,
- cinta adhesiva,
- agua destilada,
- azul de lactofenol,
- lactofenol
- agujas de disección/estuche de disección,
- tijeras,
- mechero,
- alcohol

METODOLOGÍA:

Se obtiene una muestra de estiércol de vaca (*Bos taurus*), que haya sido recolectada inmediatamente después de haber sido depositada por el animal. Utiliza una pala desinfectada con alcohol y guárdala en una bolsa de plástico limpia.

Separar el estiércol en dos grupos, uno que se dejará secar al aire para reducir el crecimiento de bacterias, y otro que será incubado en cámaras húmedas. Las cámaras húmedas consisten en cajas de Petri con papel humedecido. Separa las muestras que serán incubadas en cámaras húmedas en al menos 16 partes. Se observará el crecimiento de hongos durante 2 meses.

Conforme aparezcan los hongos aislar en cajas de Petri con medio PDA con antibiótico.

Resultados

Reporta los hongos conforme vayan apareciendo. Registra el día de aparición, describe e identifica cada hongo. Elaborar una tabla como la que se muestra a continuación

Día de aparición	Descripción del hongo	Hongo	Fotografía

Bibliografía

- Aguirre-Acosta, E., & Ulloa, M. (1982). Primer registro en México sobre la sucesión de hongos en el estiércol de vaca. *Scientia Fungorum*, (17), 76-88.

➤ PRACTICA #3

Título: Cultivo de hongos comestibles y biofabricación

COMPETENCIA: Realizar cultivo de macromicetos, preparando las condiciones ambientales básicas y nutricionales para la producción de hongos comestibles, con, organización, disciplina y voluntad.

Duración: 4 horas

INTRODUCCION: El género *Pleurotus* es uno de los hongos de pudrición blanca más estudiados debido a sus excepcionales propiedades ligninolíticas. Es un hongo comestible y también tiene varios efectos biológicos, ya que contiene importantes moléculas bioactivas. En los hongos basidiomicetos, las enzimas lignocelulolíticas se ven afectadas por muchos factores típicos de fermentación, como la composición del medio, la proporción de carbono a nitrógeno, el pH, la temperatura, la composición del aire, etc. La supervivencia y multiplicación de los hongos está relacionada con una serie de factores que pueden actuar por separado o tener efectos interactivos entre ellos. De ahí que la comprensión de los desafíos en el manejo de hongos de la especie *Pleurotus* requiere una comprensión fundamental de sus propiedades físicas, químicas, biológicas y enzimáticas. En la revisión realizada por Bellettini y colaboradores (2019) se presenta una lista de verificación práctica de factores intrínsecos y extrínsecos disponibles, que proporciona información sintética útil que puede ayudar a diferentes usuarios. Se necesita un conocimiento profundo de las características técnicas para una producción adecuada y eficiente de *Pleurotus* spp.

MATERIAL:

- Balanza analítica o granataria,
- agua destilada o purificada,
- matraz Erlenmeyer,
- mecheros,
- agar con extracto de malta
- autoclave
- Cajas de Petri
- semillas de gramíneas,
- bolsas de 18x25 cm,
- mecheros,
- alcohol al 70 %,
- agujas de disección,
- autoclave,
- bisturí o navaja,
- Semilla (inóculo) de setas

- Paja de cebada, avena, trigo, etc.
- Bolsas de plástico transparente de 40 x 60 cm o de 50 x 75 cm
- Solución desinfectante (alcohol al 70 por ciento)
- Cinta transparente o masking tape
- Navaja y / o tijeras

METODOLOGÍA:

Siguiendo el manual de cultivo de setas de Gaitán-Hernández y colaboradores (2006), se aislará tejido fúngico de *Pleurotus*, se realizará un respaldo y se inocularán distintos sustratos para la producción de setas. Se preparan cajas de Petri con agar malta (10g extracto de malta, 15 g agar) y se esterilizarán.

Primera parte:

Aislamiento por medio de tejido: Este tipo de aislamiento es una de las formas más simples de obtener una cepa y el resultado es una copia idéntica del hongo del cual se ha obtenido el tejido. En un ambiente de absoluta asepsia, incluyendo los materiales previamente esterilizados, se coloca el hongo, el cual deberá estar en buen estado y libre de tierra y/o insectos. El hongo se corta longitudinalmente con una navaja; con la ayuda de unas pinzas estériles y frías, se toman fragmentos del micelio o carne del hongo y se colocan en cajas de Petri con medio de cultivo. Las cajas con los aislamientos se incuban entre 25-28°C, de preferencia en la obscuridad o penumbra; 2 ó 3 días después, se observará crecimiento micelial en forma algodonosa sobre la superficie del medio. El color será blanco o blanco amarillento, lo que indicará que el aislamiento se realizó correctamente. Se deben seleccionar los cultivos con mejor apariencia y transferirse a nuevas cajas con medio de cultivo (Gaitán-Hernández, et al, 2006).

Segunda parte:

La preparación de inóculo o semilla se refiere a la propagación o desarrollo masivo del hongo en granos de gramíneas, principalmente sorgo o trigo.

La elaboración de inóculo se realiza en dos etapas:

1. Inóculo primario: propagación del micelio en semillas a partir de una cepa crecida en medio de cultivo.
2. Inóculo secundario: propagación del micelio en semillas a partir del inóculo primario, es decir, es la multiplicación del micelio para disponer de una mayor cantidad para su siembra en el sustrato elegido para la producción de hongos.

La elección de los granos o semillas para la producción de inóculo depende de su disponibilidad, bajo costo y calidad. Se pueden emplear semillas de sorgo, trigo, centeno, cebada, avena, mijo y arroz, entre otros. La semilla previamente se limpia, lava e hidrata por inmersión en agua de 8-12 hrs. Transcurrido el tiempo de hidratación, los granos se enjuagan y se escurre el exceso de agua con la ayuda de un cernidor, pasando un lienzo seco sobre la semilla hasta que al momento de tomar una porción con la mano esta no quede húmeda. La

cantidad de agua que absorbe la semilla es de aproximadamente 25-30 por ciento. Se colocan 300 g en bolsas, después se esterilizan en autoclave, a 15 lb durante 50-60 min. Las bolsas esterilizadas se enfrían en una área aislada y limpia, en una superficie desinfectada. Las muestras servirán para hacer el inóculo primario y el secundario.

El inóculo primario se elabora a partir del micelio desarrollado en medio de cultivo, éste se corta con una navaja o bisturí flameado o desinfectado con alcohol, en fragmentos de aproximadamente 1 cm y con una aguja de disección se toma uno de sol y se coloca sobre la semilla, se le deja un poco de aire a la bolsa y se hace un pequeño nudo en la parte superior. Se incuba de 25-28 ° C en obscuridad hasta que el micelio cubra totalmente la semilla; 15 ó 20 días después, el inóculo primario estará listo y podrá ser utilizado para elaborar el inóculo secundario. El inóculo secundario se realiza vaciando un poco de inóculo primario a nuevas bolsas con semilla estéril, se agita homogéneamente y se incuban en las mismas condiciones descritas para el inóculo primario (Figs. 14, 15 y 16). El inóculo secundario es el que se usa para la siembra y fructificación de las setas (Fig. 17). Si el inóculo no se emplea inmediatamente puede ser almacenado de preferencia en obscuridad y refrigeración a 5 ° C hasta por tres meses, aunque lo recomendable es utilizarlo a la semana de estar en refrigeración.

Siembra: existen diversos utensilios y métodos para la siembra del hongo en el substrato, sin embargo, la técnica más sencilla es la técnica manual en bolsas de plástico, ya que, por su sencillez y escaso material requerido, es una de las de más fácil adaptación a cualquier condición. Para la siembra del hongo se requiere una área cerrada, limpia, provista de una mesa o superficie con cubierta de fácil lavado, desinfectada con una solución de alcohol comercial de 96 ° diluido en agua (70 por ciento de alcohol, 30 por ciento de agua). En esta mesa se deposita la paja previamente pasteurizada y escurrida. La siembra se inicia cuando el substrato se enfría a la temperatura no mayor de 30 ° C. En bolsas de plástico transparentes y nuevas se procede a intercalar manualmente capas alternas de substrato y semilla, tratando de que la mezcla sea uniforme y evitando dejar áreas sin cubrir de semilla. Aproximadamente de 150 a 250 g de inóculo se requieren para sembrar 5 Kg (peso húmedo) de paja (Fig. 21).

Incubación: las bolsas cerradas se colocan sobre estantes metálicos en un cuarto limpio, de preferencia ambiental obscuro y con temperatura entre 25 a 28 ° C. Al día siguiente de la siembra, a las muestras se les hacen pequeñas perforaciones con un objeto punzocortante limpio, para favorecer la oxigenación del hongo. Dentro de los siguientes tres días, las bolsas se revisan diariamente con la finalidad de detectar la recuperación del micelio, lo cual se observará como una masa blanquecina creciendo alrededor del grano. Las bolsas deben mantenerse en el área de incubación hasta que el micelio cubra todo el sustrato, lo que sucederá en aproximadamente 2 o 3 semanas. Durante este tiempo se deben hacer otras revisiones periódicas de las muestras, para detectar cualquier posible contaminación por bacterias, otros hongos, o insectos.

Bibliografía

- Bellettini, M. B., Fiorda, F. A., Maieves, H. A., Teixeira, G. L., Ávila, S., Hornung, P. S., ... & Ribani, R. H. (2019). Factors affecting mushroom *Pleurotus* spp. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 26(4), 633-646.

Gaitán-Hernández, R., Salmones, D., Pérez-Merlo, R., & Mata, G. (2006). *Manual práctico del cultivo de setas: aislamiento, siembra y producción*. Instituto de Ecología, AC, Xalapa, México.

➤ PRACTICA #4

Título: Observación, recolección, e identificación de hongos en su medio ambiente

Duración: 2 horas

INTRODUCCION: El filo Basidiomycota comprende una gran cantidad de especies, sus miembros pueden ser unicelulares o multicelulares, tener reproducción sexual y asexual o solo una de ellas, ocupar hábitats acuáticos o terrestres y tener una morfología tan variable, que hace imposible encontrar una característica única y constante para este grupo. El carácter principal para el filo y del cual el grupo toma su nombre, es la presencia de basidios que producen las esporas sexuales y que generalmente se encuentran en regiones o tejidos especializados (agallas o poros), el himenio es la capa fértil formada por basidios y elementos estériles. Otras de las características representativas del filo, es la presencia del septo doliporo en el cual el septo tiene un poro central rodeado por una dilatación en forma de barril de la pared septal y recubierto por los dos lados por membranas especializadas llamadas parentosomas, este septo doliporo permite el paso de citoplasma, pero no de núcleos. La formación de las fíbulas también conocidas como grapas de conexión, son exclusivas en los Basidiomycota, pero no en todas las especies, permiten el paso de núcleos de una célula a otra manteniendo su condición dicariótica. Algo importante que debemos tener en cuenta al hablar de hongos es reconocer su estructura y saber el nombre correcto de cada una de sus partes. La fructificación de los Basidiomycota se denomina cuerpo fructífero, aunque hay muchas formas distintas para nombrarlo, otra muy conocida es basidiocarpo o basidioma (Cepero de García M., et al., 2012). Las características macroscópicas que se observan en los especímenes dependerán del grupo al que pertenezcan, pero es indispensable describir las estructuras con el máximo de detalles posibles. Por ello a continuación se mencionan las características que deben tenerse en cuenta. Información rescatada de Cepero de García y colaboradores (2012).

COMPETENCIA: Recolectar material fúngico de utilizando técnicas micológicas básicas para identificar enfermedades de las plantas, y reconocer especies de macromicetos, con organización, responsabilidad y disposición.

MATERIAL:

- Cuerpos fructíferos colectados en el campo
- Microscopio
- Estereoscopio

- Estuche de disección

METODOLOGÍA: Descripción macroscópica de las colecciones

Píleo. También conocido como sombrero, es la parte superior del basidiocarpo.

- **Tamaño.** Se mide el diámetro del píleo con regla graduada en milímetros o centímetros.
- **Forma.** Esta se puede ver fácilmente en una sección longitudinal considerando carpóforos jóvenes y maduros. Se consideran las formas de la superficie del píleo (Fig.1.3), así como las formas del centro de este mismo (Fig.1.4).

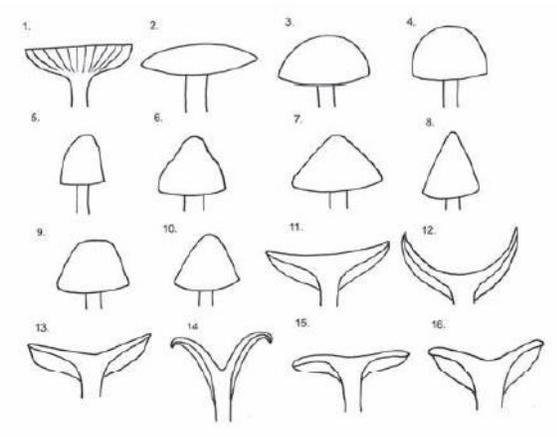


Fig. 17.19. Formas de la superficie del píleo: 1. plano, 2. plano-convexo, 3. convexo, 4. hemisférico, 5. parabólico, 6. campanulado, 7. ampliamente cónico, 8. cónico, 9. cónico-truncado, 10. obtusamente cónico, 11. plano-cóncavo, 12. cóncavo, 13. subinfundibuliforme, 14. fuertemente infundibuliforme, 15. ligeramente depresso, 16. depresso en el centro
Tomado y modificado de Vellinga (1988)

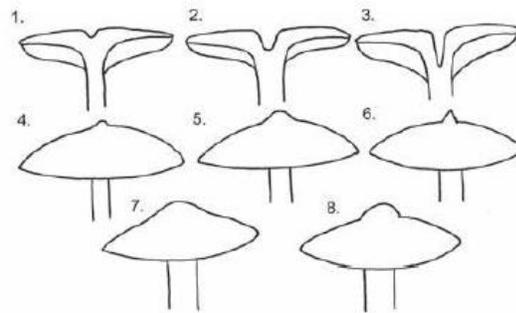


Fig. 17.20. Formas del centro del píleo. 1. subumbilicado, 2. umbilicado, 3. fuertemente umbilicado, 4. papilado, 5. papila abrupta, 6. con papila aguda, 7. subumbonado, 8. embonado
Tomado y modificado de Vellinga (1988)

- **Color.** Para el píleo se describe el color del centro y del margen y los posibles patrones de distribución de este, haciendo la diferencia entre jóvenes y maduros.
- **Superficie.** El aspecto de la superficie puede ser seco o húmedo, brillante u opaco, higrofano, víscido o viscoso, glutinoso. La superficie del píleo puede ser glabra u ornamentada y en este caso la ornamentación puede variar (Fig.1.5).

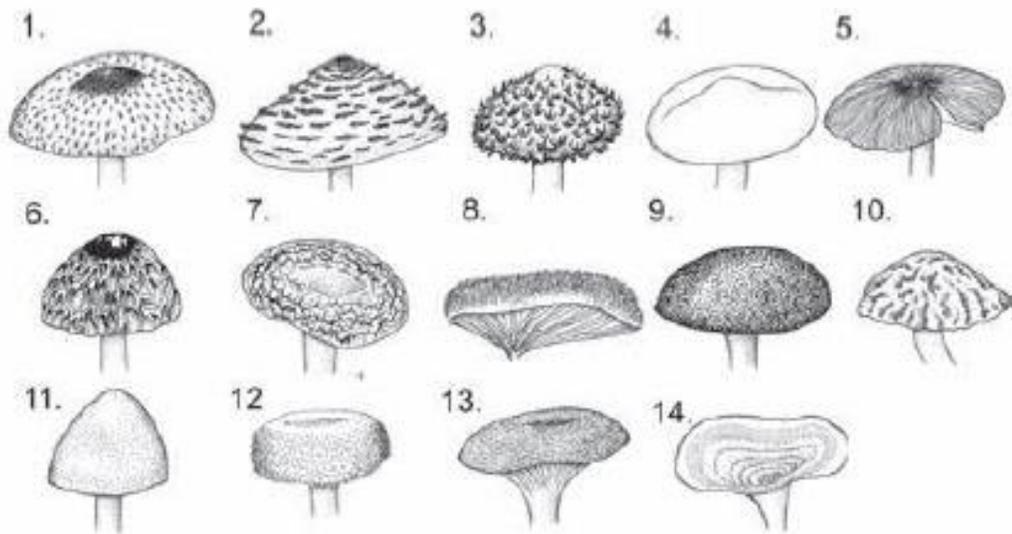


Fig. 17.22. Ornamentación de la superficie del píleo. 1. escumuloso, 2. escamoso, 3. escuarroso, 4. glabro, 5. fibrilosa, 6. reticulado, 7. areolado, 8. viloso, 9. granuloso, 10. rugoso, 11. pruinoso, 12. tomentoso, 13. velutinoso, 14. concéntricamente zonado
Tomado de Franco-Molano *et al.* (2005)

- **Margen.** Varía dependiendo del grado de expansión que este haya alcanzado a medida que madura (Fig.1.6). Puede ser: 1-3. recto, 4. decurvado, 5. incurvado, 6. enrollado hacia abajo, 7. levantado, 8. enrollado hacia arriba, 9. Proyectado.

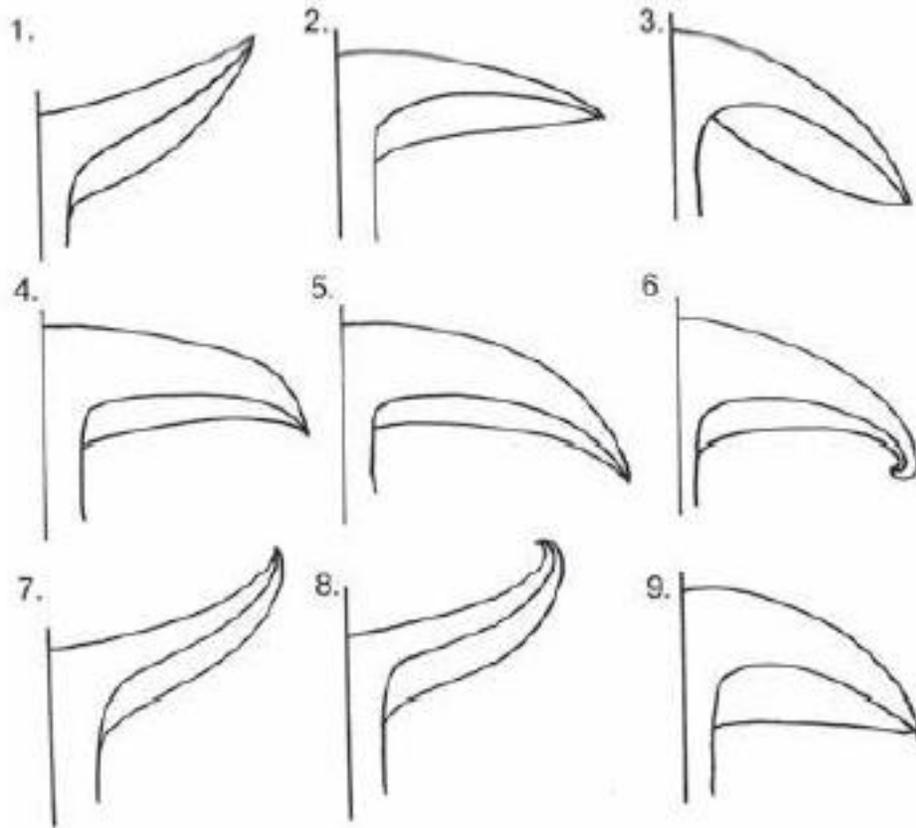


Fig. 17.23. Formas del margen de píleo. 1-3. recto, 4. decurvado, 5. incurvado, 6. enrollado hacia abajo, 7. levantado, 8. enrollado hacia arriba, 9. proyectado

Tomado y modificado de Vellinga (1988)

- **Contexto.** Tejido carnoso que forma parte del píleo y que se encuentra entre la superficie de este y el himenóforo.
- **Olor.** A champiñones, ajo, plátano verde, anís, dulce, picante, ácido, etc.
- **Sabor.** Masticar rápidamente, sentir el sabor y luego botarlo.

- Consistencia. Carnosos, leñosos o correosos, cartilagosos, membranosos, gelatinosos, etc.

Himenóforo. Región productora de esporas.

- Tipo: dentado poroide o lamelado (Fig. 1.7).

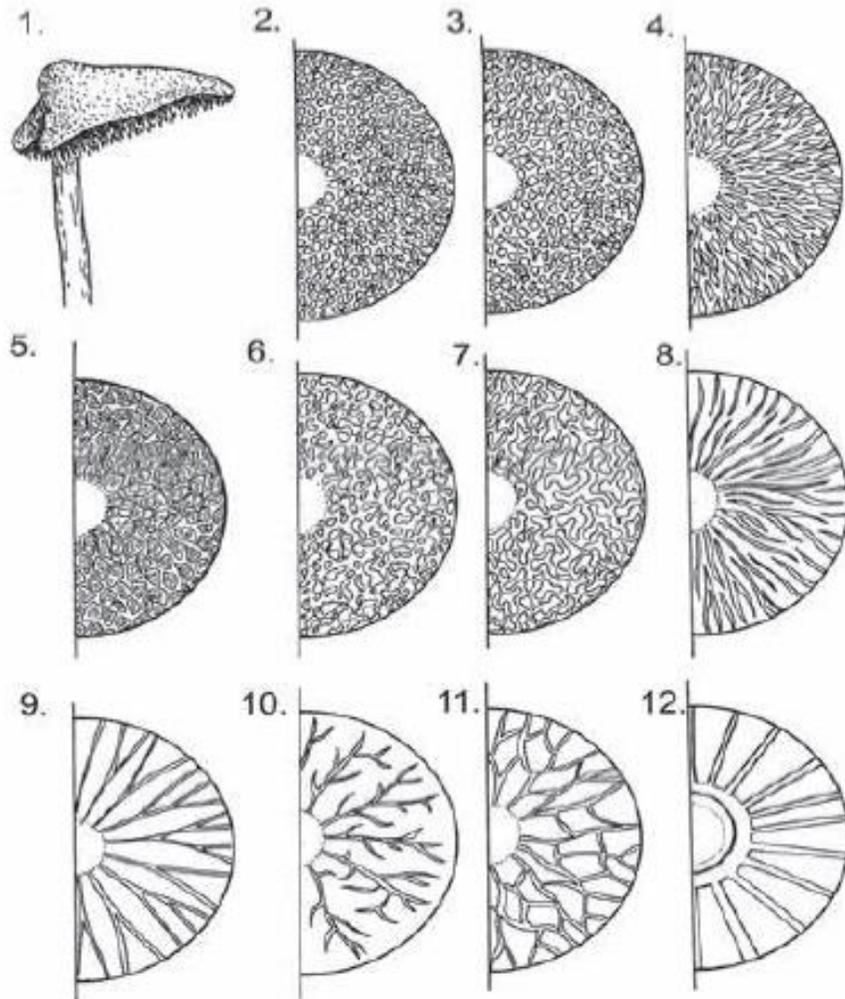


Fig. 17.24. Tipos de himenóforos: 1. dentado poroide; 2. poros circulares, 3. poros angulares, 4. poros alargados, 5. poros compuestos, 6. poros irregulares, 7. meruloide o daedaloide. Lamelado: 8. lamelado, 9. surcado, 10. intervenoso, 11. anastomosado, 12. en collar

Tomado de Franco-Molano *et al.* (2005)

- Unión al estípote. Es un carácter fácil de observar en un corte longitudinal (Fig.1.8).

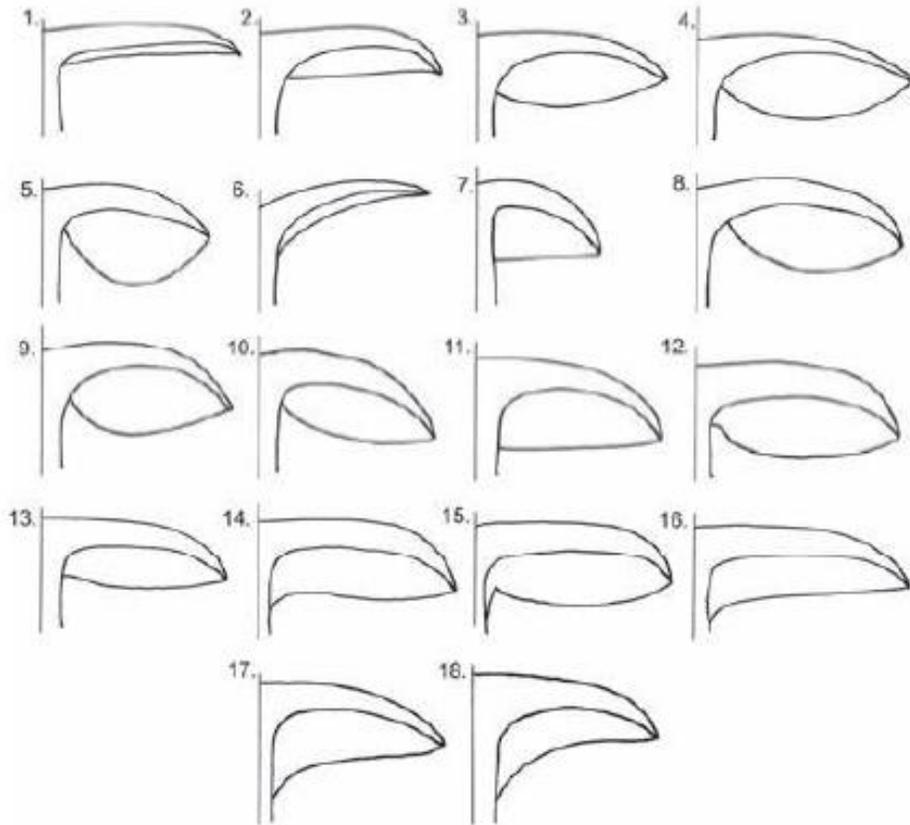


Fig. 17.25. Formas de lamelas y tipos de unión al estípote. **Formas:** 1. Lineal. 2. Segmentiforme. 3. Subventricosa. 4. Ventricosa. 5. Ampliamente ventricosa. 6. Arqueada. 7. Triangular. **Unión al estípote:** 8. Libres. 9. Anexas. 10. Ligeramente adnadas. 11. Adnadas. 12. Emarginadas. 13. Sinuadas. 14. Adnadas con diente decurrente. 15. Emarginadas con diente decurrente. 16. Ligeramente decurrentes. 17. Subdecurrentes. 18. Decurrentes
Tomado y modificado de Vellinga (1988)

- Color. Color inicial y los cambios con la edad y manipulación.

- Esparcimiento. Las lamelas pueden ser apretadas, cercanas, subdistantes o distantes (Fig.1.9).

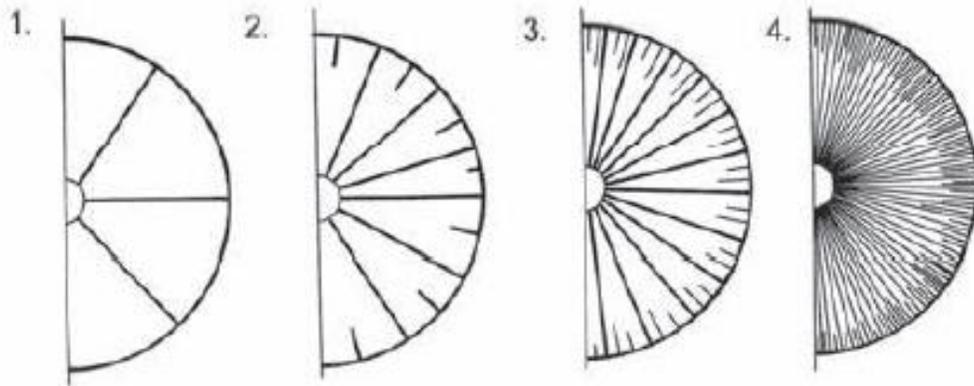


Fig. 17.26. Distanciamiento entre las lamelas: 1. Distantes. 2. Subdistantes.
3. Cercanas. 4. Apretadas
Tomado de Franco-Molano *et al.* (2005)

- Margen. Liso, con ranuras, dentado, erodado, serrado, serrulado o marginado (Fig.1.10)

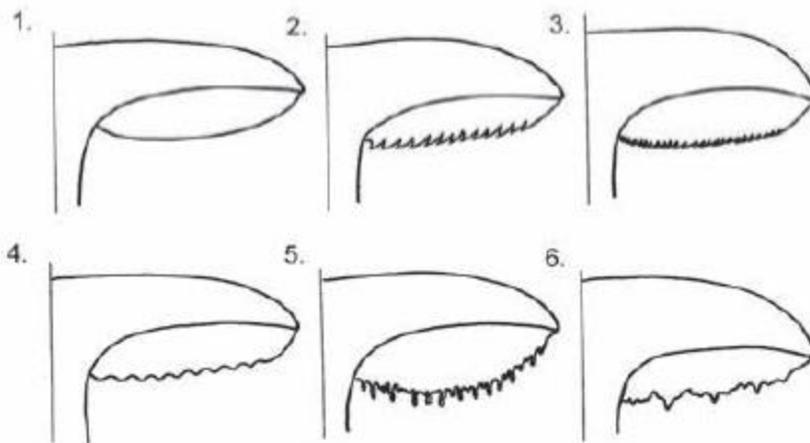


Fig. 17.27. Margen de las lamelas. 1. Entero. 2. Serrado. 3. Serrulado.
4. Crenado. 5. Fimbriado. 6. Erodado
Tomado de Franco-Molano *et al.* (2005)

- Lamélulas. Son lamelas cortas que no alcanzan a unirse al estípite. En este caso se anota si están presentes o no.

Estípite. Estructura de soporte, pie que sustenta el píleo.

- Tamaño. Incluye la longitud de la base al ápice y el diámetro.
- Posición respecto al Píleo. Puede ser central, excéntrico o lateral.

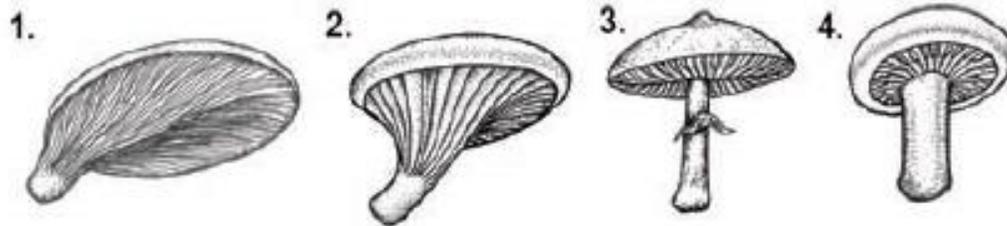


Fig. 17.28. Posición del estípite respecto al píleo: 1. Lateral. 2. Excéntrico. 3. Central. 4. Ligeramente excéntrico
Tomado de Franco-Molano *et al.* (2005)

- Forma. Las más comunes son cilíndrico, bulboso, abruptamente bulboso, clavado o claviforme, subclavado, en forma de tapón, subradicado, radicado o peronado.

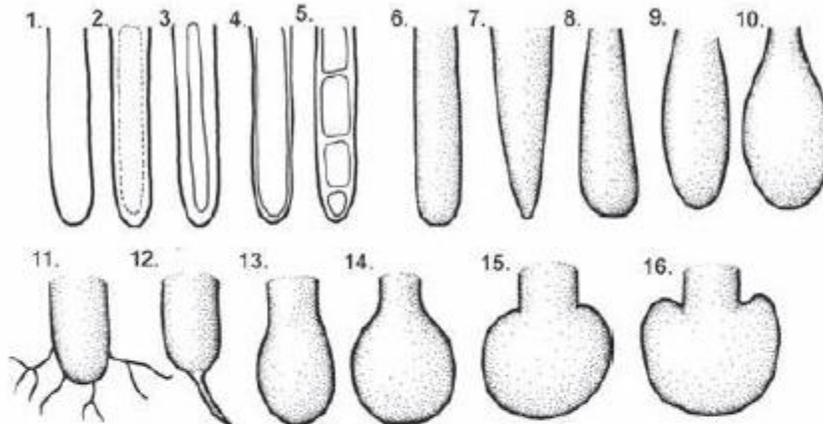


Fig. 17.29. Descripción del estípite Interior de estípite: 1. Sólido. 2. Relleno. 3. Fistuloso. 4. Hueco. 5. En cámaras. Formas de estípite: 6. Cilíndrico. 7. Tapón hacia abajo. 8. Tapón hacia arriba. 9. Subclavado. 10. Clavado. 11. Con rizomorfos. 12. Con seudorriza. 13. Sub-bulboso. 14. Bulboso. 15. Abruptamente bulboso. 16. Marginadamente bulboso
Tomado de Franco-Molano *et al.* (2005)

- Superficie. Las mismas características anotadas para la superficie del píleo se pueden utilizar para la superficie del estípite (Fig. 1.11)

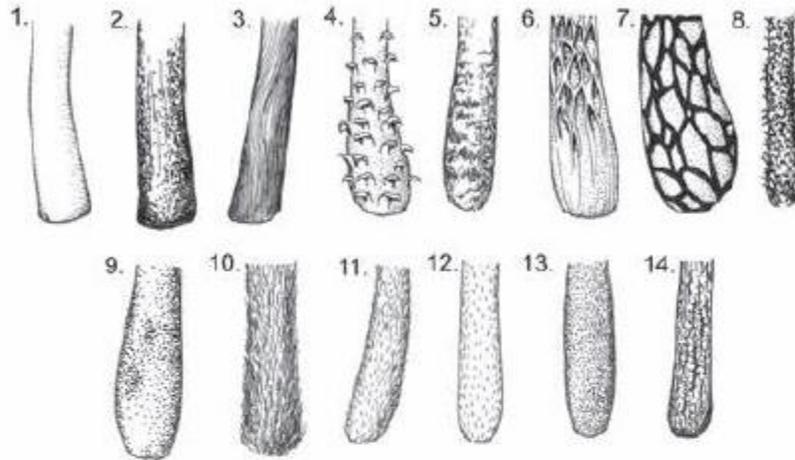


Fig. 17.30. Tipos de ornamentación de la superficie del estípite: 1. Glabro. 2. Escabroso. 3. Fibriloso. 4. Escamoso. 5. Escumuloso. 6. Reticulado. 7. Alveolado. 8. Estrigoso. 9. Pruinoso. 10. Viloso. 11. Tomentoso. 12. Pubescente. 13. Velutinoso. 14. Areolado
Tomado de Franco-Molano *et al.* (2005)

Contexto o interior del estípite.

- Sólido,
- semirrelleno o fistuloso,
- hueco.

Forma de unión al sustrato. La presencia de una masa de hifas o micelio basal es la forma más típica de unión.

Anillo. Se debe tener en cuenta la posición (apical, central o inferior), adherencia (fijo o móvil), estructura (doble o simple), textura (membranoso, algodónoso, fibriloso), color (interno, externo y cambios de éste) y persistencia (persistente o evanescente).

Volva. Al describir la volva es necesario tener en cuenta la forma (sacciforme, sacciforme-membranosa, circumsésil, zonada, farinosa, escamosa) y la textura (membranosa, pruinosa, fibrilosa).

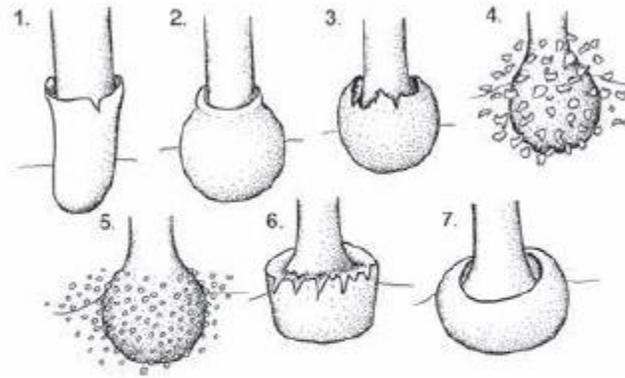


Fig. 17.31. Tipos de volva. 1. Vaina. 2. Limbada. 3. Sacciforme. 4. Desprendible. 5. Granular. 6. Hendida-partida. 7. Marginada-depresa
Tomado y modificado de Mala (1999)

Hábito de crecimiento. Solitarios, esparcidos, gregarios, cespitosos o imbricados.

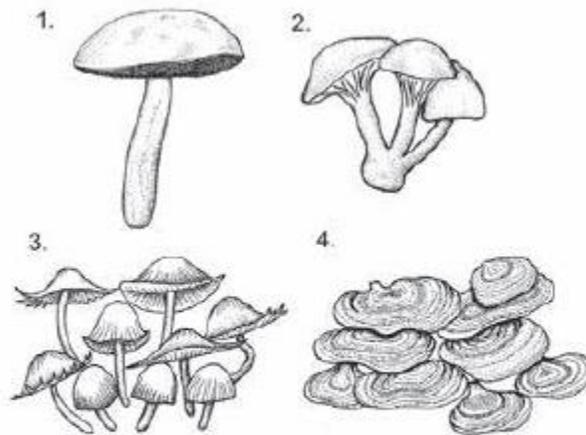


Fig. 17.32. Hábitos de crecimiento: 1. Solitario. 2. Cespitoso. 3. Gregario. 4. Imbricado
Tomado de Franco-Molano *et al.* (2005)

Sustrato. Terrícolas cuando crecen sobre suelo, coprófilos si están creciendo sobre excrementos; lignícolas, los que crecen sobre madera; fungícola, cuando crecen sobre otros hongos; entomógenos, si están creciendo sobre insectos; pirófilos, si crece en suelo quemado.

Utiliza las claves taxonómicas de Mykoweb (<https://www.mykoweb.com/systematics/index.html>) para determinar la clasificación de especímenes colectados.

Resultados

Se reportarán las descripciones de los cuerpos fructíferos colectados y su identificación siguiendo la guía Mykowebs.

Bibliografía

- de García, M. C. C., Restrepo, S. R., Molano, A. E. F., Toquica, M. C., & Estupiñán, N. V. (2012). *Biología de hongos*. Universidad de los Andes.
- Mykoweb (<https://www.mykoweb.com/systematics/index.html>)

➤ PRACTICA #5

Título: Morfología y estructura de los líquenes

Duración: 2 horas

INTRODUCCION: Un líquen es el fenotipo simbiote que surge de la asociación entre una especie de hongo y uno o más organismos autótrofos fotosintéticos (alga verde o cianobacterias). Como toda asociación simbiótica, los participantes obtienen beneficios y por tanto se considera una asociación mutualista. Se denomina micobionte al hongo que participa en ella y ficobionte o fotobionte al organismo autótrofo. La naturaleza dual de estos fenotipos simbióticos se conoce desde mucho tiempo atrás, la simbiosis fue reconocida por De Bary en 1886 y por Schwendener en 1867. Usualmente en esta simbiosis el micobionte es el que aporta la mayor cantidad de biomasa incluyendo la superficie externa del talo proporcionándole al ficobionte agua y protección por medio de las hifas que desarrolla a su alrededor. A su vez, el fotobionte, habitante interno compuesto de células o filamentos de alga o cianobacteria, proporciona al micobionte productos que se derivan de la fotosíntesis; las cianobacterias exportan glucosa y las algas verdes exportan polioles como eritritol, ribitol y sorbitol. Cuando estos compuestos son incorporados en el micobionte son rápidamente convertidos en manitol. Adicionalmente, las cianobacterias fijan nitrógeno que también puede ser utilizado por el micobionte (Honegger, 2001; Chaparro & Aguirre, 2002; Herrera & Ulloa, 2004; Miadlikowska et al., 2006; Webster & Weber, 2007). A partir de la unión del micobionte y ficobionte se origina un talo morfológicamente diferente a los componentes de esta asociación, en la cual el micobionte determina la estructura y morfología del talo que es importante para la determinación de las diferentes especies (Honegger, 2001; Chaparro & Aguirre, 2002; Herrera & Ulloa, 2004; Miadlikowska et al., 2006; Webster & Weber, 2007). Los tipos de talo se denominan de acuerdo con su complejidad y estratificación (distribución de células de alga entre las hifas fúngicas) (Alexopoulos et al., 1996). Los taxa que desarrollan talos simples, sin capas diferenciadas se denominan homómeros, y son considerados microlíquenes, donde el alga está irregularmente distribuida. Por otro lado, los taxa con talos heterómeros son conocidos como macrolíquenes, presentan anatomía estratificada, en los que existe una corteza superior seguida del fotobionte que se localiza en un nivel determinado (capa algal), luego la médula que está conformada por hifas entrelazadas de manera laxa en distintas capas y la corteza inferior y (Honegger, 2001). Dentro de los microlíquenes según su forma se denominan leprosos a los líquenes con apariencia polvorosa; costrosos a los que están fuertemente unidos al sustrato y presentan apariencia areolada a lobada y gelatinosos los que presentan apariencia mucilaginoso. En los macrolíquenes existen dos formas: foliosos con apariencia de hoja, los cuales están unidos al sustrato por medio de filamentos llamados rizinas, y fruticosos con forma de arbustos ramificados en mayor o menor grado, los cuales pueden surgir de

estados iniciales crustáceos o foliosos (fig. 10.71) (Chaparro & Aguirre, 2002; Webster & Weber, 2007).

COMPETENCIA: Introducir al alumno en mediante la observación anatómica para que se familiarice con la morfología de los líquenes, con compromiso, emoción y disposición.

MATERIAL:

- Líquenes colectados en el campo
- Microscopio
- Estereoscopio
- Estuche de disección
- Navaja o cuchillo
- Lupa
- Bolsas de papel
- Libreta de campo
- Fichas o láminas guías de las formas de cada estructura
- Cámara fotográfica

METODOLOGÍA:

Los principales datos de colecta que deben tenerse en cuenta son: localidad, sustrato donde es colectado el espécimen, humedad, altura, colector, anotaciones importantes de los talos.

Para desprender los cuerpos fructíferos del sustrato se utiliza la navaja o cuchillo tratando de cortar parte del sustrato si el espécimen está muy adherido, como ocurre en los talos costrosos o leprosos. En algunos casos los talos foliosos y fruticosos se desprenden con facilidad del sustrato.

Las colecciones deben empacarse en bolsas de papel preferiblemente y ser transportadas en una canasta o maleta sin que se aplasten. Una vez en el lugar de trabajo, describir el tipo de talo.

Tomar fotografías de cada una de las colecciones en campo, en el laboratorio o en el lugar de trabajo. Describir macroscópicamente cada una de las colecciones, utilizando una terminología adecuada de acuerdo con el espécimen.

Para la deshidratación se recomienda sacar los especímenes de las bolsas y dejarlos encima de ellas, deshidratándose a temperatura ambiente. No hay necesidad de usar

deshidratadores u hornos, como ocurre con los cuerpos fructíferos de basidiomicetos, ya que los talos de los líquenes son más pequeños.

Resultados

Fotografías, dibujos y descripciones de especímenes colectados.

Bibliografía:

- de García, M. C. C., Restrepo, S. R., Molano, A. E. F., Toquica, M. C., & Estupiñán, N. V. (2012). Biología de hongos. Universidad de los Andes.

➤ PRACTICA #6

Título: Utilización de claves taxonómicas para la determinación de ejemplares

Duración: 2 horas

INTRODUCCION: La guía por excelencia para la identificación de líquenes es la clave de "Líquenes de Norteamérica". Las claves se reproducen más o menos como aparecieron en "Líquenes de Norteamérica" excepto que están agrupadas en orden alfabético por género. Este libro cubre 2028 especies y 22 taxones infraespecíficos adicionales en 382 géneros, que es el 42% de la flora de líquenes actualmente conocida (4881 especies, según Esslinger [2014]). En "Líquenes de Norteamérica", 1086 especies estaban en los cayos, con alrededor de 800 especies cubiertas como entradas principales y otras 700 mencionadas en las notas. En esta versión, las especies ilustradas en "Líquenes de Norteamérica" están en negrita. Las citas de los autores se han incluido en las claves en lugar de en el índice. En la mayoría de los casos, el autor ha seguido a Esslinger (2014). Dado que las claves de líquen se escribieron para ser utilizadas junto con las descripciones completas, fotografías, mapas y discusiones que se encuentran en "Líquenes de Norteamérica", parecerán breves en detalles para aquellos que intentan usarlas por sí solas. Esto es especialmente cierto para las especies ilustradas en "Líquenes de Norteamérica", y el autor recomienda utilizar estas claves como complemento del libro. Para facilitar la referencia a "Líquenes de Norteamérica" a pesar de los cambios de nombre de muchos líquenes, así como la reidentificación o reclasificación de muchos cupones utilizados para las láminas de color, casi todos los nombres que se usaron en "Líquenes de Norteamérica" también aparecen en este volumen, ya sea como entradas clave, sinónimos o en —Notas o comentarios, y todos los nombres de este libro se enumeran en el Índice para que se puedan encontrar. (Brodo, 2016)**COMPETENCIA:** Clasificar a los líquenes agrupándolos en relación a similitudes morfológicas, para reconocer los géneros más comunes, con voluntad, compromiso y voluntad.

MATERIAL:

- Colección de líquenes
- Clave de identificación de líquenes

METODOLOGÍA:

A partir de la colección de líquenes se realizará la clasificación por medio de la guía dicotómica de Brodo (2016).

Resultados

Se reportan las descripciones de los líquenes y su identificación.

Se realizará un glosario con los términos que describan las características de los distintos líquenes.

Bibliografía

- Brodo, I. M. (2016). Keys to lichens of North America: revised and expanded. Yale University Press.

REFERENCIAS

- Aguirre-Acosta, E., & Ulloa, M. (1982). Primer registro en México sobre la sucesión de hongos en el estiércol de vaca. *Scientia Fungorum*, (17), 76-88.
- Bellettini, M. B., Fiorda, F. A., Maieves, H. A., Teixeira, G. L., Ávila, S., Hornung, P. S., ... & Ribani, R. H. (2019). Factors affecting mushroom *Pleurotus* spp. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 26(4), 633-646.
- Brodo, I. M. (2016). *Keys to lichens of North America: revised and expanded*. Yale University Press.
- de García, M. C. C., Restrepo, S. R., Molano, A. E. F., Toquica, M. C., & Estupiñán, N. V. (2012). *Biología de hongos*. Universidad de los Andes.
- Gaitán-Hernández, R., Salmones, D., Pérez-Merlo, R., & Mata, G. (2006). Manual práctico del cultivo de setas: aislamiento, siembra y producción. Instituto de Ecología, AC, Xalapa, México.
- Mykoweb (<https://www.mykoweb.com/systematics/index.html>)