



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA

**“SUCESIÓN Y FUNCIÓN ENZIMÁTICA DE LA
COMUNIDAD DE MICROHONGOS, EN UN CICLO
ANUAL, EN CISTERNAS DE *Tillandsia deppeana*
(Bromeliaceae). EN CONDICIONES DE
INVERNADERO.”**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
BIÓLOGA

PRESENTA

DULCE YADIRA RODRÍGUEZ VALENCIA

DIRECTORA DE TESIS

M. en C. María Elena Huidobro Salas



Los Reyes Iztacala, Tlalnepanitla de Baz,
Estado de México 2018



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Agradecimientos

Quiero agradecer a mi madre y hermanas por apoyarme en todo momento.

A mis hermanos por todas aquellas veces que me han ayudado.

A mi padre, por darme la oportunidad de estudiar una carrera.

Agradezco a la maestra María Elena Huidobro Salas y al doctor José Luis Gama Flores, por el tiempo que invirtieron mientras me ayudaban a realizar la tesis. Pero sobretodo, doy las gracias a la maestra por todo lo que he podido aprender de ella.

Agradezco al doctor Gumercindo Honorato de la Cruz Guzmán, por ser uno de mis sinodales y por el conocimiento que adquirí de él durante el servicio social.

Agradezco también a la bióloga María de los Angeles García Gómez y al biólogo Erik Loeza Torres, por su ayuda y guía durante la realización de la tesis.

A la doctora Silvia Aguilar y a Dalia Grego por su apoyo.

Al biólogo Moisés Chávez, por la ayuda brindada en el laboratorio.

A cada uno de los profesores que tuve durante la carrera, porque de cada uno aprendí cosas diferentes.

Agradezco a mis mejores amigas por ser quienes son.

Y agradezco a los amigos y amigas que hice durante la carrera por estar presentes.

“El humano es un ser que está constantemente en construcción, pero también, y de manera paralela, siempre en un estado de destrucción.”

José Saramago

ÍNDICE DE CONTENIDO

RESUMEN	1
INTRODUCCIÓN	2
GENERALIDADES	4
Las bromelias	4
Las bromelias tipo tanque o cisterna	4
Reciclamiento de nutrientes	5
Sucesión ecológica	6
Nicho	7
ANTECEDENTES	8
OBJETIVOS	9
Objetivo general	9
Objetivos particulares	9
MATERIALES Y MÉTODOS	10
Campo	10
Invernadero	10
Laboratorio	11
Pruebas enzimáticas cualitativas.....	12
Análisis estadístico.....	13
RESULTADOS	15
DISCUSIÓN	24
Riqueza específica	24
Predominancia (abundancia y frecuencia)	25
Diversidad	26
Distribución temporal o Sucesión	26
Relación enzimas-tipo de sustrato	28

CONCLUSIONES	29
APORTACIONES FINALES.....	30
LITERATURA CITADA	31
ANEXOS.....	36
Fundamento químico de las pruebas cualitativas.....	36
Rutas metabólicas	38
Ciclo del Nitrógeno	44
Limpieza de escamas de pescado para la prueba de quitina.....	46
Figura 3	47
Imágenes de los géneros de micromicetos identificados.....	48

RESUMEN

Las comunidades de microhongos al igual que cualquier otra comunidad presentan una distribución espacio temporal determinadas por una serie de factores (principalmente climáticos) en ciclos naturales. Los hongos son organismos heterótrofos encargados de la degradación de una gran cantidad de compuestos orgánicos para lo cual están dotados de una batería enzimática que los faculta para aprovechar una gran variedad de recursos que aparecen por flujos en el ambiente donde se desarrollan. Un ejemplo de lo anterior, son las cisternas de epífitas obligadas (aquellas que dependen de interacciones para su nutrición) de la familia de las Bromeliaceae. Aquí, las comunidades microfúngicas por su degradación son parte importante del flujo de nutrientes necesarios para estas epífitas. Conocer los recursos de materia orgánica particulada que llega a esos tanques, en qué momento, qué especies coexisten ahí, con qué enzimas cuentan para degradar esos sustratos y liberar nutrimentos para las epífitas, es información escasa. Por lo cual, en este trabajo el objetivo general fue evaluar la comunidad microfúngica, asociada a cisternas de *Tillandsia deppeana* en condiciones de invernadero. Se registró la temporalidad de las comunidades microfúngicas en un ciclo anual, dentro de los tanques de la epífita. La identificación y abundancia, así como la diversidad y la caracterización específica se llevó a cabo mediante técnicas microbiológicas estandarizadas. Los resultados mostraron una riqueza microfúngica de 69 morfoespecies, en los tanques de *T. deppeana*. Una diversidad de Shannon alrededor de 3.0 bits. En cuanto a la temporalidad, existen comunidades particulares asociadas a condiciones ambientales, siendo más similares las comunidades microfúngicas en las temporadas de sequía que en la temporada de lluvia. Cabe resaltar que la comunidad del ambiente húmedo fue la menos diversa, pero la más activa enzimáticamente.

Palabras clave: *Tillandsia*, epífitas, micromicetos, sucesión, degradación.

INTRODUCCIÓN

En climas templados y húmedos los grupos de epífitas están conformados por una extensa variedad de plantas vasculares, especialmente helechos y especies de *Bromeliaceae* y *Orchidaceae* (Benzing, 1990; Daubenmire, 1982). Para la familia *Bromeliaceae*, en México, se encuentran reportados 18 géneros y 342 especies. El país se considera un centro de diversificación, de algunos grupos de bromelias, siendo los géneros más diversos *Hechtia* (con 56 especies), *Pitcairnia* (con 45 especies) y *Tillandsia* (con casi 195 especies) (Ramírez, 2010). El género *Tillandsia* está constituido principalmente de organismos epífitos. En las especies de este género las raíces sirven principalmente como órganos de fijación, mientras que las hojas y los tallos llevan a cabo la función de absorción. Las hojas de algunas especies de *Tillandsia* pueden tener forma de canales angostos y retener el agua en sus axilas. A éstas se les conoce como epífitas de forma tanque o cisterna (Daubenmire, 1982).

Tillandsia deppeana es una herbácea, que cuando está en floración puede medir de 45 a 70 cm de alto. La epífita es arrosetada, con numerosas hojas, cuyo acomodo forman un tanque que llega a medir hasta 45 cm de diámetro en su parte más ancha. Se encuentra en diferentes tipos de vegetación como el bosque caducifolio, bosque de liquidámbar, bosque de pino, bosque de encino, bosque mesófilo de montaña y bosque subcaducifolio. Además es una especie endémica de México (Cartujano *et al.*, 2002), que se distribuye en los Estados de Guanajuato, Hidalgo, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tamaulipas y Veracruz (Espejo-Serna *et al.*, 2005).

Las bromelias principalmente epífitas tienen importancia desde el punto de vista ecológico, debido a la comunidad que alberga en estructuras tipo tanque (fitotelmata) ya que en este sitio se acumula agua y materia orgánica proporcionando un hábitat para el desarrollo de pequeños insectos, arácnidos, crustáceos, algas y microhongos, etc. (Ramírez, 2010).

Muchos hongos son de distribución generalmente cosmopolita, pero hay especies con formas de distribución restringida o endémica (Herrera y Ulloa, 1998). Los hongos y microhongos son organismos eucarióticos, heterótrofos, que por lo general se

reproducen sexual y/o asexualmente por esporas o fragmentos miceliares. Sus hifas, ramificadas y filamentosas, están rodeadas por paredes celulares que contienen quitina, celulosa o ambas junto con otras moléculas orgánicas complejas (Alexopolus, 1985).

Los hongos tienen una forma de nutrición absorptiva. Algunos grupos se diferencian por la actividad enzimática que presentan. Degradan compuestos orgánicos preformados como fuentes de energía y carbono para la biosíntesis de funciones metabólicas y formación de estructuras. Bajo el estímulo de diferentes condiciones ambientales, se manifiesta la presencia de una batería enzimática compleja y que depende de la especie de hongo (Muller, 1976; Pointing, 2001; Morgan *et al.*, 1991; Herrera *et al.*, 2006) En la naturaleza, los carbohidratos de origen vegetal constituyen la fuente de energía más abundante para los hongos. Aunque la mayoría de ellos utiliza maltosa, sacarosa y almidón, la glucosa es el azúcar que todos consumen (Deacon, 1993).

GENERALIDADES

Las bromelias

Las bromelias viven a menudo sobre las ramas y troncos de los árboles (Acuña *et al.*, 1998). Como epífitas las bromelias no tienen a su disposición una fuente constante de agua y nutrientes. Como adaptación a esa sequía invisible estas plantas han disminuido la evaporación, desarrollando adaptaciones complejas, como tanques de almacenamiento, o desarrollo de tejido hidrenquimatoso que les da una apariencia succulenta (Benzing., 1990) (Figura 1).

Las bromelias tipo tanque o cisterna

Las bromelias tipo tanque habitan en tierras bajas y áreas montañosas, donde la lluvia es abundante y la humedad es alta (Acuña *et al.*, 1998).

Las adaptaciones propias que desarrollan las plantas tipo tanque en la distribución de sus hojas, las hacen ser consideradas como verdaderos ecosistemas miniatura (Acuña *et al.*, 1998). Los tanques, sirven además de reservorio de agua, para atrapar residuos orgánicos, que arriban como complemento nutricional (Monge, 1991) (Figura 1).

Estas plantas no mantienen relaciones de parasitismo con los árboles que habitan, ellas los utilizan únicamente como soporte sin extraer de ellos sustancias nutritivas, por el contrario, las bromelias realizan sus propios procesos metabólicos por medio de la fotosíntesis, en donde utilizan la luz solar y los nutrientes que se acumulan en sus hojas y los provenientes de la lluvia para fabricar sus propios alimentos (Acuña *et al.*, 1998).

Las hojas de estas epífitas, están cubiertas por tricomas epidérmicos, importantes en la absorción de agua y nutrientes. Las raíces han perdido la función absorbiva y en muchos casos, solo sirven de anclaje al forofito. Esto ha permitido una independencia del sustrato y la capacidad de colonizar hábitats epifíticos pobres en nutrientes (Acuña *et al.*, 1998).



Figura 1. A) Bromelia tipo tanque o cisterna con algunos ejemplos de la fauna que puede albergar. Recreación de una bromelia tipo tanque por la National Geographic Society B) *Tillandsia deppeana*, Ilustración de E. Saavedra en el fascículo 136 de la Flora de Veracruz, publicada por el Instituto de Ecología A. C. Xalapa, Veracruz, México.2005.

Reciclamiento de nutrientes

Dentro de los tanques de estas bromelias, los microorganismos tienen un papel clave en el reciclado de los elementos, especialmente en el caso del carbono, azufre, nitrógeno y hierro. Microorganismos de diversos tipos intervienen decisivamente en el reciclado biogeoquímico y, en muchos casos, son los únicos agentes biológicos capaces de regenerar formas de elementos que necesitan otros organismos, especialmente las plantas (Madigan y colaboradores, 2004).

Un ciclo biogeoquímico es el resultado del conjunto de los procesos biológicos y químicos durante el reciclado de estos elementos esenciales de los sistemas vivos.

Sucesión ecológica

El desarrollo del ecosistema, conocido más a menudo como sucesión ecológica, incluye: cambios en la partición de energía, la estructura por especies y los procesos comunitarios, en el transcurso del tiempo. Cuando no es interrumpida por fuerzas externas, la sucesión tiene razonablemente una dirección y por tanto, se puede predecir.

La sucesión está dirigida por la modificación del entorno físico, por la comunidad y por las interacciones de competencia-coexistencia a nivel de la población; es decir, la sucesión se controla por la comunidad, aunque el entorno físico, determine el patrón y la velocidad de cambio. Si los cambios sucesivos están determinados en gran parte por interacciones internas, el proceso se denomina sucesión autógena (“autogenerada”). Si las fuerzas externas del entorno de alimentación (como tormentas e incendios) afectan regularmente o controlan el cambio, se produce una sucesión alógena (“generada externamente”) (Odum y Warrett, 2006).

La sucesión ecológica ocurre en etapas o fases, que van mostrando los cambios de la comunidad biótica y del entorno. Inicia con el ingreso de especies pioneras o colonizadoras, seguidas por lapsos de tiempo donde ocurre la sustitución de una especie por otras más especializadas, como resultado de las relaciones interespecíficas de competencia. La presencia de diferentes especies con el mismo nicho ecológico va incrementando la diversidad de la comunidad biótica, hasta llegar a su clímax, cuando esta muestra una alta adaptación a su entorno (Erazo y Cárdenas, 2013). Cuanto más maduro sea el ecosistema más especificaciones restringen la evolución de nuevas especies y menos grados de libertad existen en la continuación de la sucesión (Margalef, 1980).

Las sucesiones ecológicas incluyen las siguientes etapas:

Etapas de inicio o constitución: se observan especies pioneras y oportunistas.

Etapas de maduración: Constituye la etapa intermedia, donde se va conformando la comunidad biótica.

Etapa de clímax: se caracteriza por la dinámica compleja entre los organismos de la comunidad biótica para mantener su auto-sostenibilidad (Erazo y Cárdenas, 2013).

Nicho

El espacio o volumen formado por la conjunción de todas las condiciones y recursos que requieren los organismos para subsistir es su espacio ecológico. El nicho ecológico de un organismo está formado por una infinidad de dimensiones, en las que cada una representa un factor abiótico o biótico particular (Valverde *et al.*, 2005). Cada dimensión representa los márgenes de tolerancia de un organismo a las condiciones que imperan en el ambiente. Las condiciones óptimas permiten la reproducción el crecimiento y la supervivencia; las condiciones que no son óptimas permiten solo el crecimiento y la supervivencia y cerca de los límites de tolerancia solo es posible la supervivencia (Valverde *et al.*, 2005).

ANTECEDENTES

Existen estudios sobre comunidades en tanques de epífitas, donde se enfatiza la presencia de microalgas (Hernández-Rodríguez *et al.*, 2014) y de invertebrados en bromelias de diferentes géneros (Nielsen, 2011; Bermúdez-Monge y Barrios, 2011; Arizala, 2016), o la composición microflorística entre las hojas de *Tillandsia* por efecto de la contaminación aérea (Brighigna *et al.*, 2000).

Aunque escasos, también existen trabajos sobre comunidades microfúngicas como el de Gutiérrez (2011), quien trabajo con epífitas (*Catopsis sessiliflora*, *Tillandsia leiboldiana* y *T. polystachia*) menciona que la mayoría de los micromicetos presentes en los tanques de estas plantas son saprobios generales y celulolíticos. En este mismo contexto Fragoso (2015), reporta que las comunidades microfúngicas presentan una variación de su actividad enzimática en función de las condiciones ambientales, siendo dominantes los grupos con funciones amilolíticas, fosfáticas, proteolíticas, amonificantes, celulolíticas y quitínicas. Reporta una diversidad de micromicetos baja a media en tanques del género *Tillandsia*.

Las composiciones micofaunísticas de estos trabajos se describieron se recolectaron de epífitas in situ.

Si bien existen trabajos que reportan la presencia de los miembros de la comunidad microfúngica en los tanques de bromelias, no existe información sobre su distribución temporal, su comportamiento según condiciones ambientales y del tipo de materia orgánica que puede ser degradada por sus composiciones enzimáticas particulares.

Por lo tanto sería importante conocer los recursos que llegan a los tanques de las bromelias, en qué momento, qué especies de micromicetos hay ahí, con qué enzimas cuentan para degradar sustratos y liberar nutrientes para las epífitas. A través de los siguientes objetivos.

OBJETIVOS

Objetivo general

Evaluar la comunidad microfúngica, asociada a cisternas de *Tillandsia deppeana* en condiciones de invernadero.

Objetivos particulares

Determinar la riqueza específica de microhongos asociados a cisternas de *Tillandsia deppeana*. (Steud, 1841) en un ciclo anual.

Estimar la abundancia y la frecuencia de los microhongos en el tanque de *Tillandsia Deppeana* en un ciclo anual.

Establecer su distribución espacio temporal en un ciclo anual.

Agrupar a los microhongos según su actividad enzimática (preferencia de sustrato) en diferentes fuentes de carbohidratos (almidón, sacarosa, celulosa y quitina) y fuente de nitrógeno (urea).

MATERIALES Y MÉTODOS

Campo

Los ejemplares de *Tillandsia deppeana* se colectaron en Xalapa Ver., México, en zonas de bosque mesófilo de montaña o bosque de niebla y posteriormente se mantuvieron en condiciones de invernadero en el municipio de Tultepec Estado de México.

Invernadero

Se realizaron tres muestreos en los tanques de *T. deppeana* considerando su arreglo foliar y las condiciones ambientales (humedad ambiental, temperatura promedio) en un periodo anual, en la temporada cálida- seca (a mediados de Agosto), en la temporada de lluvia (a finales de Septiembre) y en la temporada de fría-seca (a mediados de Noviembre) (Tabla 1).

Tabla 1. Humedad y temperaturas registradas en el invernadero, durante la temporada Cálida-seca, de Lluvia y Fría-seca.

Temporada	Humedad Ambiental (%)	Temperatura Ambiental (°C)	Humedad Interna (%)	Temperatura Interna (°C)
Cálido-seco	27	34	43	28
Lluvia	45-54	23-28	53-84	25
Frío-seco	40	18	54	18

Para cada muestreo se colectó, con una jeringa, manguera de látex y pipeta parte del agua contenida en las axilas de *T. deppeana*, de varias cavidades foliares (Figura 2).



Figura 2. Toma de muestra del agua contenida en las axilas de *Bromeliceae*.

Laboratorio

Posteriormente con la finalidad de aislar a los microhongos se utilizaron dos medios de cultivo con diferentes aportes nutricionales, el primero fue agar papa dextrosa (PDA por sus siglas en inglés) y el segundo agar de harina de maíz (CMA por sus siglas en inglés). A cada medio, preparado por triplicado, se le adiciono antibiótico (aproximadamente 500 mg de ampicilina por litro) para evitar el crecimiento bacteriano. Los aislamientos se incubaron por 72 h a temperatura ambiente y se procedió a hacer el registro del número de especies encontradas y número de individuos de cada especie. Para la determinación de las especies se realizaron microcultivos con la (técnica de Ridell modificada) y se utilizaron claves especializadas (Malloch, 1997; Barnett y Hunter, 1972). Posteriormente se purificaran cada una de las colonias encontradas para manejarlas independientemente y realizar pruebas enzimáticas cualitativas de amilasa, sacarasa, quitinasa, celulasa y ureasa con técnicas estandarizadas para microorganismos (Valenzuela *et al.* 2001 citan a Taylor, 1974; Heredia, 2008).

Pruebas enzimáticas cualitativas

Amilasa: Se utilizó agar nutritivo con un pH de 6.5 y se le adiciono 1.5g de almidón soluble por cada litro, posteriormente se calentó el agar nutritivo hasta la ebullición y el medio fue esterilizado en autoclave por 15 minutos a 15 libras de presión (121°C). El agar se vació en cajas petri con tres divisiones. Cuando el medio enriquecido con almidón estuvo listo se sembraron los microhongos y se dejaron crecer. Una vez que crecieron los microhongos (sin que cubrieran toda la superficie) se aplicaron unas gotas de yodo en el medio, para ver si estos consumían o no el almidón. Si la superficie del agar al ser cubierta con yodo permanecía de un color negro no había degradación del sustrato, por el contrario si se observaba un halo blanco se tomaba como positiva la degradación del almidón.

Sacarasa: Se esterilizo agua estéril en una autoclave por 15 minutos a 15 libras de presión (121°C), posteriormente se adicionaron 20g de caldo rojo fenol sacarosa por litro, después con ayuda de una jeringa se agregaron 3ml de caldo a cada tubo de ensayo y cada tubo fue cerrado para evitar contaminación. Una vez listos los tubos con caldo se sembraron los microhongos y se dejaron crecer. Para ver si el consumo de sacarosa era positivo o negativo se tomó en cuenta el color que tomaba el medio, si se mantenía el color (en este caso rojo) el resultado era negativo y si cambiaba a un color anaranjado o amarillo, el resultado era positivo.

Quitinasa: Se colocaron 3ml de agar nutritivo con un pH de 6.5 en tubos de ensayo, posteriormente se esterilizaron estos tubos en una autoclave por 15 minutos a 15 libras de presión (121°C). Cuando el medio de los tubos se enfrió fue colocada una escama de pescado (previamente tratada, consultar anexos), una vez que la escama estaba colocada se sembraron los microhongos y se dejaron crecer. Para ver si la degradación de quitina era positiva o negativa se observó cuidadosamente cada escama contenida en los tubos de ensayo, si se observaba que la escama era más blanda y se deshacía se tomaba como positiva la degradación, pero si esto no se observaba el resultado se tomaba como negativo.

Celulasa: En un vaso de precipitados con agua destilada se disolvió fosfato monobásico de potasio, fosfato dibásico de potasio y después la carboximetil celulosa. En otro vaso igual con agua destilada se disolvió extracto de levadura, peptona universal, sulfato de amonio, cloruro de calcio y agar-agar. Posteriormente el contenido de ambos vasos fue mezclado, el medio debía quedar con un pH de 7 ± 2 . El medio fue esterilizado en una autoclave por 15 minutos a 15 libras de presión (121°C) y se vació en cajas Petri con tres divisiones. Después se sembraron los microhongos y se dejaron crecer, una vez que crecieron los microhongos (sin que cubrieran toda la superficie) se aplicaron unas gotas de rojo congo en el medio y se esperó por 15 minutos, una vez pasado este tiempo se enjuagó el exceso de colorante con agua destilada con NaCl al 0.1%. Si la superficie del agar al ser cubierta con rojo congo permanecía de un color rojo no había degradación del sustrato, por el contrario si se observaba un halo anaranjado se tomaba como positiva la degradación del almidón. El halo se observó mejor al dejar pasar varios días después de la utilización del colorante.

Ureasa: Se esterilizó agua estéril en una autoclave por 15 minutos a 15 libras de presión (121°C), posteriormente se agregó el caldo de urea y con ayuda de una jeringa se agregaron 3ml de caldo a cada tubo de ensayo, cada tubo fue cerrado para evitar contaminación. Una vez listos los tubos con caldo se sembraron los microhongos y se dejaron crecer. Para ver si la degradación de urea era positiva o negativa se tomó en cuenta el color que tomaba el medio, si se mantenía el color (salmón en este caso) el resultado era negativo y si cambiaba a un color rosa más fuerte, el resultado era positivo.

Análisis estadístico

Riqueza: La riqueza de micromicetos se tomó como el número total de especies aisladas.

Diversidad: Con los datos de la riqueza y la abundancia de los hongos presentes en cada temporada se calculó el índice de Shannon-Wiener de acuerdo a la ecuación:

$$H' = \sum (p_i) (\ln p_i)$$

Dominancia: Los datos de la abundancia de los organismos fueron transformados a $\text{Log}_{10}+1$. La dominancia de las especies en frecuencia y abundancia se determinó mediante el ordenamiento de Olmstead–Tukey, considerando especies dominantes, temporales, raras y comunes. Se utilizó el programa SigmaPlot 12 para la obtención del diagrama.

Temporalidad: Para analizar las relaciones temporales de los microhongos en *T. deppeana* se realizó un análisis de similitud por distancias euclidianas en la composición de especies entre la temporada Cálida-seca, la temporada de Lluvia y la temporada Fría-seca. Para lo cual se utilizó el programa Past3.

Enzimas-Tipo de Sustrato: Las diferencias estadísticas entre el sustrato, la temporada y su interacción, fue evaluado con ANOVA de dos factores. Y se realizó una prueba de Tukey ($p < 0,01$). También se hizo un análisis de similitud por distancias euclidianas de los sustratos degradados en la temporada cálida-seca, la temporada de lluvia y la temporada fría-seca, utilizando el programa Past3.

RESULTADOS

De las tres temporadas se aislaron 136 morfotipos. De estas 69 fueron claramente morfoespecies, 25 no pudieron ser cultivadas e identificadas y el resto se descartó por tratarse de levaduras. La mayoría de las morfoespecies fueron identificadas únicamente a nivel de género. La riqueza quedó comprendida en 20 géneros y 9 órdenes (Tabla 2).

La mayor variación de riqueza específica se observó durante la temporada de Lluvia (Figura 3).

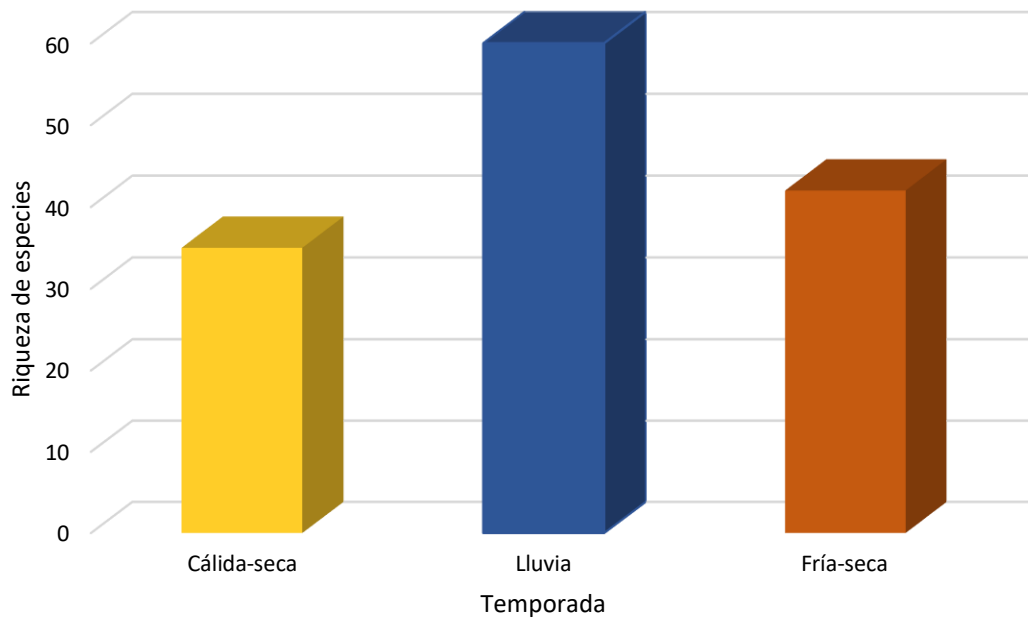


Figura 3. Riqueza de especies por temporada. Los datos son la suma del número de especies obtenidas en cada temporada.

Tabla 2. Riqueza taxonómica total (de las tres temporadas). La determinación de especies se basó en caracteres morfológicos y en la actividad enzimática.

N°	Orden	Nombre científico	N°	Orden	Nombre científico
1	Hipocreales	<i>Acremonium sp.1</i>	36		<i>Mortierella sp.1</i>
2		<i>Acremonium sp.2</i>	37		<i>Mortierella sp.2</i>
3	Pleosporales	<i>Alternaria tenuissima</i>	38		<i>Mortierella sp.3</i>
4		<i>Alternaria sp.</i>	39		<i>Mortierella sp.4</i>
5	Thelocarpaceles	<i>Athelium</i>	40		<i>Mortierella sp.5</i>
6	Orbiliales	<i>Beltrania fertilis</i>	41		<i>Mortierella sp.6</i>
7		<i>Beltrania maltaiensis</i>	42		<i>Mortierella sp.7</i>
8		<i>Beltrania sp.1</i>	43		<i>Mortierella sp.8</i>
9		<i>Beltrania sp.2</i>	44		<i>Mortierella sp.9</i>
10		<i>Beltrania sp.3</i>	45		<i>Mortierella sp.10</i>
11		<i>Beltrania sp.4</i>	46		<i>Mucor sp.</i>
12		<i>Beltrania sp.5</i>	47	Eurotiales	<i>Penicillium sp.1</i>
13		<i>Beltrania sp.6</i>	48		<i>Penicillium sp.2</i>
14		<i>Epicocum purpurascens</i>	49		<i>Penicillium sp.3</i>
15		<i>Euphyrena sp.</i>	50		<i>Penicillium sp.4</i>
16	Helotiales	<i>Botrytis sp.1</i>	51		<i>Penicillium sp.5</i>
17		<i>Botrytis sp.2</i>	52		<i>Penicillium sp.6</i>
18		<i>Botrytis sp.3</i>	53		<i>Peronosporales sp.</i>
19		<i>Botrytis sp.4</i>	54		<i>Phoma glomerata</i>
20		<i>Botrytis sp.5</i>	55		<i>Phoma sp.1</i>
21		<i>Botrytis sp.6</i>	56		<i>Phoma sp.2</i>
22		<i>Botrytis sp.7</i>	57		<i>Phoma sp.3</i>
23		<i>Botrytis sp.8</i>	58		<i>Phoma sp.4</i>
24		<i>Botrytis sp.9</i>	59		<i>Phoma sp.5</i>
25		<i>Cilindrocarpon sp.</i>	60		<i>Phoma sp.6</i>
26		<i>Cladosporium cladosporioides</i>	61		<i>Phoma sp.7</i>
27		<i>Cladosporium sp.1</i>	62		<i>Phoma sp.8</i>
28		<i>Cladosporium sp.2</i>	63		<i>Phoma sp.9</i>
29		<i>Cladosporium sp.3</i>	64		<i>Phoma sp.10</i>
30	Diaporthales	<i>Fusarium oxysporum</i>	65		<i>Phoma sp.11</i>
31		<i>Fusarium sp.</i>	66		<i>Phytium sp.</i>
32		<i>Geomyces sp.</i>	67		<i>Stachybotrys sp.</i>
33	Mycosphaerellales	<i>Microsphaeropsis sp.1</i>	68		<i>Wallemia sp.1</i>
34		<i>Microsphaeropsis sp.2</i>	69		<i>Wallemia sp.2</i>
35		<i>Microsphaeropsis sp.3</i>	Z=	9	20 géneros y 69 morfo-especies

En relación a la frecuencia de aparición, se observa que la mayoría de las especies son temporales (baja frecuencia y alta abundancia) y raras (baja frecuencia y abundancia), siendo excepcionalmente dominante (alta frecuencia y alta abundancia) *Fusarium oxysporum* (Figura 4).

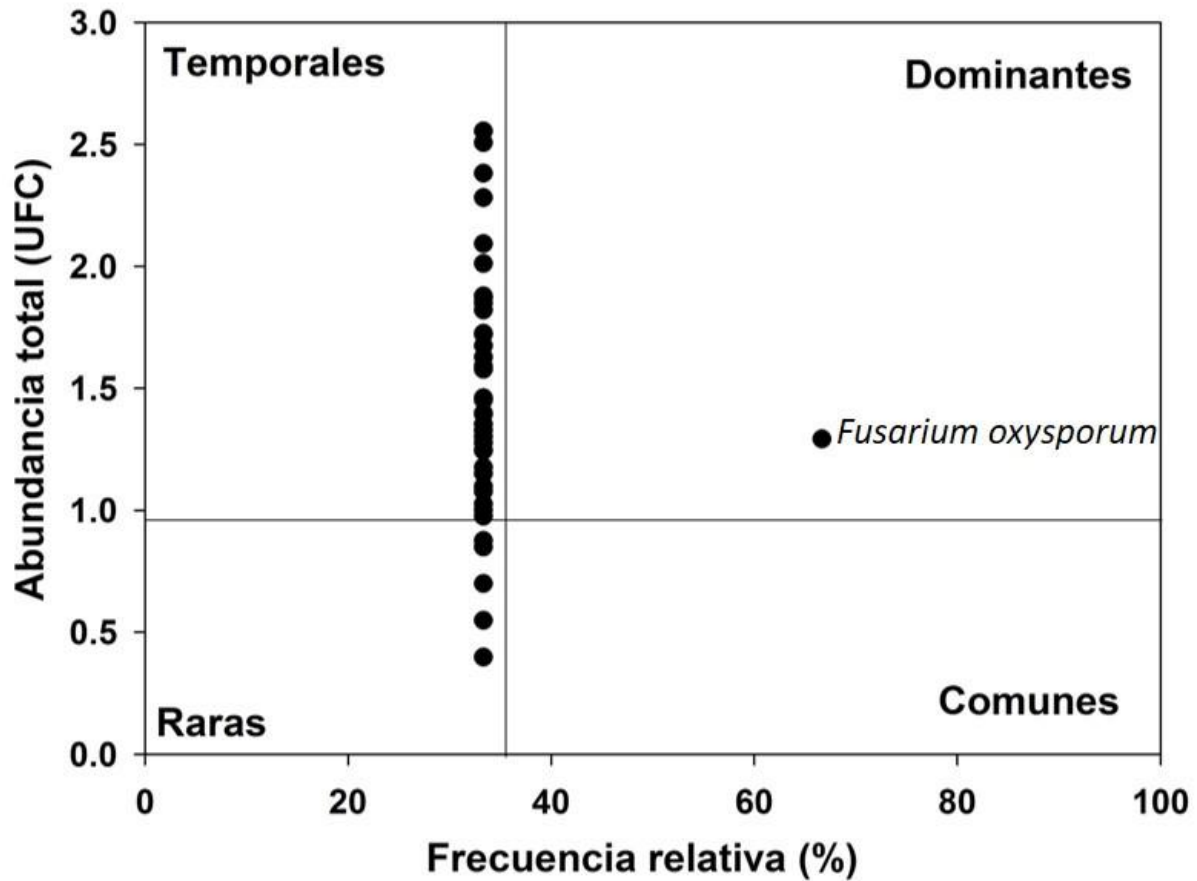


Figura 4. Diagrama de Olmstead-Tukey para las comunidades de micromicetos encontradas en las tres temporadas. Se tomaron en cuenta las abundancias totales y la frecuencia de las especies de micromicetos identificados. En anexos se menciona con más detalle a las especies temporales y raras.

Las especies dominantes pertenecen a los géneros *Phoma* y *Botrytis* que presentan una frecuencia de aparición durante todo el periodo de estudio (Figura 5).

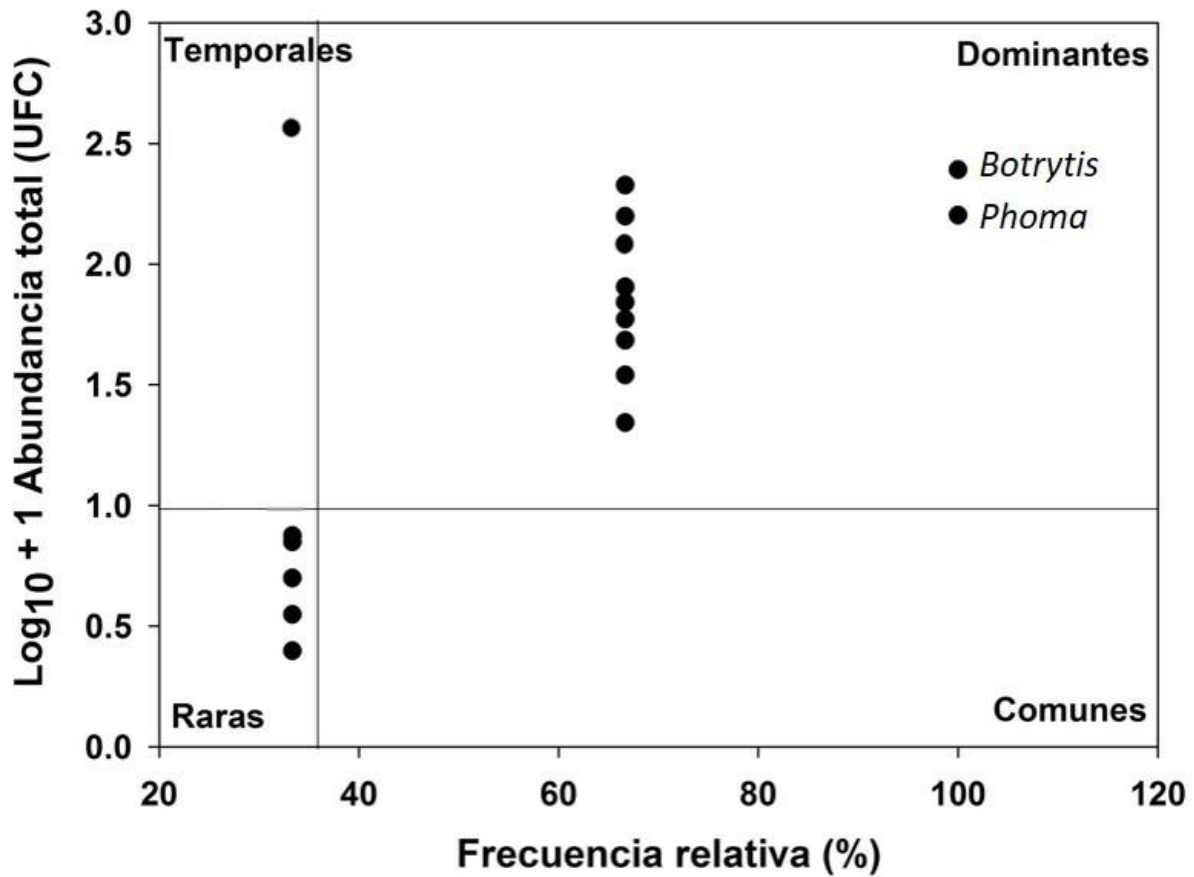
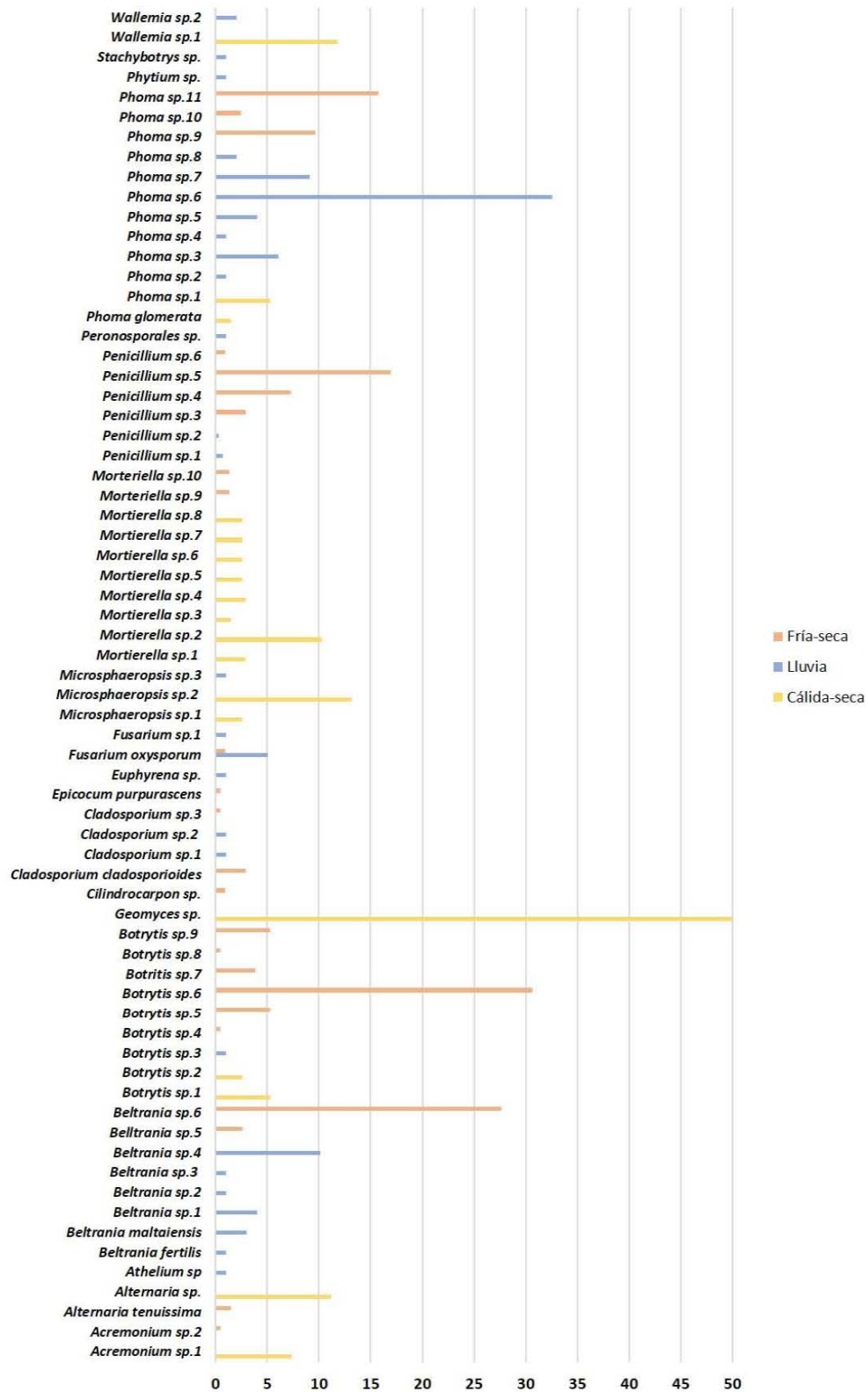


Figura 5. Diagrama de Olmstead-Tukey para las comunidades de micromicetos encontradas en las tres temporadas. Se tomaron en cuenta las abundancias totales y la frecuencia de los géneros de micromicetos identificados. Géneros dominantes: *Acremonium*, *Alternaria*, *Beltrania*, *Botrytis*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Microsphaeropsis*, *Mortierella*, *Penicillium*, *Phoma*, *Wallemia*. Géneros temporales: *Geomyces*. Géneros raros: *Athelium*, *Cilindrocarpon*, *Epicocum*, *Euphyrena sp.*, *Peronosporales sp.*, *Phytium sp.*, *Stachybotrys sp.*

En cuanto a la distribución estacional y abundancia de las especies casi todas las morfoespecies se encontraron localizadas en una de las tres temporadas. La excepción fue *F. oxysporum* que se encontró en dos temporadas: en la temporada de lluvia y en la temporada fría-seca (Tabla 3).

Tabla 3. Frecuencia y abundancia de las especies identificadas en diferentes temporadas. Los datos son el promedio de tres repeticiones.



La mayor diversidad según Shannon (3.87 bits) de la comunidad microfúngica asociada a los tanques de *T. deppeana* se encontró asociado a la temporada cálida-seca, mientras que el mínimo se registró durante la temporada de Lluvia (2.71bits) (Tabla 4).

Tabla 4. Índice de diversidad de Shannon-Wiener estimados en las tres temporadas.

	Cálida-seca	Lluvia	Fría-seca
H'	3.87 bits	2.71 bits	3.242 bits

Este patrón de diversidad muestra concordancia con el grado de similitud de acuerdo a los requerimientos ambientales, según el dendograma de distancia euclidiana. Es decir, existen especies que son típicas de temporadas particulares, siendo las de temporada Fría- seca y Cálida-seca las más parecidas entre sí (Figura 6).

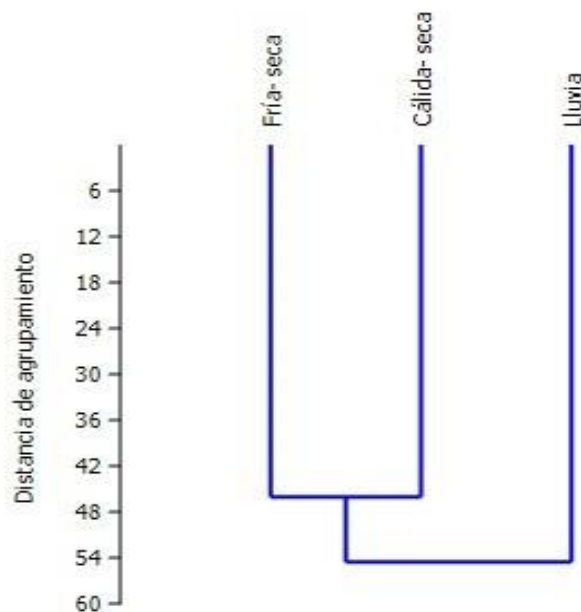


Figura 6. Dendrograma de similitud por distancia euclidianas para las comunidades de micromicetos presentes en las temporadas Cálida-seca, Lluvia y Fría-seca, con una correlación de 0.9273. El dendrograma se realizó tomando en cuenta las abundancias totales de las especies.

Los resultados indican que de los sustratos potenciales, el almidón es el más significativamente utilizado ($p < 0.01$) y que éste es más abundante en la temporada de lluvia. Cabe destacar que en esta temporada se registra la degradación de todos los sustratos, por lo cual la actividad enzimática presenta valores parecidos y señalados estadísticamente con la prueba de Tukey (Figura 7).

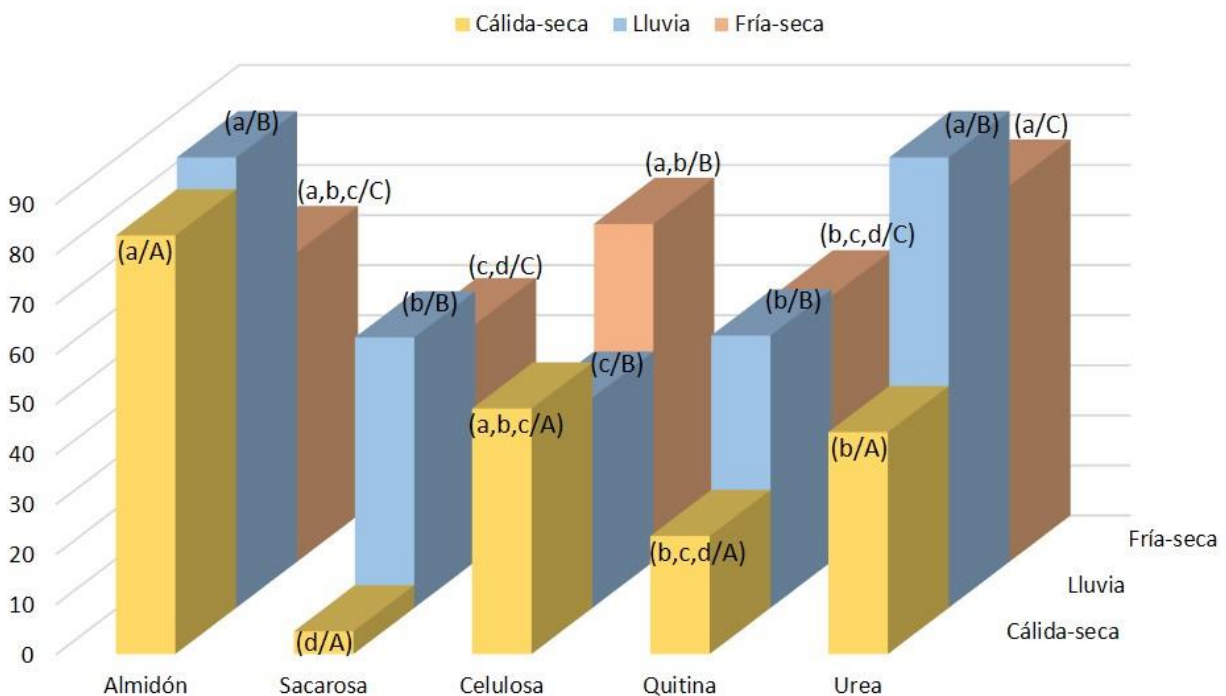


Figura 7. Consumo de sustratos por muestreo. Los datos son el promedio de tres repeticiones para cada prueba enzimática. Letras diferentes indican diferencias significativas (Tukey, $p < 0,01$). Las letras minúsculas son para los grupos de degradación de sustrato y las mayúsculas para las temporadas.

En cuanto a la similitud de las comunidades asociadas a los sustratos y a las temporadas, se puede observar que existen comunidades particulares con la proporción de sustratos. Es en la temporada de lluvia donde existe la mayor similitud entre las comunidades. Mientras que es en la temporada Cálida-seca el momento en donde se encuentra la menor similitud entre comunidades microfúngicas en la cisterna de *T. deppeana* (Figura 8).

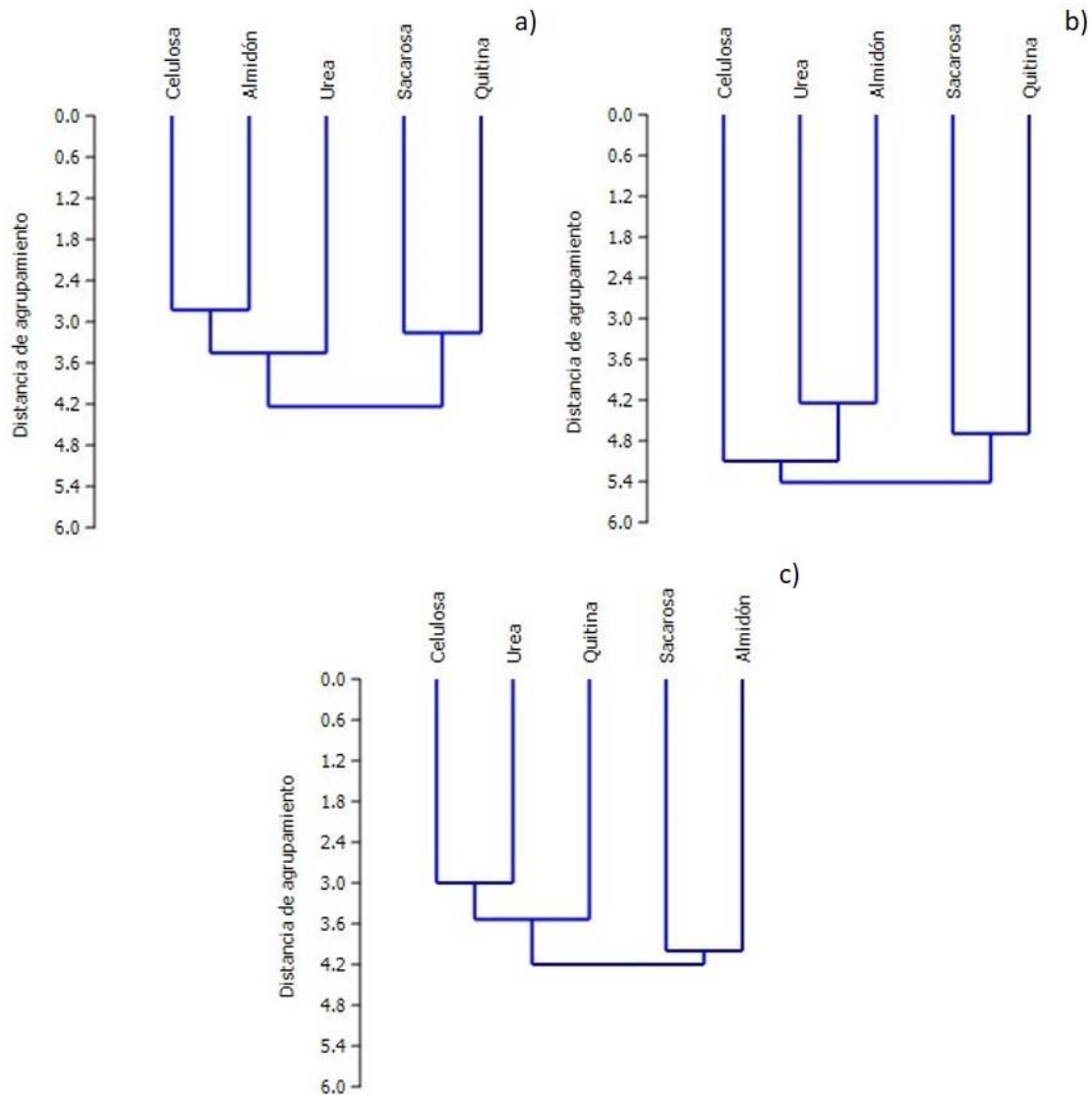


Figura 8. Dendrogramas de similitud por distancia euclidianas para el consumo de sustratos (almidón, sacarosa, celulosa, urea y quitina) por los microhongos presentes en diferentes temporadas: a) Para la temporada Cálida- seca, correlación de 0.8873; b) Para la temporada de Lluvia, correlación de 0.9044 y c) Para la temporada de Fría- seca, correlación de 0.9076.

Especies abundantes de acuerdo al sustrato y la temporada indican que *Geomyces sp.* degrada tanto almidón como urea durante la temporada de sequía calurosa, en tanto que *Phoma sp.6* y la morfo especie 29 degradaron almidón, sacarosa y urea en la temporada lluviosa. Finalmente en la temporada fría-seca *Penicillium sp.5*, *Belltrania*

sp.5, *Botrytis sp.6* y la morfo especie 42 degradaron en su mayoría almidón, urea y celulosa (Tabla 5).

Tabla 5. Especies más abundantes en cada temporada y sustratos que degradaron. Los datos son el promedio de tres réplicas. El signo positivo (+) indica que el sustrato fue degradado y el signo negativo (-) indica que no fue degradado. NI representa a especies no identificadas.

Épocas	Especies	Sustratos				
		Almidón	Sacarosa	Celulosa	Quitina	Urea
Cálida-seca	<i>Geomyces sp.</i>	+	-	-	-	+
Lluvia	<i>NI sp. 29</i>	+	+	-	+	+
	<i>Phoma sp. 6</i>	+	+	+	-	+
Fría-seca	<i>NI sp. 42</i>	+	+	+	-	+
	<i>Penicillium sp.5</i>	-	-	+	+	+
	<i>Belltrania sp.5</i>	+	+	-	+	-
	<i>Botrytis sp.6</i>	+	-	+	+	+
	<i>Phoma sp.11</i>	+	-	+	-	+

DISCUSIÓN

Riqueza específica

Sobre la riqueza taxonómica de los micromicetos en tanques de *Tillandsia deppeana* se obtuvo una riqueza de 69 morfo-especies. Esta riqueza es comparativamente, más del doble o triple de lo reportado por Fragoso (2016) y Gutiérrez (2011), 33 y 22 especies respectivamente también en tanques de otras epífitas como en este trabajo. Esta diferencia podría explicarse en términos de frecuencia de muestreo a), y al origen de las comunidades micro fúngicas encontradas en los tanques b), en base a las técnicas de aislamiento c).

En el primer caso (a), se reporta resultados a partir de muestreos puntuales únicos correspondiente a una sola estación (Gutiérrez 2011), mientras que la segunda investigación (Fragoso-Medina 2016) ilustra una riqueza microfúngica, semejando entonces una variación ambiental mínima, o de condiciones climáticas constantes, aunque haya sido estudiada durante un ciclo anual. En este contexto, Ingol y Hutson (1993); Ortiz (2011) reportan la relación entre la estacionalidad con la riqueza y abundancia específica de los micromicetos, explicando entonces la variación de las investigaciones de micromicetos en tanques de epífitas.

También (b), la razón de mayor riqueza en esta investigación, probablemente se debe, a que además de la comunidad micro-fúngica típica de *Tillandsia deppeana* en su entorno natural, su trasplante a condiciones de invernadero pudo contribuir para que estuvieran presentes un mayor número de morfo-especies. Esto explicaría la coincidencia en la taxa con Fragoso-Medina (2015), las cuales serían parte de la comunidad taxonómica de hongos típica de las zonas boscosas donde se desarrolla *T. deppeana* y con Gutiérrez (2011) quien trabajo con epífitas tipo tanque en condiciones de invernadero. Por otro lado las coincidencias con la comunidad micro-fúngica presente en la atmósfera de varios lugares cercanos a la zona donde se conserva en resguardo la epifita estudiada (Ortiz, 2011). En este lugar, se integraron estas

comunidades típicas dentro de sus tanques (*Mortierrella*, *Fusarium*, *Cladosporium*, etc.) No obstante la diferente riqueza reportada, algunos de los taxa encontrados corresponden a lo ya reportado (Fragoso-Medina, 2015; Gutiérrez, 2011)

c) Hacer uso de diferentes tipos de medios y temperaturas de incubación aumenta las posibilidades de aislar especies raras o menos competitivas (Anastasi *et al.*, 2005)

Predominancia (abundancia y frecuencia)

El cosmopolitismo de los hongos se debe principalmente a dos factores: sitios con condiciones particulares (calidad y cantidad de materia orgánica por ejemplo), y mecanismos para facilitar su distribución por fragmentos pequeños de sus micelios, y sobre todo, por sus esporas Herrera y Ulloa (1998). Los géneros más dominantes en este trabajo fueron principalmente *Botrytis* y *Phoma*, las especies pertenecientes a estos géneros se pueden encontrar comúnmente en tanques de epífitas Gutiérrez (2011).

En este estudio, la única especie de mayor distribución temporal (frecuencia de aparición) fue *Fusarium oxysporum* cuya frecuencia relativa del 66% es el triple de la frecuencia reportada por Del Olmo-Ruiz *et al.* (2010) para una plantación de plátano, y por Arcos (2009), quien observó que este hongo sobrevive en la materia orgánica como micelio y clamidosporas , pero sólo crece en condiciones de alta humedad; lo que también explica su abundancia en temporada de lluvia y la disminución de su abundancia en la temporada de frío. En la naturaleza especies del género *Fusarium*, consideradas como cosmopolitas, suelen exhibir crecimientos rápidos desdoblarse distintos sustratos, alta producción de esporas y mantenerse en perpetua fase de desarrollo exponencial dentro de distintas condiciones ambientales (Ingol y Hutson 1993). Asimismo, puede desarrollarse como saprobio o convertirse en un parásito oportunista. Esto lo hace ser un organismo más competitivo que especies que son puramente saprofitas, lo cual explicaría su mayor distribución temporal así como su abundancia dentro del tanque de la planta huésped aunque sería necesario que futuros

estudios confirmen o rectifiquen este señalamiento.

Diversidad.

De manera semejante, la diversidad registrada para la comunidad de micromicetos en *T. deppeana* es el doble de lo reportado por (Fragoso 2016). Hay que destacar que se ha encontrado una relación entre la riqueza y abundancia de comunidades microfúngicas (diversidad) y la diversidad de materia orgánica (Anastasi y colaboradores 2005), lo cual explicaría nuestros valores altos de diversidad registrados en este estudio.

De las tres temporadas la de sequía-calurosa fue la de mayor diversidad con un índice de Shannon de 3.87 bit. Esta diversidad es de casi el doble de lo reportado para esta temporada por Fragoso (2016), con quien se coincide que la temporada seca fue la temporada de mayor diversidad. La temperatura es uno de los factores cardinales que determinan la distribución y abundancia de muchos hongos, muchos de ellos requieren temperaturas muy cálidas para poder desarrollarse (Ingol y Hutson 1993), determinando entonces que cada estación tenga sus comunidades y diversidad particulares, tal como se registró en este trabajo.

Distribución temporal o Sucesión.

Las riquezas de micromicetos que conformaban la comunidad fúngica dentro del tanque de *T. deppeana* fueron diferentes en las tres temporadas, coincidiendo con lo reportado por Fragoso (2016). Esto confirma que las comunidades dentro de los tanques de *Tillandsia* se ven sustituidas por otras, según pasan las temporadas del año.

Una clase de sustituciones en serie recibe el nombre de sucesión degradativa y se producen en una escala de tiempo relativamente breve, de meses o años. Habitualmente, diferentes especies aparecen y desaparecen unas tras otras, a medida que la degradación de la materia orgánica agota ciertos recursos y convierte otros en

disponibles, en tanto que los cambios que ocurren en las condiciones físicas del detritus favorecen primero a una especie y luego a la otra.

La sucesión está relacionada con la diversa calidad y abundancia de material orgánico que existe dentro de las piscinas de la epífita a lo largo de un ciclo anual (Figura 7) y la época de lluvia coincide con la mayor abundancia, mayor diversidad y actividad enzimática como ya fue resaltado anteriormente (Figura 7).

En la sucesión, los colonizadores primarios como *Aureobasidium pullulans* y *Phoma* sp., pueden descomponer pequeñas cantidades de lignina y / o celulosa además de eliminar carbohidratos solubles. Estos colonizadores predominan antes que los hongos de azúcar en la sucesión (Frankland 1966). Esto indica entonces que en nuestros resultados las especies de *Phoma*, *Alternaria*, *Cladosporium* y *Epicocum* son saprobios primarios dentro de la sucesión degradativa. *Phoma* aparece en época de lluvia cuando también aumenta el ingreso de material nuevo a la cisterna de *T. deppeana*.

Especies como *Mortieriella*, *Penicillium* y *Cladosporium* son consideradas saprobios secundarios (Frankland, 1998). En este trabajo *Mortieriella* aparece descomponiendo principalmente almidón y sacarosa, lo cual es congruente con los saprobios secundarios. Esta misma especie aparece abundantemente en la temporada Cálida-seca (Tabla 3), subsecuente de la época lluviosa y de la seca fría.

Entonces, el proceso de sucesión degradativa de la micromicroflora en los tanques de *T. deppeana* quedaría de acuerdo con los resultados de este estudio que comienza en la temporada de lluvia con la mayor diversidad microfúngica tanto de especies como de sustratos, continua con el momento de sequía fría y termina en el momento de sequía cálida. Este es el panorama que surge en este estudio.

Relación enzimas-tipo de sustrato.

En las tres temporadas las comunidades de micromicetos fueron capaces de degradar almidón, sacarosa, celulosa, quitina y urea (Figura 7). Lo anterior no es de extrañar ya que para su nutrición los micromicetos requieren de complejos sistemas enzimáticos para degradar la materia orgánica (Deacon 1988). Cuando las enzimas adaptativas se ponen en juego, es posible que el hongo funcione más eficientemente en la producción de cantidades más pequeñas de varias enzimas, que en la producción de una cantidad mayor de una sola enzima (Steinberg, 1939).

La actividad enzimática microbiana y las poblaciones son controladas por la humedad, la temperatura y naturaleza del sustrato orgánico (Witkamp, 1966). En cuanto a la humedad las bromelias pueden representar un microhabitat relativamente estable, ya que los tanques tienden a permanecer con agua incluso durante períodos de sequía (Krügel y Richter 1995, tomado de Cogliatti-Carvalho *et al.*, 2010).

El almidón fue el sustrato más significativamente utilizado. Esto puede ser debido a que en varios casos las enzimas son inducidas por la presencia de sus sustratos en el exterior de las hifas y su síntesis es reprimida por la presencia de productos finales u otros materiales fácilmente utilizables. Estos procesos aseguran un máximo de eficiencia en la naturaleza (Deacon 1988)

CONCLUSIONES

Este trabajo encontró una riqueza de micromicetos alta en *Tillandsia deppeana*, siendo grupos taxonómicos predominantes *Phoma* y *Botrytis*.

Las especies abundantes por su número de colonias fueron *Geomyces*, *Phoma*, *Penicillium*, cada uno en una estación del ciclo.

En general la distribución temporal de las especies fue muy localizada (en una sola estación). Es decir especies dependientes de estación particular, salvo *F. Oxysporum*. En la época lluviosa se encontró *Phoma*, en la época de sequía fría predominó *Penicillium* y en la temporada de sequía calurosa *Mortierella* y *Geomyces*.

La diversidad microfúngica fue en general alta, siendo mayor en la temporada seca.

La actividad enzimática dependió del espectro de sustratos y de su proporcionalidad dentro de las estaciones. Y el proceso degradativo de la sucesión comienza durante la temporada de lluvia y finaliza en la época de mayor calor y menor humedad atmosférica.

APORTACIONES FINALES

Se reporta la presencia de los géneros *Alternaria*, *Athelium*, *Beltrania*, *Cilindrocarpon*, *Euphyrena*, *Geomyces*, *Microsphaeropsis*, *Penicillium*, *Peronosporales* y *Stachybotrys* que no habían sido reportados en los tanques de *Tillandsia*.

Se hace manifiesto que dentro de los tanques los micromicetos presentan una sucesión degradativa.

Se hace de conocimiento que la temporada de lluvia es cuando inicia la sucesión dentro de los tanques.

LITERATURA CITADA

- Alexopoulos, C. J. y C. W. Mims. 1985. *Introducción a la Micología*. Ed. Omega, Barcelona. pp. 3-6.
- Anastasi, A., G. C. Varese V. F. Marchisio. 2005. Isolation and identification of fungal communities in compost and vermicompost. *Mycologia*, 97(1): 33-44.
- Arizala, C. S., Q. D. Díaz, A. D. Diomedes. 2016. Diversidad de Arañas Saltarinas (Araneae: Salticidae) en dos Especies de Bromelias (Poales: Bromeliaceae) del Parque Nacional Altos de Campana, Panamá. *Scientia*. 26: 1(25-36).
- Benzing, D. H. 1990. *Vascular epiphytes: General biology and related biota*. Cambridge University Press. pp.303.
- Bermúdez-Monge, J., H. Barrios. 2011. Insectos asociados a *Vriesia sanguinolenta Cogn. & Marchal* (Bromeliaceae). *Scientia*. 21:2 (7-32).
- Brighigna, L., Gori, A. Gronelli, S. y Favilli, F. 2000. The influencer of air pollution on the phyllosphere microflora composition of *Tillandsia* leaves (Bromeliaceae). *Revista de Biología Tropical*. 48: 511-517.
- Cartujano, S., S., Zamudio, O. Alcántara, I. Luna.2002. El Bosque Mesófilo de Montaña en el Municipio de Landa de Matamoros, Querétaro, México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. 70: 13-43
- Cogliatti-Carvalho, L., T. C. Rocha-Pessôa, A. F. Nunes-Freitas y C. F. Duarte. 2010. Volume de água armazenado no tanque de bromélias, em restingas da costa brasileira. *Acta Botanica Brasilica*. 24(1): 84-95.
- Daubenmire, R.F.1982. *Ecología vegetal. Tratado de autoecología de plantas*.3ª Edición. Ed. Limusa, México. pp. 367-371.
- Deacon, J. W. 1988. *Introducción a la micología moderna*. Segunda edición. Ed. Limusa, México. pp 115-136.

- Erazo, P. M., R. R. Cardenas. 2013. Ecología: Impacto de la problemática ambiental actual sobre la salud y el ambiente. Ed. Ecoe. pp. 83.
- Espejo, A., A. R. López-Ferrari, I. Ramírez-Morillo. 2005. *Bromeliaceae*. Flora de Veracruz. Fascículo 136. Instituto de Ecología, A.C. y Universidad de California. Riverside, USA. pp. 167-170.
- Forbes, B. A., D. Sahm. 2009. Bailey and Scott Diagnostico Microbiológico. 12ª Edición. pp. 246. Editorial Médica Panamericana.
- Fragoso-Medina, M. C. 2015. *La diversidad de Hongos microscópicos y su caracterización funcional, en tanques de Tillandsia (Bromelaceae) en un bosque de niebla*. Tesis de Licenciatura (Biología), Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM, México.59p.
- Frankland, J. C. 1969.Fungal Decomposition of Bracken Petioles. *Journal of Ecology*. 57(1): 25-36
- Frankland, J. C. 1998.Fungal succession- unravelling the unpredictable. *Mycological Research*. 102(1): 1-15.
- Gilbert, H. J. 2012. Methods in enzymology. pp. 351. *Cellulases*. Vol. 510. Academic Press.
- Gutiérrez-Esquivel, D.2011. *La diversidad de micromicetos en tanques de epífitas (Bromelaceae) de trópico y su caracterización taxonómica*. Tesis de Licenciatura (Biología), Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM, México.84p.
- Hernández-Rodríguez, B., L. Estrada-Vargas, E. Novelo.2014. Las microalgas de *Tillandsia multicaulis Steud.* (Bromeliaceae) de la Reserva Ecológica “La Martinica”, Veracruz. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*. 17(2):117-125.
- Herrera, T., M. Ulloa.1998.El reino de los hongos, Micología básica y aplicada. Universidad Nacional Autónoma de México. Fondo de la Cultura Económica. México, D. F. pp 22-25

- Ingold, C. T., H. J. Hudson. 1993. *The Biology of Fungi*. 6a Edition. Chapman & Hall, London.
- Koneman, E. W., S. D. Allen, W. C. Winn, W. M. Janda, G. W. Procop, P. C. Schrenckenberger, G. L. Woods. 2006. *Koneman Diagnostico Microbiológico: Texto y Atlas en color*. 6ª edición. Ed. Médica Panamericana. pp. 295.
- Malloch, D. 1997. *Moulds: Their Isolation, Cultivation, and Identification*. Departamento de Botánica, Universidad de Toronto, Toronto.
- Madigan, M. T., J.M. Martinko, J. Parker. Diversidad metabólica. 2004. pp. 593-595. *In: Madigan, M. T., J.M. Martinko, J. Parker. Brock Biología de los Microorganismos*. Décima edición. Pearson. Madrid.
- Madigan, M. T., J.M. Martinko, J. Parker. Hábitat microbianos, ciclo de nutrientes e interacciones con plantas y animales. 2004. pp. 644-656. *In: Madigan, M. T., J.M. Brock Biología de los Microorganismos*. Décima edición. Pearson. Madrid.
- Margalef, R. 1980. *Ecología*. Ed. Omega. Barcelona, España. 951 pp.
- Martinko, J. Parker. *Brock Biología de los Microorganismos*. Décima edición. Pearson. Madrid.
- Méndez-Estrada, V. H. 1998. Piñuelas: las parásitas que no lo son. pp. 57-61. *In Monge-Nájera, J. (ed.). El mundo de la naturaleza tropical*. Universidad Estatal a Distancia San José. Costa Rica.
- Monge, N. J. 1991. *Introducción al Mundo de la Naturaleza: Una visión desde el trópico*. Universidad Estatal a Distancia (UNED). pp 90.
- Morgan, P., Lewis S.T., Watkinson, R.J. 1991. Comparason of abilities of white-rot fungi to mineralize selected xenobiotic compounds. *Applied Microbiology Biotechnology*. 34: 693-696.
- Muller E. y W. Loeffler. 1976. *Micología: Manual para naturalistas y médicos*. Ed. Omega, Barcelona. p 87.

- Nielsen, A. W. 2011. Composición de macroinvertebrados acuáticos en bromelias (*Catopsis spp.*) de la Reserva Biológica Uyuca, Honduras. Carrera de Desarrollo Socioeconómico y Ambiente. Zamorano, Honduras.
- Odum, E. P., G. W. Warrett. 2006. Fundamentos de Ecología. 5ª edición. Ed. Thomson. pp. 337.
- Olivas, E. E., L. R. Alarcón. 2004. Manual de prácticas de microbiología básica y microbiología de alimentos. Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. pp 33-36.
- Olmo-Ruiz, M., J. Cifuentes-Blanco, G. Vidal-Gaona, E. Rosique-Gil. 2010. Micromicetos del suelo de una plantación de plátano (*Musa paradisiaca*) en Teapa, Tabasco, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 81: 97- 102.
- Ortiz-Diaz, T. G. 2011. *Diversidad de microhongos atmosféricos de distintas áreas urbanas*. Tesis de Licenciatura (Biología). Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM, México. 72p.
- Pascual, V. J., C. J. Moreno, M. M. Ros, G. M. Vargas. 2015. De Residuo a Recurso: El Camino hacia la Sostenibilidad. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. pp 34 y 96.
- Pointing, S. B. 2001. Feasibility of bioremediation by white-rot fungus. *Applied Microbiology Biotechnology*. 57: 20-33.
- Ramírez, I. M. 2010. Bromelias. In: Villalobos-Zapata, G. J., y J. Mendoza Vega (Coord.), 2010. *La Biodiversidad en Campeche: Estudio de Estado*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), Gobierno del Estado de Campeche, Universidad Autónoma de Campeche, El Colegio de la Frontera Sur. México. pp 229-232.
- Rodríguez, C. E., C. M. Gamboa, C. F. Hernández, H. J. García. 2005. Bacteriología general: Principios y prácticas de laboratorio pp. 295. Costa Rica: Editorial Universidad de Costa Rica.
- Tortora, G. J., B. R. Funke, C. L. Case. 2007. Introducción a la Microbiología. 9ª Edición. Ed. Médica Panamericana. pp 127.

- Valenzuela, E., S. Leiva, R. Godoy. 2001. Variación estacional y potencial enzimático de microhongos asociados con la descomposición de la hojarasca de *Nothofagus pumilio*. *Revista Chilena de Historia Natural*. 74:737-749.
- Valverde, V. T., J. A. Meabe del Castillo, L. J. Carabias, Z. Canon-Santana. 2005. *Ecología y medio ambiente*. Pearson Educación. México. pp 35.
- Witkamp, M. 1966. Macroflora, mycoflora, and soil relationships in a pine plantation. *Ecology Society of America*. 47(2): 238-244.

ANEXOS

***Fundamento químico de las pruebas cualitativas**

Almidón: Cuando el almidón (amilosa) es hidrolizado por la acción de exoenzimas amilasas, se degrada a maltosa (disacárido de dos glucosas) y glucosa.

El almidón reacciona químicamente con yodo para producir un color azul oscuro cuando las moléculas de yodo se insertan en los huecos de la molécula de espiralada del almidón (amilosa). Este resultado es debido a que la molécula absorbe más luz visible excepto el azul. Si el almidón se rompe en maltosa y glucosa, no se desarrolla ningún color debido a que desaparece la espiral t no quedan los huecos para que entre el yodo. Esta ausencia de color es asociada con la hidrólisis de almidón (Olivas y Alarcón, 2004).

Sacarosa: Los productos finales de la fermentación dependen del microorganismo y son muy variados, como ácidos alcoholes, diferentes moléculas orgánicas o gases. Los ácidos liberados en el medio bajan el pH y la acidez se detecta mediante la adición de un indicador de pH al medio, como el rojo de fenol. El viraje del indicador de pH a amarillo indica la degradación del azúcar con producción de ácido (Olivas y Alarcón, 2004).

Celulosa:

La carboximetilcelulosa es un derivado de celulosa que contiene grupos carboximetilo que se generan mediante la reacción de celulosa con cloroacetato en álcali para producir sustituciones en la posición C2, C3 o C6 de las unidades de glucosa. Como resultado, CMC es soluble en agua y más susceptible a la actividad hidrolítica de las celulasas. Por lo tanto, el CMC es un aditivo útil tanto para el medio líquido como sólido para la detección de la actividad de la celulasa, y su hidrólisis puede determinarse

posteriormente mediante el uso del colorante Congo rojo, que se une a los BD-glucanos intactos. Las zonas limpias alrededor de las colonias que crecen en un medio sólido que contiene CMC, posteriormente teñidas con rojo Congo, proporcionan un ensayo útil para detectar la hidrólisis de CMC y, por lo tanto, actividad de B-D-glucanos (Gilbert, 2012).

Urea: Algunas bacterias pueden utilizar la urea como fuente de nitrógeno. La ureasa bacteriana, enzima constitutiva, cataliza la conversión de urea en dióxido de carbono (CO₂) y amoníaco (NH₃). Este último actúa como fuente de nitrógeno; además capta protones, transformándose en amonio, que alcaliniza el medio de cultivo. La reacción se detecta incorporando rojo de fenol como indicador de pH de pH el cual vira a fucsia en pH alcalino (Rodríguez *et al.*, 2005).

La hidrólisis de la urea produce amoníaco y CO₂. La formación de amoníaco alcaliniza el medio y el cambio de pH se detecta por el cambio de color de rojo fenol del naranja pálido a pH 6.8 al rojo fucsia a pH 8.1 (Forbes *et. al.*, 2009).

***Rutas metabólicas**

Las vías de producción de energía ocupan un lugar central en el metabolismo. Además de generar ATP para el almacenamiento de energía, reducen coenzimas para varias reacciones biosintéticas, y sus intermediarios se utilizan como puntos de partida de las vías biosintéticas (Deacon, 1988).

Los azúcares o sus derivados se degradan inicialmente por una de las tres vías que en conjunto se llaman glucólisis: La vía de Embden-Myerhof- Parnas(EMP), la vía de la hexosa monofosfato(HMF) y la vía de Entner- Doudoroff (ED). De éstas, la EMP es la vía más comúnmente utilizada por los hongos, pero la vía HMF es también común y quizás se presenta en todos los hongos. La vía ED parece presentarse de manera muy limitada. Un producto final muy importante de estas tres vías es el ácido pirúvico. En condiciones oxidativas normales, éste se convierte en acetil coenzima A que luego entra al ciclo del ácido tricarboxílico (ATC). El resultado final es que el azúcar se degrada completamente hasta CO_2 y agua (Deacon, 1988).

La fermentación es una reacción de oxidación-reducción interna equilibrada en la que algunos átomos de la fuente de energía (donador de electrones) se reducen mientras otros se oxidan, y la energía se produce por fosforilación a nivel de sustrato. Una ruta bioquímica muy usada para la fermentación de la glucosa es la glucólisis o vía de Embden-Myerhof (Madigan y colaboradores, 2004), en esta vía la glucosa se degrada sin oxígeno(Koleman y Allen, 2006)

La glucólisis se puede dividir en tres etapas principales, cada una de las cuales comprende una serie de reacciones individuales catalizadas enzimáticamente (Figura1). La etapa una comprende una serie de reacciones preparatorias que no implican ni oxidación ni reducción y que no liberan energía, pero que conducen a la producción a partir de glucosa de dos moléculas del intermediario clave gliceraldehido-3-fosfato. En la etapa II ocurre un proceso redox, la energía se conserva en forma de ATP, y se forman dos moléculas de piruvato. En la etapa III tiene lugar una segunda

reacción redox y se originan los productos de la fermentación (por ejemplo, etanol y CO_2 , o ácido láctico) (Figura 7).

El Ciclo de las Pentosas Fosfato también genera piruvato, operando tanto en aerobiosis; se considera una ruta que genera importantes intermediarios para el metabolismo biosintético; aunque también se puede considerar en algunos casos como ruta catabólica (Pascual y colaboradores, 2015). La vía de las pentosas fosfato (o derivación de la hexosa monofosfato) opera simultáneamente con la glucólisis y permite degradar azúcares de cinco carbonos (pentosa) además de la glucosa (Tortora y colaboradores, 2007) (Figura 8).

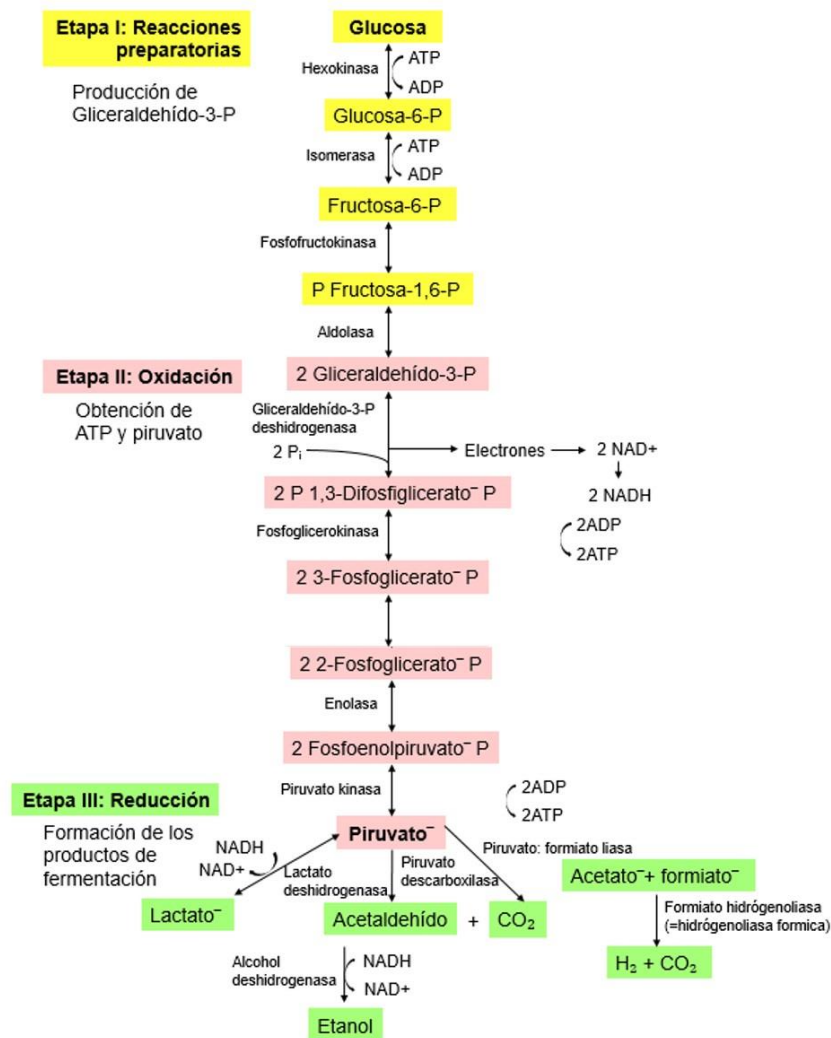


Figura 7. Ruta de Embden-Meyerhof (glucólisis), la secuencia de reacciones enzimáticas que convierten glucosa en piruvato y luego en productos de fermentación (las enzimas se indican en letra pequeña). El producto de la

aldolansa es realmente gliceraldehído-3-P y dihidroxiacetona-P, pero esta última se convierte en gliceraldehído-3-P. Nótese que el piruvato es el centro de la glucólisis y que todos los productos de la fermentación se hacen a partir del piruvato; sólo se indican unos cuantos ejemplos comunes. Tomado de Madigan y colaboradores, 2004.

Una tercera ruta catabólica permite la conversión de carbohidratos en piruvato. La ruta de Entner. Doudoroff comparte etapas con la vía glucolítica y el ciclo de las pentosa fosfato (Figura 8).

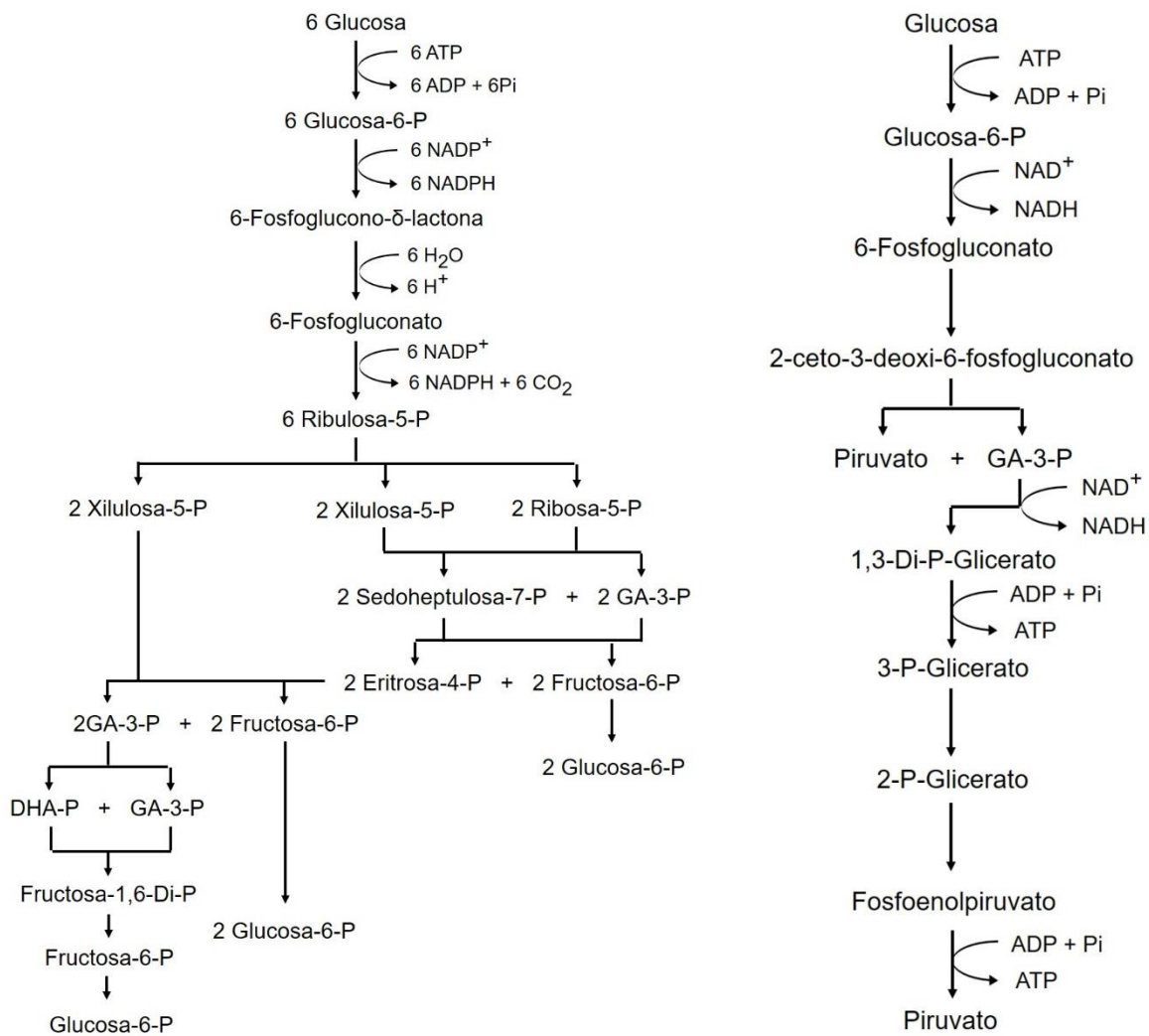


Figura 8. Ciclo de las pentosas fosfato de lado izquierdo y la ruta de Entner-Doudoroff de lado derecho.

Amilasa y celulasa

Los azúcares con seis átomos de carbono, llamados hexosas, son los donadores de electrones más importantes para muchos quimiorganotrofos; también son componentes estructurales importantes de las paredes celulares, cápsulas capas mucosas y compuestos de reserva de los microorganismos (Madigan *et al.*, 2004).

Las fuentes más comunes de hexosas en la naturaleza son polisacáridos y algunos disacáridos (entre los que se encuentran la celulosa, almidón, quitina y sacarosa) (Madigan *et al.*, 2004).

La celulosa y el almidón son los dos polisacáridos naturales de mayor importancia. Aunque tanto el almidón como la celulosa se componen de unidades de glucosa, su estructura es diferente y esto afecta profundamente a sus propiedades. La celulosa es mucho más insoluble que el almidón y, por lo general, se digiere más lentamente. La celulosa forma largas fibrillas y los organismos capaces de digerirla aparecen con frecuencia estrechamente asociados a ellas. Muchos hongos pueden digerir celulosa y son los principales responsables de la descomposición de materiales vegetales en el suelo de los bosques (Madigan *et al.*, 2004).

La degradación de las celulosas solubles, y quizás también de las celulosas naturales amorfas, se lleva a cabo por dos enzimas producidas comúnmente por los hongos: la endo- β -glucanasa y la β -glucosidasa. La endoglucanasa rompe las cadenas de celulosa para formar varias moléculas como el dímero celobiosa y el trímero de celotriosa; luego, la β -glucosidasa rompe la celobiosa para formar glucosa, la cual es asimilada por la célula. Sin embargo, la celulosa cristalina natural requiere una tercera enzima, la exo- β -glucanasa, que separa unidades sucesivas de dos azúcares (celobiosa) de los extremos de las cadenas de celulosa. Es una enzima de frecuencia mucho más restringida, ya que muchos hongos producen la endoenzima y la β -glucosidasa, pero muy pocos producen las exoenzimas y por lo tanto son incapaces de degradar la celulosa cristalina. Tales hongos incluyen *Trichoderma spp.*, *Chaetomium* y los Basidiomycotina y Ascomycotina de la pudrición de la madera. Cuando se presentan juntas estas enzimas actúan en forma sinérgica, por lo que las tasas de degradación de

la celulosa (celulosis) son mayores que cuando las mismas enzimas actúan por separado. En conjunto, estas enzimas se conocen como celulasa o más precisamente, complejo celulasa.

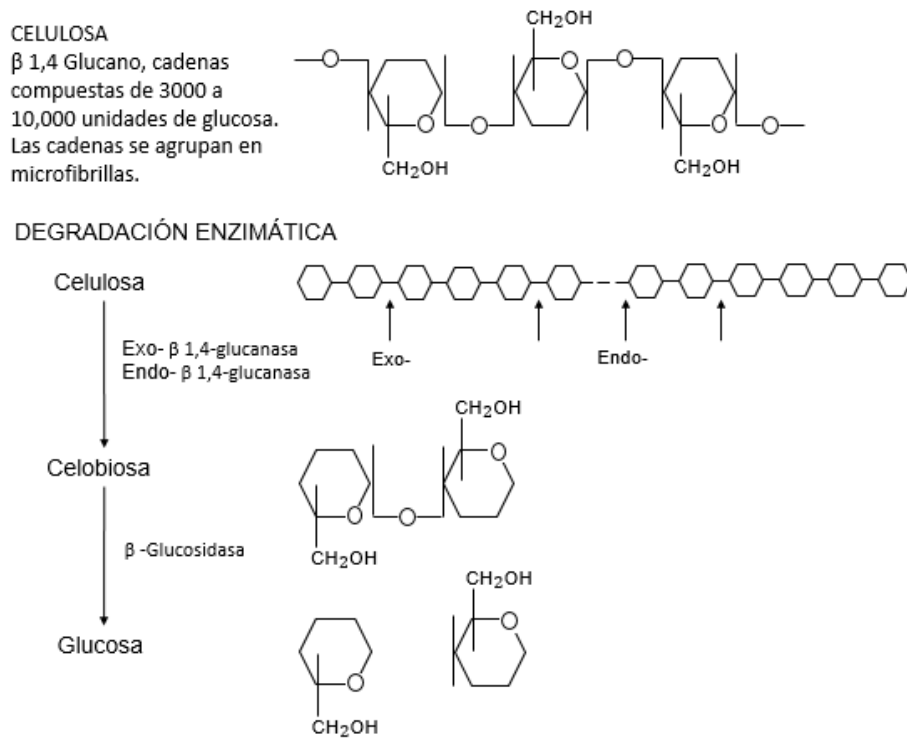


Figura 9. Celulosa y mecanismos de degradación mediante el complejo enzimático celulasa.

La celulasa es una enzima inducible más que constitutiva. En otras palabras, se forma sólo en presencia de un sustrato.

La síntesis de celulosa es reprimida por altos niveles de glucosa u otros azúcares fácilmente metabolizables. Las celulosas se forman sólo cuando la célula necesita utilizar celulosa a causa de que se han agotado otros compuestos más fáciles de utilizar.

Sacarasa

Muchos organismos pueden utilizar disacáridos para crecer. La sacarosa, el disacárido más común de las plantas superiores, se hidroliza primero a sus monosacáridos componentes (glucosa y fructosa) por la enzima invertasa, y estos se metabolizan entonces por las vías normales (Madigan *et al.*, 2004).

Ureasa

La amonificación de los compuestos nitrogenados orgánicos simples es llevada a cabo por especies heterótrofas, tanto de carácter bacteriano como fúngico, a través de la acción de diversas enzimas. Sin duda, la más importante a nivel extracelular es la ureasa, cuya actividad permite transformar la urea obtenida tras la degradación de diversos polímeros y compuestos nitrogenados en amoniaco y carbamato (Pascual *et al.*, 2015).

***Ciclo del Nitrógeno**

Fijación de nitrógeno

Varias de las reacciones clave de oxidorreducción del nitrógeno que tienen lugar en la naturaleza las llevan a cabo casi exclusivamente microorganismos, por lo que su participación en el ciclo del nitrógeno es de gran importancia (Figura 10). Desde el punto de vista de la termodinámica, el nitrógeno gaseoso, N₂, en la forma más estable de este elemento, y esto explica que el reservorio más importante de nitrógeno de la Tierra sea la atmósfera. La gran cantidad de energía necesaria para romper el enlace N≡N del nitrógeno molecular significa que la reducción de N₂ es un proceso que requiere gran cantidad de energía. Sólo un número de organismos relativamente reducido puede utilizar N₂ en el proceso que se conoce como fijación de nitrógeno ($N_2 + 8H^+ + 8e^- \longrightarrow 2 NH_3 + H_2$); por lo tanto, el reciclado del nitrógeno de la Tierra tiene lugar en su mayor parte con las formas más fácilmente disponibles, el amoníaco y el nitrato.

Desnitrificación

En la mayor parte de las condiciones ambientales, el producto final de la reducción de nitrato es N₂ o N₂O y la conversión de nitrato a nitrógeno gaseoso se conoce como desnitrificación (Figura 10). Este es el principal proceso biológico de formación de N₂. Dado que el N₂ como fuente de nitrógeno es mucho menos utilizable por los organismos que el nitrato, la desnitrificación es un proceso perjudicial, que elimina el nitrógeno fijado del ambiente.

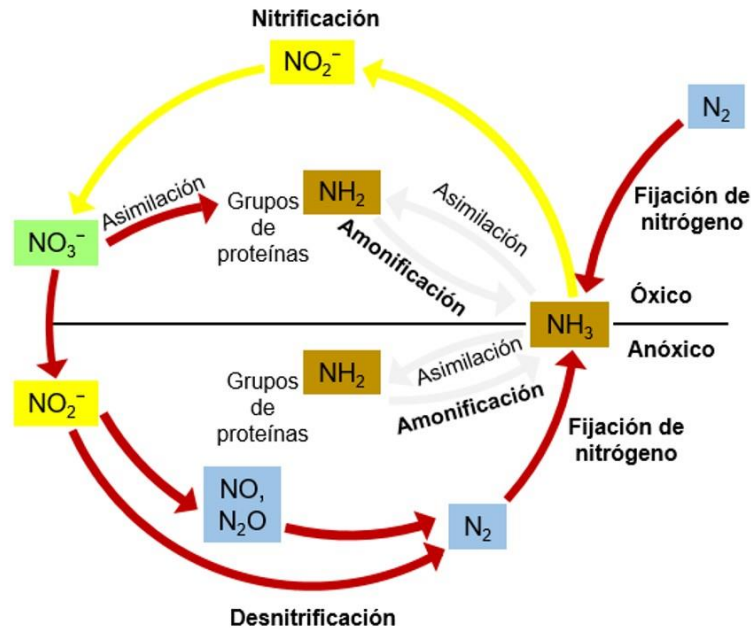


Figura 10. Ciclo de óxido-reducción del nitrógeno. Las reacciones de oxidación están representadas por flechas amarillas y las de reducción por rojas. Tomado del Brock Biología de los Microorganismos.

Flujo de amoníaco y nitrificación

El amoníaco se produce durante la descomposición de los compuestos orgánicos de nitrógeno tales como los aminoácidos y nucleótidos (amonificación, figura 10); a pH neutro se encuentra en forma de radical amonio (NH_4^+). En condiciones anóxicas, el amoníaco es relativamente estable, y es en esa forma en la que predomina el nitrógeno en la mayoría de los sedimentos anóxicos. En los suelos, una gran parte del amoníaco liberado por descomposición aeróbica es reciclado rápidamente y convertido en aminoácidos por las plantas y microorganismos. Dado que el amoníaco es volátil, hay ciertas pérdidas por el suelo (especialmente en los muy alcalinos) por vaporización.

La nitrificación es la oxidación de NH_3 a NO_3^- ; es uno de los principales procesos de la naturaleza, y ocurre con facilidad en suelos bien drenados a pH neutro por la acción de bacterias nitrificantes. Mientras que la desnitrificación es un proceso de consumo de nitrato, la nitrificación lo es de producción de nitrato.

***Limpieza de escamas de pescado para la prueba de quitina**

Se lavaron 50g de escamas de pescado y se dejaron reposar en un vaso de precipitados con 100 ml de NaOH a una concentración de 1M durante 24 hrs. Posteriormente se lavaron las escamas con agua destilada hasta tener un pH de 8. En seguida se colocaron las escamas de pescado en un vaso de precipitados con 30ml de HCl 3M y se mantuvieron baño maría a una temperatura de 30°C durante 30 minutos, pasado este tiempo se lavaron las escamas con agua destilada y se dejaron secar al aire. Posteriormente se suspendieron las escamas en 100ml de acetona y se dejaron en agitación durante 24hr (la suspensión de las escamas en acetona se realizó dos veces), se tapó el vaso de precipitados para evitar la evaporación de la acetona. Finalmente se filtraron las escamas y se dejaron secar (Irma Delfin Com. Pers).

*Figura 3

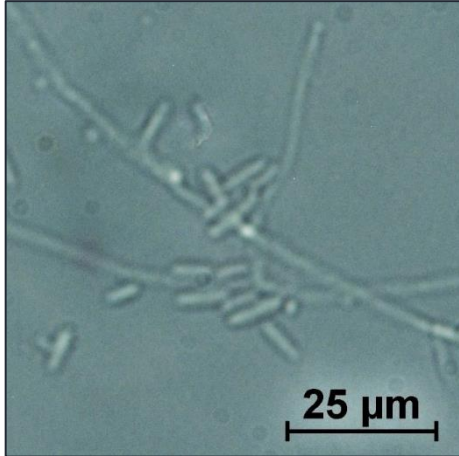
Especie dominante: *Fusarium oxysporum*.

Espécies temporales: *Acremonium sp.1*, *Alternaria tenuissima*, *Alternaria sp.*, *Beltrania sp.1*, *Beltrania sp.2*, *Beltrania sp.4*, *Beltrania sp.6*, *Botrytis sp.1*, *Botrytis sp.2*, *Botrytis sp.5*, *Botrytis sp.6*, *Botritis sp.7*, *Botrytis sp.9*, *Cladosporium cladosporioides*, *Geomyces*, *Chrysosporium*, *Microsphaeropsis sp.2*, *Mortierella sp.1*, *Mortierella sp.2*, *Mortierella sp.3*, *Mortierella sp.4*, *Mortierella sp.5*, *Mortierella sp.6*, *Mortierella sp.7*, *Mortierella sp.8*, *Penicillium sp.3*, *Penicillium sp.4*, *Penicillium sp.5*, *Phoma glomerata*, *Phoma sp.1*, *Phoma sp.3*, *Phoma sp.5*, *Phoma sp.6*, *Phoma sp.7*, *Phoma sp.9*, *Phoma sp.10*, *Phoma sp.11*, *Wallemia sp.1*, *NA sp.1-NA sp.7*, *NA sp.21*, *NA sp.24*, *NA sp.25*, *NI sp.1-NI sp.10*, *NI sp.16*, *NI sp.20*, *NI sp.25*, *NI sp.28-NI sp.31*, *NI sp.34*, *NI sp.36*, *NI sp.37*, *NI sp.42*.

Especies raras: *Acremonium sp.2*, *Athelium sp.*, *Papulosporum sp.*, *Beltrania fertilis*, *Beltrania maltaensis*, *Beltrania sp.3*, *Beltrania sp.5*, *Botrytis sp.3*, *Botrytis sp.4*, *Botrytis sp.8*, *Cilindrocarpon sp.*, *Cladosporium sp.1*, *Cladosporium sp.2*, *Cladosporium sp.3*, *Epicocum purpurascens*, *Euphyrena sp.*, *Fusarium sp.1*, *Microsphaeropsis sp.1*, *Microsphaeropsis sp.3*, *Mortierella sp.9*, *Mortierella sp.10*, *Penicillium sp.1*, *Penicillium sp.2*, *Penicillium sp.6*, *Peronosporales sp.*, *Phoma sp.2*, *Phoma sp.4*, *Phoma sp.8*, *Phytium sp.*, *Stachybotrys sp.*, *Wallemia sp.2*, *NA sp.8-NA sp.20*, *NA sp.22*, *NA sp.23*, *NI sp.11-NI sp.15*, *NI sp.17-NI sp.19*, *NI sp.21-NI sp.24*, *NI sp.26*, *NI sp.27*, *NI sp.32*, *NI sp.33*, *NI sp.35*, *NI sp.38-NI sp.41*.

*Imágenes de los géneros de micromicetos identificados

Acremonium sp.

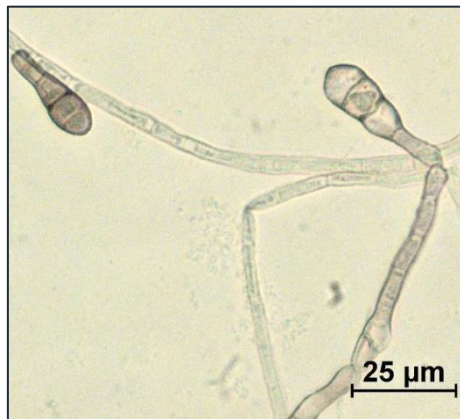


División	Ascomycota
Clase	Ascomycetes
Orden	Hypocreales
Familia	Hypocreaceae
Género	<i>Acremonium</i>

Acremonium sp. , visto a 40x. Se observan hifas delgadas y conidios ovalados.

Micelio hialino. Si se producen conidióforos compuestos, la ramificación está confinada a la parte inferior. Los conidios son de una célula excepcionalmente de dos, hialina o pigmentada, en cabezas viscosas o en cadenas secas.

Alternaria sp.



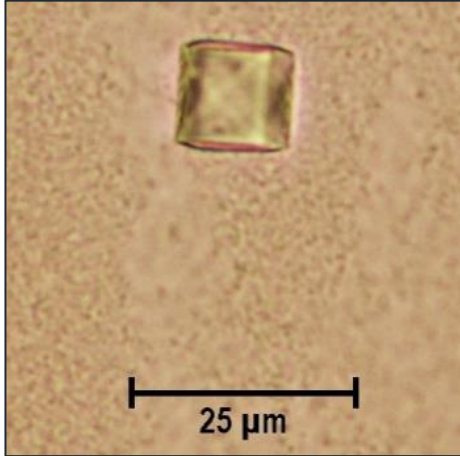
Alternaria tenuissima, visto a 40x. Se observan hifas y conidios con septos transversales.

División	Ascomycota
Clase	Ascomycetes
Orden	Pleosporales
Familia	Pleosporaceae
Género	<i>Alternaria</i>

Hifas, conidióforos y conidio ligeramente de color café oscuro. Conidióforos principalmente simples y usualmente terminan geniculado por elongación simpodial. Poroconidio formado individualmente cadenas acropetales, que consiste de un cuerpo ovoide o elipsoidal con una base generalmente redonda y una punta apical, muriforme con varios septos transversales y una cantidad menor de septos longitudinales.

El género contiene numerosas especies que pueden ser parásitos vegetales que son principalmente huésped-específico y semillas-llevadas. Algunas especies son omnipresentes y también muy frecuentes en suelos.

Beltrania sp.



Beltrania sp., visto a 40x, conidio cuadrados con septos longitudinales y transversales.

División	Ascomycota
Clase	Ascomycetes
Orden	Orbiliales
Familia	Incertae sedis
Género	<i>Beltrania</i>

El género es caracterizado por tener Colonias efusivas, aterciopeladas, de color pardo a negro. Micelio todo sumergido o parcialmente superficial. El estroma suele presentarse a menudo epidermis que surge de células basales lobuladas planas y radiantes. La hifopodia está ausente. Conidióforos macronematosos, usualmente simples, recta o flexuosa, café pálido a oliva liso, septado, que surge de células basales de sedas o de células lobuladas radiadas separadas. Células conidiógenas integradas, terminal, poliflástico, simpodial, clavado o cilíndrico, denticulado (dentículos cilíndricos); separando las células cuando están hinchadas. Conidios solitarios, acropleurosos, bicónicos, apendiculares, el extremo libre siendo generalmente espigado o apiculado, o septado, liso, pálido de oliva a clavado marrón rojizo con una banda transversal hialina distinta inmediatamente por encima de la parte más ancha del conidio. Seta simple, oscura, lisa o verrugosa, de paredes gruesas. Saprobio en restos de plantas en descomposición

Botrytis sp.

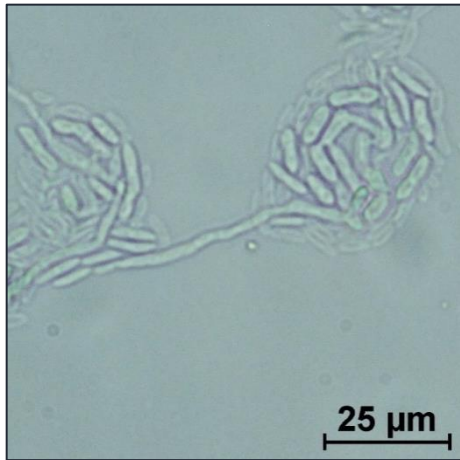


Botrytis sp., visto a 40x. Se observan hifas y conidios redondos.

División	Ascomycota
Clase	Ascomicetes
Orden	Helotiales
Familia	Sclerotiniaceae
Genero	<i>Botrytis</i>

Las colonias se extienden ampliamente, hialinas al principio, pero pronto se convierten en gris claro a café oscuro, hifas hialinas a café. Conidióforos erectos, cafés, solitarios o en grupos, ramificaciones apicales repetidamente alternadas, con células conidiógenas infladas produciendo numerosos blastoconidios simultáneamente sobre cortos denticulos, se derrumban pronto pero a veces proliferan; conidio café pálido, globoso a ovalado o elipsoidal, Paredes lisas o casi, hidrofóbico.

Cylindrocarpon sp.

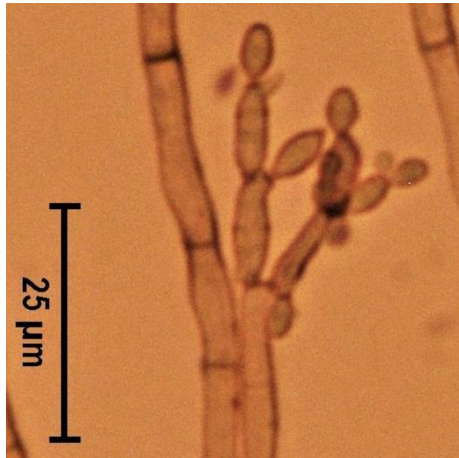


Cylindrocarpon sp., visto a 40x. Se observan conidios ovalados con un septo transversal.

División	<i>Ascomycota</i>
Clase	<i>Sordariomycetes</i>
Orden	<i>Hypocreales</i>
Familia	<i>Nectriaceae</i>
Genero	<i>Cylindrocarpon</i>

Caracterizado por un crecimiento rápido, de color hialino o brillante (beige, anaranjado, café o morado), colonias aterciopeladas o micelio aéreo y esporulación difusa o esporodoquio. Conidioforos que consisten de filides individuales o estructuras repetidamente verticiladas o estructuras casi ramificadas de forma penicilada, en algunas especies también como complejo esporodoquio .Fialides cilíndricas subyacentes, Con una única abertura apical y un cuello corto, paredes lisas, conidios que se adhieren en masas babosas ; macroconidios siempre presentes, más o menos cilíndricos con extremos redondeados, rectos o curvos, con uno o varios septos transversales ; algunas especies forman microconidios de una célula, más o menos distintos de los macroconidios .

Cladosporium sp.

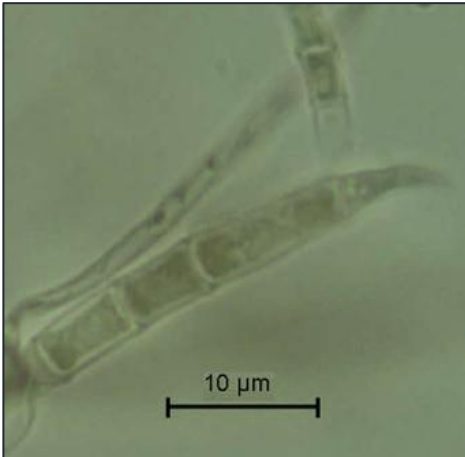


División	Ascomycota
Clase	Ascomycetes
Orden	Mycosphaerellales
Familia	Mycosphaerellaceae
Genero	<i>Cladosporium</i>

Cladosporium sp., visto a 40x. Se observan hifas septadas y conidios ovalados con un septo transversal.

Colonias de crecimiento lento, principalmente de color oliva a café o café negruzco aterciopelada o flocosa, convirtiéndose en polvoso por la presencia de conidios. Hifa vegetativa, conidióforos y conidio igualmente pigmentado. Conidióforos más o menos diferentes que la hifa vegetativa, erecto, derecho o flexible, sin ramificar o con ramificaciones restringidas a la región apical, en algunas especies con elongación simpodial geniculada. Numerosas ramificaciones acropetales de conidios en cadenas son formados por múltiples conidiogenos bien sincronizados o en sucesión, con el conidio más bajo a menudo largo y septado (llamado “ramoconidio”), superior a una célula, elipsoidal o fusiforme; blastoconidio formado generalmente de uno a tres dentículos cónicos en la punta del conidióforo o subapicalmente debajo de un septo o en la punta de los conidios previamente formados, con la delimitación del septo generalmente de paredes gruesas y oscurecido. Estructuras estromáticas son comúnmente producidas en la planta hospedera o *in vitro*, particularmente en medios que contienen sulfato de amonio.

Fusarium sp.



Fusarium sp., visto a 100x. Se observan hifas y conidios septados en forma de media

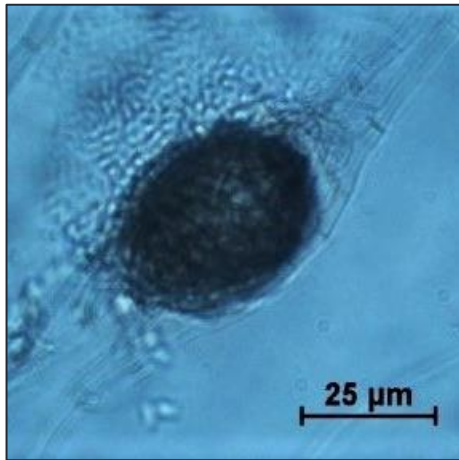
División	Ascomycota
Clase	Sordariomycetes
Orden	Hypocreales
Familia	Nectriaceae
Genero	<i>Fusarium</i>

Caracterizado usualmente por un rápido crecimiento, colonias de color pálido o brillante con micelio aéreo parecido al fieltro y esporulación difusa o esporodoquio. Los conidióforos están básicamente ramificados, si se forman pústulas complejas llamadas esporodoquios, si confluyen pinnotes o algunas especies consisten de fialides solitarias. Los brazos terminales son esbeltos, Fialides ligeramente fusiforme que llevan generalmente una abertura de fecundación (en algunas especies varios debido a ploriferación simpodial, i.e. "polifialides").

Policonidio usualmente formando delgadas masas, fusiforme o con forma de hoz y con uno o varios septos, en su mayoría diferenciados en una célula apical y célula basal pedicelada. En adición a estos macro- conidios, algunas especies además producen microconidios, más pequeños, unicelulares. Clamidosporas (terminales o intercalares) son características de algunas especies; pero estas no son visible en todas los aislamientos a menos que los cultivos sean muy viejos o estén colocados en agua estéril destilada o crezcan sobre un medio de agar que sea pobre.

La mayoría de las especies de fusarium son hongos de suelo con distribución cosmopolita y son activos en descomponer sustratos celulósicos de plantas; algunas especies son parásitos de plantas

Microsphaeropsis sp.

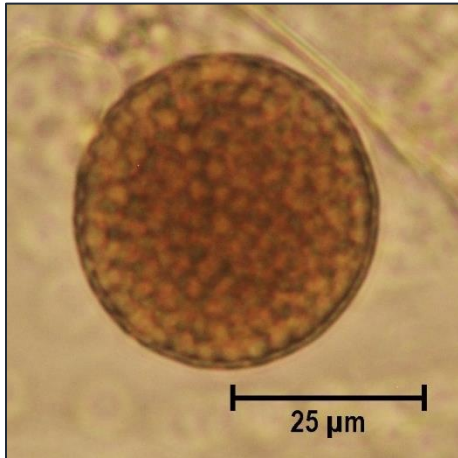


Microsphaeropsis sp., visto a 40x. Se observa el cuerpo fructífero y las hifas septadas.

División	Ascomycota
Clase	Dothideomycetes
Orden	Pleosporales
Familia	Montagnulaceae
Genero	<i>Microsphaeropsis</i>

La ontogenia del conidio en este género concuerda con *Phoma*. Sin embargo, la pigmentación oscura y la diferenciación de la pared del conidio en una capa externa e interna (construcción de pared difusa) tiene lugar después de la secesión conidial, y la maduración es asíncrona con la ontogenia del conidio. Esto significa que los pequeños picnidios de las especies de *Microsphaeropsis* con conidios inmaduros, aún de color, pueden confundirse fácilmente con una especie de *Phoma*.

Mortierella sp.



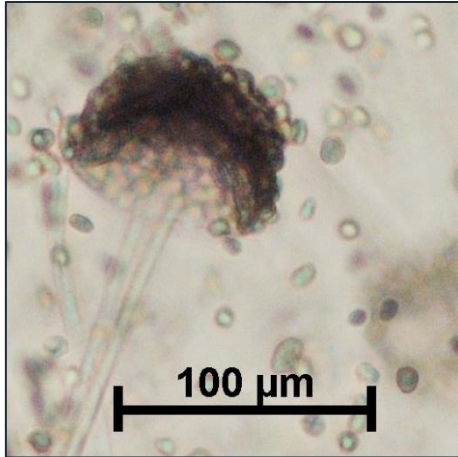
Mortierella sp., vista a 40x. Se observa una clamidospora.

División	Zygomycota
Orden	Mortierellales
Familia	<i>Mortierellaceae</i>
Genero	<i>Mortierrela</i>

Esporangio con columnela. Varias especies de *Mortierella* tienen una delgada extensión de micelio con esporangio hialino. Algunas especies de clamidosporas pueden ser soportadas por tallos cortos aéreos y tener una pared ornamentada, estos terminan usualmente en estilosporas.

Las especies de *Mortierella* se encuentran entre los hongos del suelo más comunes y crecen bastante rápido y a menudo esporulan libremente. Estos probablemente juegan un papel pequeño en el metabolismo del suelo pero generalmente son capaces de descomponer quitina.

Mucor sp.



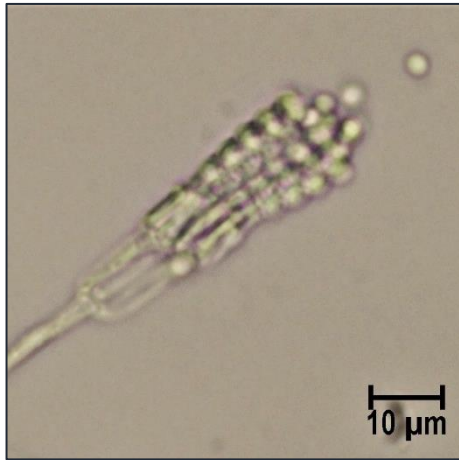
Mucor sp. Visto a 10x. Se observa el esporangio con esporas.

División	Zygomycota
Clase	Zygomycetes
Orden	Mucorales
Familia	Mucoraceae
Genero	<i>Mucor</i>

Las colonias son de muy rápido crecimiento (llenan la caja petri en 3-5 días) a 20°C y a menudo varios cm de altura, a menudo blanco a amarillo más tarde convirtiéndose en gris oscuro por el desarrollo de esporangio. Esporangioforos formando una densa estera, erecta, sin rizoides basales, más o menos simpodiales o algunas veces en ramificación racimosa (no dicotimicamente), muchas esporas se producen terminalmente, esporangio sin apófisis con una larga columnela ; paredes pronto delicuescentes y rompiendo y madurando, a menudo cubierta con espinas de oxalato de calcio , esporangioforos hialinos, grisáceo a café pared lisa o ligeramente ornamentada, globosa a elipsoidal. Clamidosporas hialinas presentes en algunas especies. Las hifas sumergidas pueden formar células parecidas a levaduras que a menudo se denominan oidia. Zigosporas producidas en micelio aéreo entre tipos de apareamientos compatibles, café oscuro, con características más o menos verrugas estelares; principalmente heterotálico, raramente homotalico.

Las especies de *Mucor* comúnmente se encuentran en materia orgánica, particularmente crecen en estiércol, pero generalmente no penetran a grandes profundidades del suelo, estos son considerados los verdaderos hongos coprófilos y los esporangioforos pueden sobrevivir al paso intestinal de conejos.

Penicillium sp.



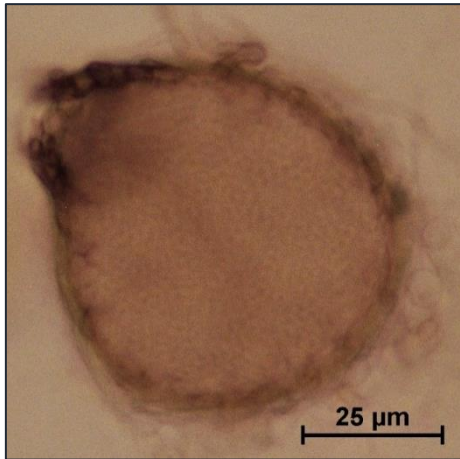
Penicillium sp., visto a 100x, se observan fiálides y conidios formando cadenas.

División	Ascomycota
Clase	Ascomicetes
Orden	Eurotiales
Familia	Trichocomaceae
Genero	<i>Penicillium</i>

Caracterizados por conidióforos penicilados macronematosos, en las últimas ramificaciones hay fiálides verticiladas (A menudo llamado sterigmata) mientras las penúltimas ramificaciones son llamadas métula. El stipe a menudo se ha denominado conidióforo; las fiálides forman cadenas basipetales de conidios secos los cuales usualmente forman ornamentaciones en la superficie en la fase de maduración después de completada la separación del plasma conidiogeno; en esa etapa los ápices conidiales son a menudo diferenciados en conectivos.

Las especies de *Penicillium* son saprofitos ubicuos, cuyos conidios son fácilmente distribuidos en la atmósfera. Predominan en suelos de regiones templadas. Como una regla, las especies de *Penicillium* parecen ser detectables a mayores profundidades del suelo que las especies de otro género, y estas sólo ligeramente concentradas en la rizosfera.

Phoma sp.

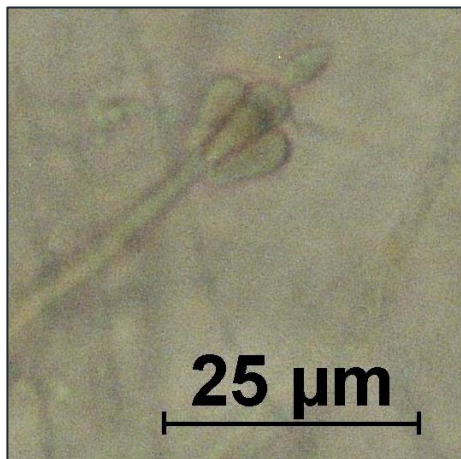


División	Ascomycota
Clase	Dothideomycetes
Orden	Pleosporales
Familia	Didymellaceae
Genero	<i>Phoma</i>

Phoma sp., visto a 40x. Se observa un peritecio. Se observa un peritecio con ostiolo, vista lateral.

Picnidio separado, no agregado sobre un estroma y con un ostiolo simple u ocasional confluyente o multiostiolado; pared delgada, con una superficie pigmentada, a veces con una base escleroide. Células conidiogenas apenas diferenciadas de las células de las paredes interiores, con Estrecha apertura filial, produciendo grandes cantidades de limo, más que nada de una célula, elipsoidal o cilíndrico, conidio hialino.

Stachybotrys sp.

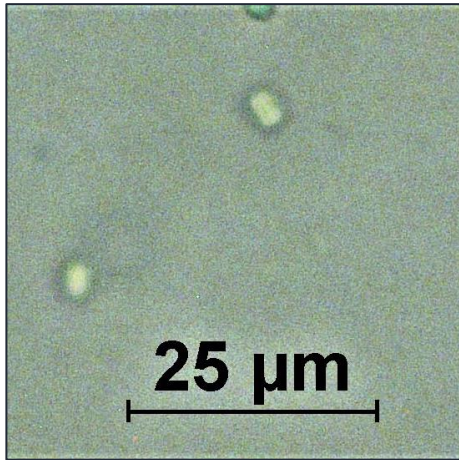


Stachybotrys sp., visto a 40x. Se observan fialides.

División	Ascomycota
Clase	Ascomicetes
Orden	Hypocreales
Familia	Incertae sedis
Genero	<i>Stachybotrys</i>

Hifa vegetativa usualmente hialina. Conidioforos macronematosos, simple o ramificaciones cimosas, con agrupaciones apicales de varias fialides elipsoidales o subclavadas formadas en sucesión. Conidio y fialides hialinas o pigmentadas. Conidio liberado en sucesión basipetal a través de una abertura en el ápice redondeado de la fiálide. Que apenas tiene collares prominentes. Manteniéndose unida en una gota viscosa, una célula, elipsoidal, cilíndrica, globosa, reniforme o fusiforme, principalmente ornamentada, en algunas especies pared lisa, pigmentada o hialina, surgen nuevos conidios después de que el anterior este maduro y después son liberados del cuello de la fiálide.

Wallemia sp.



Wallemia sp. visto a 40x. Se observan conidios con forma rectangular.

División	Basidiomycota
Clase	Wallemiomycetes
Orden	Wallemiales
Familia	Wallemiaceae
Genero	<i>Wallemiaceae</i>

El monotípico genero *Wallemia* tienen único método de conidiogénesis, corto y delgado, estrechamente empaquetado, conidióforos rectos desarrollados en sucesión basipetal de células conidiogénicas cilíndricas de un meristemo apical (no se ve ningún rastro de un cuello filidico); cada célula conidiogénica subsecuentemente cae aparte en un cuarteto regular inicialmente cuboide pero después casi globoso, conidio que se parece a un artroconidio (algunas veces denominado meristemo artroconidial). Algunas veces ocurre proliferación simpodial de los conidióforos.