

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA



Carmen María Pérez Samayoa
Eddy Juan José Muñoz Velásquez
Oscar Fernando Rafael Bonilla Aldana

QUÍMICOS BIÓLOGOS

Guatemala, septiembre 2016

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA



**ANÁLISIS DE LA DIVERSIDAD DE MACROHONGOS BASIDIOMICETES
DE LA RESERVA ECOLÓGICA CAYALÁ**

Seminario de investigación

Presentado por:

Carmen María Pérez Samayoa
Eddy Juan José Muñoz Velásquez
Oscar Fernando Rafael Bonilla Aldana

Para optar al título de

QUÍMICOS BIÓLOGOS

Guatemala, septiembre 2016

JUNTA DIRECTIVA

<i>Dr. Rubén Dariel Velásquez Miranda</i>	<i>Decano</i>
<i>Licda. Elsa Julieta Salazar Meléndez de Ariza, M.A.</i>	<i>Secretaria</i>
<i>MSc. Miriam Carolina Guzmán Quilo</i>	<i>Vocal I</i>
<i>Dr. Juan Francisco Pérez Sabino</i>	<i>Vocal II</i>
<i>Lic. Carlos Manuel Maldonado Aguilera</i>	<i>Vocal III</i>
<i>Br. Andreina Delia Irene López Hernández</i>	<i>Vocal IV</i>
<i>Br. Carol Andrea Betancourt Herrera</i>	<i>Vocal V</i>

ACTO QUE DEDICAMOS

A Dios, por darnos la oportunidad de culminar la carrera universitaria y brindarnos la sabiduría y fuerza para alcanzar esta meta.

A nuestros padres, por su apoyo, consejos y esfuerzo que han realizado para que saliéramos adelante.

A nuestros asesores y revisores por haber compartido con nosotros su experiencia en el campo de investigación y por sus esfuerzos realizados para llevar a cabo este estudio.

A cada uno de nuestros amigos por el apoyo y experiencia compartida, especialmente a aquellos que han estado con nosotros en todo momento.

**Carmen María Pérez Samayoa
Eddy Juan José Muñoz Velásquez
Oscar Fernando Rafael Bonilla Aldana**

ÍNDICE

I. RESUMEN	1
II. ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN	2
III. ANTECEDENTES	3
A. Reino Fungi	3
1. <i>Phylum</i> Basidiomycota	5
a. Agaricomycota	7
b. Pucciniomycota	8
c. Ustilaginomycota	9
2. Taxonomía de hongos	10
3. Factores que afectan el crecimiento de los hongos	11
a. Humedad	11
b. Potencial de hidrógeno	12
c. Materia orgánica	12
d. Especificidad de sustrato	13
B. Investigaciones de hongos en Guatemala	15
C. Reserva Ecológica de Cayalá	17
IV. JUSTIFICACIÓN	19
V. OBJETIVOS	21
General	21
Específicos	21
VI. HIPÓTESIS	22
VII. MATERIALES Y MÉTODOS	23
A. Universo	23
B. Muestra	23
C. Recursos	23
1. Humanos	23
A. Asesores responsables	23
B. Estudiantes	23
2. Materiales	23
3. Equipo	24
4. Cristalería y reactivos	25
5. Institucionales	25

D. Diseño experimental	26
1. Tipo de estudio	26
2. Unidad de análisis	26
E. Procedimiento	26
1. Establecimiento de parcelas	26
2. Recolección de especímenes de hongos basidiomicetes	26
3. Descripción macroscópica de los cuerpos fructíferos	27
4. Descripción microscópica de especies	27
5. Tratamiento de especímenes de hongos basidiomicetes	28
6. Recolección y preparación de muestras de suelo	28
7. Análisis de variables fisicoquímicos de muestras de suelo	29
A. Humedad gravimétrica	29
B. pH	30
C. Materia orgánica	30
8. Obtención de datos de variables ambientales	31
9. Análisis molecular	31
10. Análisis de datos	31
11. Aspectos éticos de la investigación	32
VIII. RESULTADOS	33
A. Riqueza específica	33
B. Análisis filogenético de las recolectas del género <i>Pluteus</i>	36
C. Preferencia de sustrato	37
D. Relación de las especies encontradas con las variables fisicoquímicas y ambientales del lugar	39
IX. DISCUSIÓN	43
X. CONCLUSIONES	47
XI. RECOMENDACIONES	48
XII. REFERENCIAS	49

I. RESUMEN

Los macromicetos o macrohongos son organismos que se encuentran en su mayoría en el *Phylum* Basidiomycota del Reino Fungi, de los cuales en Guatemala se han comunicado alrededor de 370 especies documentadas principalmente en departamentos del occidente del país, lo cual evidencia un gran vacío de información de otras regiones.

La Ciudad de Guatemala cuenta con una gran cantidad de áreas verdes y boscosas las cuales son muy importantes para la oxigenación de la misma y la calidad de vida de sus habitantes. La Reserva Ecológica Cayalá, que forma parte del Cinturón Ecológico Metropolitano, representa una de las pocas alternativas ecológicas dentro de la ciudad que permiten la conservación de la naturaleza y la educación ambiental. Dada la importancia de dicha reserva, se propuso analizar la diversidad de macrohongos basidiomicetes que se desarrollan en la reserva y correlacionarlos con factores ambientales y fisicoquímicos, por medio del muestreo por parcelas.

Se identificaron taxonómicamente 171 especímenes, que correspondieron a 22 familias y 33 géneros. La riqueza específica fue de 45 especies, de las cuales *Coprinellus disseminatus*, *C. micaceus*, *Cyathus striatus*, *Leucocoprinus fragilissimus*, *Hydropus nigrita*, *Marasmius berteroi* var. *berteroi*, *M. berteroi* var. *major*, *Tetrapyrgos nigripes*, *Cyptotrama asprata* y *Dacryopinax elegans*, fueron nuevos registros para Guatemala. Se observó correlación en la precipitación pluvial con la fructificación de *Marasmiellus* sp, *Coprinellus* sp, *Boletus* sp y *Dacryopinax elegans*. Debido a que no se logró documentar la riqueza total del sitio, se recomienda realizar análisis filogenéticos y muestrear por períodos más largos para recolectar e identificar más especies, con el fin de incrementar no solamente el conocimiento de la diversidad de macrohongos del país, sino también el valor ecológico de los bosques de la ciudad para contribuir con su conservación.

II. ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN

Guatemala es un país considerado megadiverso, sin embargo solamente se han comunicado alrededor de 370 especies de macrohongos, las cuales han sido documentadas principalmente en departamentos del occidente del país, lo cual evidencia un gran vacío de información para otras regiones.

La Reserva Ecológica Cayalá, ubicada en la Ciudad de Guatemala, es el modelo de la propuesta ambiental impulsada por la Fundación para el Ecodesarrollo y la Conservación –FUNDAECO- para formar el Cinturón Ecológico Metropolitano, el cual estaría compuesto por todos los barrancos del Valle de la Ermita ya que estos representan la única alternativa ambiental dentro de la ciudad. Estos lugares además permiten el ciclo natural del agua ya que son las únicas fuentes de recarga hídrica y contribuyen con la salud humana al interrelacionar la conservación de la naturaleza con la educación ambiental.

Dada la importancia de esta reserva para la ciudad de Guatemala, en este estudio que forma parte del proyecto macro “Diversidad de macro y microhongos de Guatemala”, se propuso analizar la diversidad de basidiomicetes que se desarrollan en ella y correlacionarlos con factores ambientales y fisicoquímicos, con el fin de incrementar el conocimiento de la diversidad de macrohongos del país, y aportar al valor ecológico de los remanentes boscosos de la ciudad y contribuir con su conservación.

III. ANTECEDENTES

A. Reino Fungi

Los integrantes del Reino Fungi se desarrollaron a partir de un ancestro común compartido con el Reino Animalia hace aproximadamente mil millones de años. Este reino constituye un importante linaje eucariota igual o mayor en número de especies que los animales, pero superior al de las plantas. Los organismos que lo integran incluyen mohos, levaduras, macrohongos, así como royas y carbones. Dada su importancia en el ecosistema han sido utilizados como organismos modelo, tal es el caso de *Penicillium chrysogenum*, *Neurospora crassa*, *Saccharomyces cerevisiae* y *Schizosaccharomyces pombe* (Blackwell, 2011).

En la actualidad se conoce solamente una fracción de la vasta diversidad de hongos que existen en el mundo. En 1991 se estimó que existían 1.5 millones de especies, número que fue calculado a partir de datos obtenidos en las regiones donde se consideraba que se habían estudiado ampliamente los hongos y tomando como base la relación 6:1 existente entre especies de hongos y plantas (Hawksworth, 1991). Sin embargo, en la actualidad dicho estimado se considera erróneo, ya que nueva información obtenida a partir de análisis de muestras de ADN ambientales revelaron una gran cantidad de especies no descritas, al punto de que se ha planteado que el número de ellas podría estimarse en 3.5 a 5.1 millones (O'Brien, Parrent, Jackson, Moncalvo & Vilgalys, 2005). Por otra parte, también se ha planteado que la relación entre el número de especies fúngicas con respecto a la de las plantas terrestres podría ser de hasta 11:1 (Blackwell, 2011).

El lento avance en la descripción e identificación de los hongos ha sido objeto de debate por más de 200 años, ya que en épocas anteriores los taxónomos se basaron principalmente en el fenotipo para la delimitación de especies y la mayoría de ellas fueron descritas formalmente basadas en características morfológicas. Sin embargo, en la actualidad se ha reconocido que las especies también pueden describirse utilizando criterios filogenéticos,

los cuales se basan en una concordancia de múltiples genealogías de genes. Este método, además de discriminar entre especies, también indica si las poblaciones de hongos actualmente intercambian genes en la naturaleza (Taylor, et al., 2000; Fisher, Koenig, White & Taylor, 2002; Dettman, Jacobson, & Taylor, 2006; Jacobson, et al., 2006). El uso de criterios filogenéticos puede ser una fuente importante de nuevos descubrimientos de especies en el esfuerzo por descubrir 5 millones de especies estimadas de hongos (Blackwell, 2011).

Según Webster & Weber (2007), los hongos pueden ser circunscritos por el siguiente conjunto de características: 1) Poseen nutrición heterótrofa (carecen de la fotosíntesis) y se alimentan por absorción en lugar de ingestión; 2) Crecen dentro o sobre determinado sustrato; 3) Presentan micelio inmóvil constituido por hifas o son unicelulares (levaduras); 4) Las células tienen pared celular compuesta por glucanos y quitina; 5) Las células son uni o multinucleadas, en tanto que el talo es homo o heterocariótico, haploide, dicariótico o diploide, este último por lo general es de corta duración; 6) La reproducción puede ser sexual (es decir, que conlleva fusión nuclear y meiosis), parasexual (fusión nuclear, seguido de una gradual de-diploidización) y/o asexual (división nuclear puramente mitótica); 7) Los propágulos por lo general son esporas microscópicas, en tanto que los cuerpos fructíferos pueden ser microscópicos o macroscópicos; 8) El hábitat puede ser terrestre, agua dulce e incluso ambientes marinos; 9) Según sus funciones ecológicas pueden ser saprobios, simbioses mutualistas, parásitos o hiperparásitos.

Ante la ausencia de pigmentos fotosintéticos, los hongos tienen una nutrición heterótrofa. La combinación de la digestión extracelular y la absorción se considera como el principal determinante de la forma de vida de hongos (Dix & Webster, 1995). La conquista de nuevos recursos se facilita en gran medida por la producción de pequeñas esporas numerosas en lugar de propágulos grandes. La colonización de una determinada fuente de alimento se logra de manera más eficiente por el crecimiento como un sistema de tubos de ramificación, hifas, que en conjunto forman el micelio (Webster & Weber, 2007).

Las hifas son en general bastante uniformes en los diferentes grupos taxonómicos de hongos, sin embargo, una de las pocas características distintivas es la presencia o ausencia de paredes transversales o tabiques y sus estados asexuales asociados. Si las hifas son septadas, en cada segmento hay uno, dos o más núcleos (Webster & Weber, 2007). Sin embargo, no todos los hongos crecen como hifas, algunos crecen como células unicelulares o levaduriformes que se dividen por gemación o fisión (Gow & Gadd, 1995). Algunas especies, incluyendo algunos patógenos de humanos y animales son dimórficos, es decir, son capaces de cambiar de la forma de hifa a la forma de crecimiento levaduriforme (Gow, 2002). También puede ser que se produzcan etapas intermedias entre las células levaduriformes e hifas verdaderas las cuales se denominan pseudohifas o pseudomicelio (Webster & Weber, 2007).

Según el Diccionario de Hongos (Kirk, Cannon, David & Stalpers, 2001) y Blackwell (2011), el Reino Fungi se divide en nueve *Phylum*: Chytridiomycota, Monoblepharidiomycota, Neocallistigomycota, Blastocladiomycota, Microsporidia, Zygomycota, Glomeromycota, Ascomycota y Basidiomycota.

1. *Phylum* Basidiomycota

El extenso grupo de hongos que integran el *Phylum* Basidiomycota (basidiomicetes) está constituido por aproximadamente 30,000 especies e incluye muchos hongos de los comúnmente llamados setas (macrohongos o macromicetos), así como mohos y royas que son patógenos de plantas superiores y pueden causar enfermedades serias en los cultivos. La mayoría son terrestres y producen esporas que se dispersan de manera aérea. Sin embargo, algunos crecen en agua dulce o incluso en hábitats marinos. Muchos son saprobios y cumplen un papel importante en la degradación de hojas, madera y otras clases de materiales orgánicos presentes en el ambiente. Por otro lado, las setas que crecen en los bosques tales como *Amanita* y *Boletus* mantienen una relación simbiótica con las raíces de los árboles formando ectomicorrizas. Además, muchos de estos cuerpos fructíferos (basidiomas) se producen abundantemente en los bosques, e incluso algunos de ellos se cultivan comercialmente con fines alimenticios. Por otra parte, varias especies

son venenosas y causan intoxicaciones al ser ingeridos (Webster & Weber, 2007).

La estructura fundamental de reproducción de este grupo de hongos es el basidio, sobre el cual se producen las basidiosporas. Habitualmente se producen cuatro basidiosporas por basidio, sin embargo, en algunas ocasiones se generan una, dos, tres o incluso más de cuatro basidiosporas. Debido a que la formación de basidiosporas involucra divisiones nucleares meióticas, éstas son haploides. Sin embargo, pueden ocurrir más divisiones postmeióticas, las cuales son de naturaleza mitótica, lo que se traduce en que una sola basidiospora puede presentar muchos núcleos homocarióticos. La forma de los basidios también es variable, lo cual permite que sea una característica útil en la identificación taxonómica de las especies. Por ejemplo, varios machohongos presentan un basidio cilíndrico sin septos, el cual se denomina holobasidio. Por el contrario, otros géneros como *Auricularia* presentan basidios divididos por un septo transversal, los cuales se denominan heterobasidios (Cepero, Restrepo, Franco-Molano, Cárdenas y Vargas, 2012).

Una vez las basidiosporas han sido liberadas al ambiente, éstas pueden permanecer sin germinar durante mucho tiempo, incluso años, cuando no se presentan las condiciones adecuadas para la germinación. Las basidiosporas necesitan ciertos estímulos físicos y químicos del ambiente externo para poder empezar con el proceso de germinación, el cual puede darse de tres formas diferentes: 1) por germinación directa, a través de la producción de un tubo germinal; 2) por medio de la formación de una balistospora secundaria; y 3) por la formación de un conidio secundario (Webster & Weber, 2007).

Posteriormente a la germinación, las hifas producidas contienen únicamente un núcleo, por lo cual al micelio generado se le denomina monocariótico o primario. Para que el micelio monocariótico entre en el ciclo de reproducción sexual heterotálica, las hifas monocarióticas de diferentes individuos deben unirse por plasmogamia, para formar el micelio dicariótico, heterocariótico o micelio secundario, proceso que está controlado por dos *loci* compatibles, cada uno con un par de alelos o idiomorfos (A,a o B,b) que

controlan la compatibilidad (Cepero, et al., 2012). El micelio dicariótico puede llegar a formar cuerpos fructíferos o basidiomas (micelio terciario) los cuales pueden ser estructuras macroscópicas conocidas también como macrohongos o macromicetos (Webster & Weber, 2007).

El filo Basidiomycota se divide, según Cepero, et al., (2012) en tres subfilos:

a. Agaricomycotina

Contiene aproximadamente al 70% de los hongos basidiomicetes conocidos. Este subfilum incluye tres clados: Agaricomycetes, Tremellomycetes y Dacrymycetes. El 98% de las especies Agaricomycotina se ubican en el primer clado, entre los que se encuentran setas, hongos leñosos, entre otros. El segundo clado está formado por hongos dimórficos y algunas especies con cuerpos fructíferos gelatinosos y translúcidos (Hibbett, et al., 2007). El clado Dacrymycetes incluye hongos saprobios que producen la pudrición marrón de la madera (Webster & Weber, 2007).

En general, Agaricomycotina incluye hongos cuyos cuerpos fructíferos tienen una gran variedad de formas y texturas que reciben el nombre según el tipo y posición del himenóforo y la presencia de holobasidios. Entre estos se encuentran el tipo agaricoide, boletoide, poroide, hidnoide, clavados, coraloide, resupinado, gasteroide y secotioide (Webster & Weber, 2007).

En cuanto a los basidiomas, difieren en formas, texturas y colores. En los basidiomas tipo agaricoide, boletoide, algunos poroides y algunos hidnoides, se reconoce el píleo, el himenóforo (conjunto de lamelas, dientes, poros y tubos) y estípite. La textura puede ser carnosa y putrescente, cartilaginosa, leñosa o corchosa; la diferencia está dada por el tipo de hifa que lo constituye. En los cuerpos fructíferos gasteroides y secotioides se reconocen dos estructuras básicas: la gleba, que es una masa de hifas sobre las cuales se producen los basidios y las esporas; y el peridio que encierra completamente estas estructuras (Cepero, et al., 2012).

El sistema hifal de los basidiocarpos está dividido en categorías que incluyen las células terminales (dermatocistidios, himenocistidios y basidios), los caracteres de las hifas que constituyen las superficies (cutícula del píleo y del estípite y el himenio) y las características de las hifas del contexto o trama del píleo, el estípite y las lamelas (Cepero, et al., 2012).

Los cuerpos fructíferos se forman a partir de un agregado de hifas dicarióticas o micelio secundario que al principio son poco diferenciadas y luego se entrelazan y empaquetan densa o laxamente (Webster & Weber, 2007).

Se han descrito varios tipos de desarrollo según cómo se proteja la formación del himenóforo. Los tipos de desarrollo se describen con términos técnicos que hacen referencia a la posición del himenóforo con relación a la presencia o ausencia de tejidos protectores, a las relaciones entre el himenóforo y los tejidos circundantes y a los tejidos asociados con el desarrollo inicial del himenóforo (Cepero, et al., 2012).

La mayoría de los miembros de este grupo son saprobios y crecen en suelo, madera podrida y otros restos vegetales en descomposición, así como en estiércol. Muchas especies forman asociaciones ectomicorrícicas con los árboles de interés forestal (Webster & Weber, 2007).

b. Pucciniomycotina

Es un subfilum monofilético en el que se ubican aproximadamente ocho mil especies de hongos, algunos conocidos como royas y otros que por presentar un alto grado de variación a nivel morfológico y ecológico se ubicaban anteriormente en otros grupos taxonómicos (Webster & Weber, 2007).

La delimitación de los taxa clasificados en este subfilum se ha llevado a cabo tras estudios moleculares principalmente, aunque también se han

empleado estudios morfológicos, ecológicos, fisiológicos y químicos (Aime, et al., 2006; Bauer, Begerow, Sampaio, Weiss & Oberwinkler, 2006).

Los organismos se encuentran en todos los ambientes y la mayoría de las especies son parásitas fitopatógenas. También existen entomopatógenos, micoparásitos y algunos saprobios. Unas pocas especies producen basidiocarpos y algunas son dimórficas (Aime, et al., 2006)

c. Ustilaginomycotina

En este subfiló se ubican los carbones, denominados así por los Soros o masas laxas de esporas de colores oscuros que se forman generalmente en hojas, tallos, flores o semillas de pastos afectados por éstos. Éstas esporas funcionan como teliosporas intercalares (Webster & Weber, 2007).

Los carbones se caracterizan por presentar diferentes tipos de teliosporas y micelio con conexiones similares a fíbulas, ausencia de esterigmas en los basidios, ciclo de vida sencillo y a menudo presentan fases saprobias, cortas o largas y en estado levaduriforme producen células uninucleadas gemantes llamadas esporidios (Bauer, et al., 2001). Existen carbones blancos que producen teliosporas ligeramente coloradas pero no negras, las cuales germinan dentro de las hojas (Webster & Weber, 2007).

Los Ustilaginomicetes producen hifas y existen como patógenos obligados de plantas, a menudo con una forma miceliar como saprobios o en una fase de levadura como parásitos. Se pueden distinguir de los hongos Uredinomicetes en que no producen haustorios y, si los producen, están presentes en forma de hifas intracelulares simples o extensiones de hifas que se invaginan en el plasmalema. Además, las hifas intracelulares de los Ustilaginomicetos generalmente secretan una vaina espesa que es fácilmente visible por microscopía electrónica de transmisión. Por otro lado, los septos, ya sea con perforaciones ausentes o con la presencia de poros simples o doliporos son similares a los de los Uredinomicetes en cuanto a la ausencia de parentesomas (Webster & Weber, 2007).

Actualmente se reconocen aproximadamente 1500 especies de carbones. Según los estudios realizados por Begerow, Bauer & Oberwinkler (1997), Bauer, Oberwinkler & Vánky (1997) y Bauer, Begerow, Oberwinkler, Piepenbring & Berbee (2001), este grupo es monofilético.

2. Taxonomía de hongos

La taxonomía es la ciencia de la clasificación, es decir, la “asignación de objetos a categorías definidas” (Kirk, et al., 2001). Esta clasificación tiene tres funciones principales: 1) proporcionar un marco de características reconocibles por el cual un organismo bajo estudio puede ser identificado; 2) permitir agrupar organismos que están relacionados entre ellos; y 3) colaborar en la recuperación de la información sobre el organismo identificado en la forma de una lista o catálogo (Webster & Weber, 2007).

Existe cierta controversia en la taxonomía de hongos, dado que todos los conceptos son artificiales y por lo tanto, en cierta medida arbitrarios. Esto es especialmente cierto en los enfoques clásicos de clasificación que dependen de observaciones macroscópicas o microscópicas, ya que existen diferencias entre los caracteres que son de utilidad para distinguir dos especies entre sí (Webster & Weber, 2007).

Por ello, recientemente, se han hecho grandes esfuerzos en la introducción de un conjunto más objetivo de criterios basados directamente en las comparaciones de secuencias seleccionadas de ADN que codifican los genes con una función biológica conservada, en lugar de o adicional a caracteres fenotípicos. Los resultados de tales comparaciones se muestran normalmente como árboles filogenéticos, lo que implica una ascendencia común en todos los organismos situados por encima de una rama determinada (McLaughlin, McLaughlin & Lemke, 2001).

A pesar de sus limitaciones, estos métodos han dado lugar a una revolución en la taxonomía de los hongos. En la actualidad, una nueva clasificación ha surgido, en la cual los datos de secuencias de ADN se integran

con características microscópicas, ultraestructurales y bioquímicas. De aquí que, las características microscópicas siguen siendo importantes para el reconocimiento de los hongos. De hecho, la comparación de secuencias de ADN sólo tiene sentido si éstos han sido caracterizados y nombrados previamente por métodos convencionales. Por tanto, los métodos clásicos de taxonomía son tan necesarios hoy como lo ha sido siempre, en el arte de identificar hongos (Webster & Weber, 2007).

Para determinar especies de macrohongos con base en su morfología, es importante la detallada y correcta descripción de los basidiomas en fresco. Para ello se han generado una gran cantidad de términos descriptivos que tratan de explicar, de la manera más precisa, cada uno de los caracteres morfológicos observados. Si bien cada grupo taxonómico tiene sus particularidades, la terminología creada puede ser utilizada para describir características de diversos taxa. Existen algunos caracteres como el olor y el sabor, que si bien son datos importantes, a menudo son difíciles de comunicar y las comparaciones con elementos más comunes pueden ser de gran ayuda. Entre los aspectos más importantes a considerar se encuentran el hábito de crecimiento, tipo de unión del cuerpo fructífero al sustrato, sustrato en el que habitan, píleo (forma, margen, grados de humedad), láminas (frecuencia, densidad, unión con el estípite, forma, borde, arista, margen, lamélulas, patrones de ramificación, desintegración de las láminas) y estípite (unión con el píleo, unión al sustrato y tomento basal, forma, consistencia, velos) (Delgado, Villegas y Cifuentes, 2005).

3. Factores que afectan el crecimiento de los hongos

a. Humedad

Algunos organismos requieren de gran cantidad de humedad y otros necesitan suelos más bien secos, dependiendo entre otras cosas, de la etapa de desarrollo alcanzada por el hongo. En general los hongos son aerobios, es decir, deben obtener su oxígeno del aire. Por lo tanto, para la supervivencia y crecimiento de los hongos que habitan el suelo éste debe contener por lo

menos una cantidad mínima de aire. Es por ello que la actividad de la mayoría de los hongos del suelo depende del equilibrio entre humedad y aire (Miller y Clark, 1965).

b. Potencial de hidrógeno

La concentración del ión hidrógeno es importante en la actividad y composición de la microbiota del suelo. Es posible comparar la poca sensibilidad de algunos hongos a las variaciones de concentración de este ión, con respecto al estrecho rango de pH en el que se desarrollan las bacterias y actinomicetos. Una gran cantidad de las transformaciones bioquímicas en suelos ácidos se deben a la acción de los hongos, los cuales son más abundantes que otros microorganismos.

Teuscher y Adler (1965) comprobaron que los hongos se desarrollan en un amplio rango de pH (2.5-9, incluso hasta 11), sin embargo, indicaron que el pH neutro no favorece el desarrollo de los hongos, puesto que en suelo cuyo pH es cercano al neutro, la competencia con las bacterias es de tal magnitud que puede hacer desaparecer parcialmente a los hongos. Afirmaron que se puede encontrar una mayor población fúngica en suelos con pH de 4 a 6 y la inhibición de la germinación de esporas se hace evidente a pH de 1.5 a 2.5.

c. Materia orgánica

La materia orgánica y el componente mineral del suelo en conjunto proporcionan la matriz estructural y el ambiente químico para los organismos vivos en el suelo. La fuente de la materia orgánica incluye la hojarasca, restos de madera y corteza caída, raíces muertas, cadáveres, excrementos de animales e insectos, cutículas, secreciones y excreciones de los organismos vivos, como exudados de las raíces. La descomposición de material fresco se acumula en la superficie y dentro del suelo como materia orgánica. La hojarasca fresca y la materia orgánica más degradada son fuentes de nutrientes para muchas especies. Conforme la profundidad, la descomposición y degradación de la materia aumenta y su tamaño disminuye. También con la

profundidad varía la cantidad total de materia orgánica, la colonización de las raíces y la extensión de la red de hifas fúngicas (Adl, 2003).

Los hongos descomponen la materia orgánica más resistente y retienen los nutrientes en el suelo en forma de biomasa fúngica. El material menos resistente es descompuesto primero mientras que el más resistente, como la lignina y las proteínas, es descompuesto en varias etapas. Muchos de los productos de desecho secundarios son ácidos orgánicos. Por esta razón los hongos ayudan a incrementar la acumulación de materia orgánica rica en ácidos húmicos resistentes a la degradación posterior. Los hongos degradadores, son además importantes para la descomposición de las estructuras de los anillos de carbono de algunos agentes contaminantes (Adl, 2003).

Eskelinen, Stark & Männistö (2009), mostraron que los suelos ácidos y no ácidos difieren sustancialmente en la composición de la vegetación. Estas diferencias se asociaron con cambios congruentes en la materia orgánica del suelo y las comunidades microbianas. El predominio de herbáceas en la vegetación se asoció con una relación carbono:nitrógeno (C:N) baja, así como con una alta proporción de nitrógeno soluble (compuestos fenólicos) en la materia orgánica del suelo, junto con una alta cantidad de bacterias en la comunidad microbiana. Por el contrario, una vegetación rica en arbustos se asoció con una relación C:N alta y una baja proporción nitrógeno soluble y una alta cantidad de hongos en la comunidad microbiana.

d. Especificidad de sustrato

Generalmente se piensa que la diversidad fúngica es mayor en las zonas tropicales y subtropicales que en latitudes más altas, especialmente en cuanto a los grupos taxonómicos dominados por los saprobios. Aunque podría esperarse que los descomponedores presenten menor especificidad de hospedero o de preferencia de huésped que los agentes patógenos y simbiontes benéficos, se ha sugerido que la diversidad en estos grupos está fuertemente relacionada con diversidad de hospederos (Lodge, et al., 1995).

May (1988), propuso la hipótesis en la que indicó que entre los insectos y otros organismos que dependen de las plantas, la especificidad de hospedero es más frecuente en los bosques templados, ya que tienen un alto predominio de especies de árboles pero con baja diversidad en comparación con muchos de los bosques tropicales, en los cuales el predominio de las especies de árboles es baja y la diversidad es alta.

Los hongos descomponedores se limitan con frecuencia a clases y tipos de sustratos en particular. Por ejemplo, un análisis de los datos presentados por Lodge (1997) mostró que casi todos los hongos descomponedores se limitan a uno o máximo dos tipos similares de sustratos.

La compleja naturaleza de la especificidad de sustrato hace que la relación de especies entre árboles y hongos descomponedores sea difícil de analizar. Sin embargo, el conocimiento de la preferencia de huésped en las comunidades de hongos descomponedores es útil para optimizar las estrategias de muestreo, tanto para bioprospección como para la obtención de inventarios completos. A pesar de la abundancia de factores relacionados a la especificidad de sustrato para los hongos descomponedores, se puede plantear como hipótesis que la predilección por un sustrato en particular se deba a que estos hongos iniciaron como parásitos o simbiotes con el sustrato predilecto en su forma viva (Polishook, Bills & Lodge, 1996).

Con respecto a los hongos ectomicorrícicos, hay muchos estudios que analizan la relación específica entre estos hongos y las raíces de los árboles. Los hongos ectomicorrícicos son esenciales para las plantas con las que mantienen una relación simbiótica, ya que estos toman el agua, nitrógeno, fósforo y otros nutrientes del suelo y los transfieren a las raíces de las plantas o árboles. Se ha podido demostrar que muchos de estos hongos no prosperan o incluso no crecen en lo absoluto sin su planta huésped o sustrato. Además, es importante mencionar que se presenta una mayor especificidad por el hospedero en la relación ectomicorrícica en comparación con la relación micorriza arbuscular (Blackwell, 2011).

B. Investigaciones de hongos en Guatemala

Las investigaciones micológicas en Guatemala iniciaron en 1948 con el trabajo de Sharp, quien realizó la primera colecta de macrohongos en el país y citó algunas especies silvestres de venta en los mercados, entre ellas: *Amanita caesarea*, *Cantharellus cibarius* y *Schizophyllum commune*. Posteriormente, ocho especies nuevas del orden Tremellales y un género nuevo de la familia *Tulasnellaceae* fueron reportados por Lowy (1970). En Mixco y San Juan Sacatepéquez, Argueta (1983) reportó 27 géneros y 45 especies. Dicho trabajo dio lugar a la creación del Herbario Micológico de la Universidad de San Carlos de Guatemala, bajo la asesoría de Heidi Logemann, Química Bióloga.

Un año más tarde, Sommerkamp (1984) reportó 51 géneros y 80 especies publicadas en un trabajo sobre los macromicetos del Biotopo Universitario “Lic. Mario Dary Rivera” para la conservación del Quetzal, situado en Purulhá, Baja Verapaz. En el estudio “Hongos Comestibles en los Mercados de Guatemala”, realizado en 1988 por Sommerkamp, se encontraron 21 especies comestibles pertenecientes a 17 géneros y 12 familias distintas. Este último trabajo permitió la estandarización del herbario micológico y el enriquecimiento de la biblioteca de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, así como la producción de material gráfico y la creación de la línea de investigación sobre macrohongos en la Micología Nacional (Sommerkamp, 1990).

Un estudio de macromicetos fue realizado por Aguilar (1994), en la finca San Luis en Escuintla; en éste se documentaron géneros como *Auricularia*, *Trametes*, *Trichoptum*, *Cantharellus*, *Pleurotus*, *Polyporus*, *Collybia*, *Hygrophoropsis*, *Dacryopinax*, *Geastrum*, *Stereum*, entre otros. En 1995, se reportaron 23 géneros y 12 nuevos registros para Guatemala a través de una caracterización de macromicetos en el Astillero Municipal de San Pedro Sacatepéquez, San Marcos (Fuentes, 1996).

En 1999, informaron 40 especies de macromicetos y un Myxomycete, basada en 65 especímenes recolectados en el Parque Nacional Tikal, en Petén. De éstos, 20 especies constituyeron nuevos registros para Guatemala

(Rizzo, 1999). En el 2000, en un artículo sobre Boletales de Guatemala se presentó la descripción de especies pertenecientes a 6 géneros, comunicando dos especies nuevas para la ciencia (Flores & Simonini, 2000). Márquez (2001) reportó 29 géneros y cinco nuevos registros para el país a partir de un estudio de macromicetos en la Finca El Aprisco, en Totonicapán.

Flores, Bran, Rodríguez y Culajay (1998), realizaron un estudio extenso sobre los hongos micorrícicos de bosques de pino y pinabete, del cual se informó del uso tradicional de *Lactarius salmonicolor* y *Cathartelasma ventricosum* en los municipios de Todos Santos Cuchumatán y San Mateo Ixtatán, respectivamente. Bran, Flores, Morales y Cáceres (2002) realizaron uno de los estudios más extensos sobre hongos comestibles en distintos departamentos del centro, occidente y norte de Guatemala, en el que se documentaron más de 70 especies comestibles, entre las que destacaron *Auricularia fuscosuccinea*, *Chroogomphus jamaicensis*, *Gyromitra infula*, *Neolentinus ponderosus* y *Pleurotus smithii*. Quezada y López (2004) documentaron la comestibilidad de *Favolus tenuiculus* en la Ecorregión Lachuá y posteriormente Morales, Medel y Guzmán (2006), reportaron el consumo de *Daldinia fissa* en Tecpán, Chimaltenango.

Morales, Bran y Cáceres (2010), revisaron 83 especies de hongos comestibles reportadas desde el año de 1948. Dicho estudio demostró que las especies más conocidas son el complejo *Amanita caesarea*, *Lactarius deliciosus*, *L. indigo*, *Cantharellus cibauris*, *Craterellus lateritius* e *Hydnum repandum*; además, determinaron las localidades con mayor conocimiento tradicional, con base en el número de especies que son utilizadas y encontraron que en Tecpán se conocen 31 especies, así como en San Juan Comalapa y Totonicapán, 22 especies en cada uno. Asimismo, se integraron datos sobre la época de recolección y forma de comercialización e indicaron el valor económico de las especies enlistadas.

Cáceres (2011), presentó el estudio en el cual se reportaron nuevas especies de hongos comestibles como, *Clavaria argillacea*, *Collybia polyphylla*,

Hydnum umbilicatum y *Sebacina concrescens*, que se utilizan en la comunidad de Xetonox, San Juan Comalapa, Chimaltenango.

En 2013, se realizaron nuevos registros de *Agaricales* encontrados en la selva tropical de la Ecorregión Lachúa, Alta Verapaz. En este estudio se registraron por primera vez 8 especies de *Agaricales* (Basidiomycota) (Quezada, Pérez-Silva y Sunum, 2013). Medel, Morales, Castillo & Cáceres (2013) describieron 12 especies de ascomicetes recién registrados, lo que representa cinco órdenes y doce géneros alcanzando así 44 especies de ascomicetes conocidas en Guatemala.

C. Reserva Ecológica Cayalá

La Reserva Ecológica Cayalá se encuentra en el barranco Jacarandas de Cayalá ubicado entre las zonas 16 y 17. Tiene una extensión de 32.40 hectáreas y es parte de la Ciudad de Guatemala. Este barranco se localiza a 90' 29' 30" de longitud oeste y 14' 37' 10" de latitud norte, posee pendientes que van de 8 hasta 32 grados y tiene aproximadamente 1.5 kilómetros de longitud por 200 metros promedio de ancho, es decir, 0.324 km cuadrados de superficie (Méndez, 1994).

El microclima es mesotérmico pero húmedo, con un índice hídrico mayor de 1000 mm y la altitud en el fondo del barranco es aproximadamente de 1350 a 1400 msnm. La precipitación pluvial oscila entre los 800 y los 1000 mm anuales en la época húmeda (mayo – octubre) y en la seca (noviembre – abril) (Méndez, 1994).

La humedad relativa anual se estima en 85% debido a la existencia del riachuelo. La intensidad máxima normal del viento no sobrepasa los 75-80 km/h con orientación noreste. La insolación media mensual varía entre 4-8 horas al día y la radiación global entre 500-600 cal/cm²/día. La evaporación potencial media anual calculada por el método de Thornthewalte va de 800 a 1000 mm. La biotemperatura es de 19–24 °C, con tendencia a ser calurosa y lluviosa (Méndez, 1994).

Los suelos predominantes son cenizas basálticas volcánicas y algunas veces débilmente cementadas, llamadas lafsoles, que contienen concentraciones de anfíboles, piroxénos y plagioclases, y por lo tanto son suelos ácidos, pobres en cuarzo. De acuerdo con la clasificación de la zona de vida de Holdridge, el área se encuentra en el Bosque húmedo subtropical templado. La vegetación dominante consiste en: *Salix chilensis* (sauce llorón), *Inga sapindoides* (cushin), *Ulmus mexicana* (mescal), *Monstera deliciosa* (mano de león), entre otras. La parte alta y en los alrededores del barranco está compuesta por coníferas especialmente de la familia *Pinaceae* (Méndez, 1994).

IV. JUSTIFICACIÓN

La comprensión y conservación de la biodiversidad a menudo se ven obstaculizadas por la falta de información acerca de diversos grupos taxonómicos, en particular aquellos que son muy ricos en especies. Los hongos representan uno de los grupos más diversos que existen en el mundo y desempeñan una función importante en el equilibrio ecológico de la naturaleza ya que actúan como organismos saprobios, simbióticos o parásitos. De los 3.5 a 5.1 millones de especies que se estima que existen en el mundo, se calcula que unas 30,000 especies integran el *Phylum* Basidiomycota. En él se encuentran los denominados macromicetos o macrohongos, de los cuales en Guatemala, se han comunicado alrededor de 380 especies, documentadas principalmente en departamentos del occidente del país, lo cual evidencia un gran vacío de información de otras regiones.

La Ciudad de Guatemala, cuenta con una gran cantidad de áreas verdes y boscosas, las cuales son muy importantes para la oxigenación de la ciudad y la calidad de vida de sus habitantes. Estas áreas ubicadas dentro del perímetro de la ciudad son reservorio de especies de macrohongos, los cuales son muy importantes en el crecimiento y el reciclaje de la materia orgánica.

La Reserva Ecológica Cayalá es el modelo de la propuesta ambiental impulsada por FUNDAECO para formar el Cinturón Ecológico Metropolitano, que estaría compuesto por todos los barrancos del Valle de la Ermita. Este cinturón representa la única alternativa ambiental dentro de la ciudad, pues permite el ciclo natural del agua al ser los barrancos la única fuente de recarga hídrica, y zona de ejercitación para la salud humana; todo ello en interrelación con la conservación de la naturaleza y la educación ambiental.

Por tales motivos, se propone analizar la diversidad de macrohongos basidiomicetes que se desarrollan en dicha reserva y correlacionarlos con factores ambientales y fisicoquímicos, por medio de muestreo por parcelas, no solamente con el fin de incrementar el conocimiento de la diversidad de

macrohongos del país, sino también de incrementar el valor ecológico de los bosques de la ciudad y así contribuir con su conservación.

V. OBJETIVOS

General

Analizar la diversidad de macrohongos basidiomicetes de la Reserva Ecológica Cayalá, a través de la determinación de la riqueza y distribución de las especies y determinación de parámetros fisicoquímicos y ambientales.

Específicos

1. Identificar taxonómicamente los macrohongos recolectados, a través de características macroscópicas y microscópicas.
2. Determinar la riqueza específica de macrohongos, a través de la elaboración de un listado de especies.
3. Correlacionar la riqueza de las especies de macrohongos basidiomicetes con variables fisicoquímicas y ambientales medidas en las parcelas.

VI. HIPÓTESIS

Por ser un estudio descriptivo, no se plantean hipótesis.

VII. MATERIALES Y MÉTODOS

A. Universo

Corresponde a la totalidad de macrohongos basidiomicetes presentes en la Reversa Ecológica Cayalá, ubicada en el Kilómetro 2.5 carretera a Santa Rosita zona 16, Guatemala, Guatemala.

B. Muestra

Las especies de macrohongos encontradas en 5 parcelas de 10 x 10 m seleccionas al azar en la zona, durante siete recolectas realizadas durante los meses de agosto a noviembre, con un intervalo de 15 días en cada una.

C. Recursos

1. Humanos

a. Asesores responsables

Lic. Osberth Morales Esquivel

Licda. María del Carmen Bran

b. Estudiantes

Carmen María Pérez Samayoa

Eddy Juan José Muñoz Velásquez

Oscar Fernando Rafael Bonilla Aldana

2. Materiales

- Aguja de disección
- Alcohol al 70%
- Algodón
- Bolsas de hielo
- Bolsas de nylon
- Bolsas de plástico
- Bolsas grandes de cierre hermético de 30x40 cm

- Bolsas pequeñas de cierre hermético de 14x10 cm
- Canastos de mimbre
- Cubreobjetos
- Cuchillos
- Fósforos
- Goma líquida
- Gotero de plástico
- Gotero de vidrio
- GPS marca Garmin, modelo 62S
- Hielera
- Hojas de afeitar
- Hojas de papel bond
- Lápices
- Marcadores permanentes
- Pala de jardín
- Papel periódico
- Portaobjetos
- Rollos de papel encerado
- Rollos de papel mayordomo
- Tijera
- Tubos de PCV de 30 cm de largo
- Vasos de duroport de 8 onz

3. Equipo

- Balanza semianalítica
- Desecadoras para alimentos
- Horno 110 °C
- Microscopio estereoscopio
- Microscopio óptico
- Potenciómetro
- Tamiz de 2 milímetros

4. Cristalería y reactivos

- Aceite de inmersión
- Ácido fosfórico absoluto
- Ácido láctico
- Ácido sulfúrico concentrado
- Agua desmineralizada
- Azul de lactofenol
- Balón aforado de 1000 mL
- Beakers de 50 mL
- Buretas de 25 mL
- Cloruro de potasio
- Dicromato de potasio
- Difenilamina
- Erlenmeyer de 250 mL
- Espátula
- Etanol al 95%
- Hidróxido de potasio al 5%
- Mechero de alcohol
- Probeta de 100 mL
- Reactivo de Mezler
- Recipientes metálicos con tapadera
- Rojo congo
- Sulfato ferroso amónico
- Varillas de agitación

5. Institucionales

- Unidad de Biodiversidad, Tecnología y Aprovechamiento de Hongos
- Departamento de Microbiología, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala
- Reserva Ecológica Cayalá, Ciudad de Guatemala

D. Diseño experimental

1. Tipo de estudio

El estudio fue de tipo prospectivo, longitudinal y descriptivo

2. Unidad de análisis

Se basó en los especímenes recolectados en siete recolectas realizadas durante los meses de agosto a noviembre, con un intervalo de 15 días entre cada una, en las cinco parcelas.

E. Procedimiento

1. Establecimiento de parcelas

El procedimiento se realizó de acuerdo con Mueller, Bills & Foster (2004).

- Se seleccionaron cinco sitios al azar en la Reserva Ecológica Cayalá, estableciendo una parcela de 10 x 10 m en cada uno de ellos. Se colocó un tubo de PVC de 30 cm de largo a cada 5 m en la periferia de la parcela, para un total de ocho tubos y se colocó una cinta alrededor de los mismos con el objetivo de señalar el área que delimitaría la zona de recolección de hongos.

2. Recolección de especímenes de hongos basidiomicetes

Se realizó de acuerdo con Mueller, et al., (2004).

- Se ubicaron las parcelas previamente establecidas y se recolectaron los especímenes encontrados dentro de las mismas.
- Se tomó una fotografía de cada uno para crear un registro macroscópico de los hongos basidiomicetes *in situ*.
- Se anotó el sustrato en el cual fueron encontrados (suelo, hojas, hojarasca, troncos con diámetro menor a 10 cm y mayores a 10 cm). Cuando se encontró sobre un tronco, se cortó parte del sustrato conjuntamente con el

hongo. De igual forma, sobre suelo u hojarasca, con el cuchillo se cavó alrededor del espécimen con el objetivo de obtener el cuerpo fructífero intacto. Finalmente, cuando se trató de hojas o ramas, no fue necesario el uso de un cuchillo y se tomó el espécimen directamente sobre su sustrato.

- Cada espécimen recolectado se envolvió en papel encerado y se le asignó un código específico.
- Todos los especímenes fueron almacenados en una hielera hasta ser descritos, como máximo por 48 horas. Durante este período se realizaron cambios de hielo para conservar la temperatura 8 °C y evitar su pudrición.

3. Descripción macroscópica de los cuerpos fructíferos

El procedimiento se realizó según lo recomendado por Delgado, et al., (2005) y se evaluaron las siguientes características:

- Tipo de unión del cuerpo fructífero al sustrato y el sustrato en el que habitan.
- Forma, margen y ornamentación del píleo.
- Forma y ornamentación del estípite y su unión con el píleo.
- Presencia y forma de velo universal, velo parcial y anillo.
- Forma, borde, arista, margen, lamélulas/poros o tubos y patrones de ramificación de las láminas.

4. Descripción microscópica de especies

Se realizó de conformidad con lo recomendado por Largent, Jhonson & Watling (1977).

- Con ayuda de un microscopio estereoscópico, a cada espécimen se le realizó un corte triangular con una hoja de afeitar en el píleo.
- Posteriormente, a partir del fragmento obtenido, se realizaron cortes finos de forma transversal con respecto a las láminas.

- En caso de fragmentos quebradizos o resecos, se les añadió una gota de etanol al 95% para humedecerlos previo a realizar los cortes.
- Se tomaron tres cortes, colocándolos en tres preparaciones distintas: una con reactivo de Mezler, otra con KOH al 5% y otra con Rojo congo + KOH al 5%.
- Cada preparación se observó en un microscopio óptico y se describieron sus características microscópicas por medio de las cuales se identificaron hasta género, a través de claves dicotómicas según los criterios propuestos por Singer, 1986; Franco-Molano, Aldana-Gómez y Halling, 2000; Franco-Molano, Vasco-Palados, López-Quintero y Boekhout, 2005; Mata, 2003; Halling & Mueller, 2005; Calonge, 1998; Corner, 1950.

5. Tratamiento de especímenes de hongos basidiomicetes

Se utilizó el método recomendado por Mueller, et al., (2004).

- Cada espécimen se colocó en una bandeja de papel previamente elaborada y se acompañó de una ficha de datos que incluía: el código del espécimen, el número correlativo de recolecta, la fecha de recolección, el recolector y el sustrato.
- Las bandejas fueron colocadas en desecadoras a una temperatura aproximada de 65 °C durante 24 horas.
- Los especímenes fueron colocados en una bolsa de plástico individual, y se colocaron en el congelador a una temperatura de -4 °C durante 48 horas.
- Posteriormente se extrajeron los especímenes de las bolsas y se colocaron en las bandejas para desecarlos una vez más durante 24 horas.
- Cada espécimen se colocó dentro de una bolsa de nylon junto con la ficha de datos correspondiente y se selló para su almacenamiento.

6. Recolección y preparación de muestras de suelo

El procedimiento se realizó de acuerdo con Yufera y Carrasco (1973).

- En cada parcela se tomaron porciones de suelo en cinco puntos. Cuatro en los vértices de la parcela, separados por dos metros y uno en el centro de la misma.
- Se removieron residuos de material vegetal y se introdujo una pala de jardín hasta una profundidad aproximada de 30 centímetros y se tomaron 20 gr de suelo de cada punto.
- El material recolectado se depositó en una bolsa grande de cierre hermético previamente rotulada, formando de esta manera, a partir de los cinco puntos de muestreo, una muestra representativa de la parcela.
- Cada muestra de suelo se extendió sobre periódico y se dejó secar al aire durante un período de 24 horas para obtener una humedad homogénea en la muestra.
- Cada muestra se pasó por un tamiz con poros de 2 mm de diámetro con el fin de eliminar residuos vegetales aún presentes y obtener las partículas de suelo de interés.

7. Análisis de variables fisicoquímicas de muestras de suelo

A. Humedad gravimétrica

Este método se realizó como lo recomienda Clavijo (2002).

- Se rotularon cinco recipientes metálicos correspondiendo cada uno a la parcela muestreada.
- Se taró cada recipiente en una balanza semi analítica y se le agregaron 20 gr de suelo previamente tamizado, de la parcela correspondiente.
- Se colocaron los recipientes en un horno a una temperatura de 105 °C durante 24 horas.
- Se pesaron los recipientes con las muestras y por diferencia de pesos con la tara, se obtuvo el peso de la base seca para obtener el valor de la humedad gravimétrica

B. pH

Para determinar el pH del suelo se empleó el método potenciométrico recomendado por Clavijo (2002).

- Se prepararon 250 mL de cloruro de potasio (KCl) 1 N para cada muestra de suelo (aproximadamente 2 L en cada muestreo para el análisis de las 5 muestras).
- Se pesaron 20 gr del suelo de cada parcela y se introdujeron en un beaker cada una.
- Se agregaron 50 mL del KCl 1 N previamente preparado, se agitó cada beaker por aproximadamente 30 minutos y se midió el pH de la suspensión con un potenciómetro.

C. Materia orgánica

Para determinar la materia orgánica del suelo se empleó el método de digestión húmeda de Walkley & Black recomendado por Pineda (2003).

- Se utilizó 1 gr de suelo de cada muestra, en los casos en los que poseía una escasa cantidad de materia orgánica; 0.5 gr si el suelo contenía una cantidad intermedia de materia orgánica; 0.1 gr si el suelo presentaba una gran cantidad de materia orgánica.
- Se agregaron 10 mL de dicromato de potasio 1 N a la muestra de suelo y 20 mL de ácido sulfúrico absoluto; se agitó por 30 min y luego se dejó reposar por el mismo tiempo. Este procedimiento se realizó por cada muestra de suelo que se obtuvo de cada una de las parcelas.
- Al haber transcurrido los 30 min de reposo, se agregaron 200 mL de agua destilada a cada muestra y 10 mL de ácido fosfórico absoluto. La mezcla se enfrió con agua de chorro para disminuir la temperatura del erlenmeyer.

- Se añadió 1 mL de difenilamina a cada muestra (indicador de pH) y se tituló con sulfato ferroso amónico 0.5 N hasta que la mezcla se tornó de color verde manzana.
- Se anotaron los mililitros de titulante gastados en cada determinación para poder establecer el porcentaje de materia orgánica de cada muestra.

8. Obtención de datos de variables ambientales

Se realizó de acuerdo con lo indicado por López-Quintero, Straatsma, Franco-Molano & Boekhout (2012).

- En el Instituto Nacional de Sismología, Vulcanología, Meteorología e Hidrología (INSIVUMEH), se obtuvieron las siguientes variables ambientales: geotermómetro 50 cm (°C), humedad relativa (%), nubosidad (octas), precipitación pluvial (cm³), presión del viento (kg/m²), temperatura (°C) y velocidad del viento 13 hrs (km/h). Los datos de estas variables, correspondieron a los días en los que se efectuaron los muestreos.

9. Análisis molecular

Se enviaron dos especímenes del género *Pluteus* (MICG 3351y MICG 3352) a Dr. Alfredo Justo de la Universidad Clark, Worcester, Massachusetts (EEUU) especialista en el género para la identificación molecular de los mismos.

10. Análisis de datos

La riqueza de especies se refiere al número de taxa identificados. La frecuencia de ocurrencia hace referencia a la proporción del número de días que cada espécimen fue recuperado con respecto al total de días que abarcó el muestreo (Baptista, Martins, Tavares & Lino-Neto, 2009).

Para analizar la riqueza de especies de macrohongos en las parcelas muestreadas durante el período de muestreo, se elaboró una curva de

acumulación de especies. Se utilizó el índice de Chao2, el cual se calculó en el programa "EstimateS Versión 8.0.0" (Colwell, 2006).

Se elaboró una base de datos con los niveles de pH, materia orgánica, geotermómetro 50 cm (°C), humedad relativa (%), nubosidad (octas), pluviómetro (cm³), temperatura (°C) y velocidad del viento 13 hrs(km/h). Las primeras dos variables fueron determinadas en las muestras de suelo tomadas de cada parcela durante cada muestreo y las últimas se obtuvieron del INSIVUMEH, como se mencionó anteriormente.

Se elaboró una base de datos de presencia/ausencia de las especies recolectadas en cada parcela y día de muestreo. Así mismo se elaboró otra base de datos donde se indicó el sustrato en el que fue recolectada cada una de las especies.

La base de datos de presencia/ausencia de especies junto con la de variables fisicoquímicas y ambientales, se correlacionaron a través de un análisis multivariado de correspondencia canónica, en programa estadístico R, para evidenciar la influencia de los factores indicados sobre la fructificación de las especies (Moreno, 2001).

La base de datos de sustratos y especies se analizó en el programa SPSS, por medio de análisis de conglomerados, para evidenciar las similitudes y diferencias en cuanto a preferencia de sustrato.

11. Aspectos éticos de la investigación

Para la realización del presente trabajo de investigación se contó con una carta de autorización por parte de la Reserva Ecológica Cayalá para la extracción de especímenes y muestras de suelo de la zona bajo estudio. Todos los hongos recolectados fueron almacenados finalmente en la Micoteca Rubén Mayorga Peralta –MICG-, del Departamento de Microbiología, Escuela de Química Biológica, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

VIII. RESULTADOS

A. Riqueza específica

Se recolectaron 171 especímenes en el sitio muestreado y se identificaron 22 familias y 33 géneros correspondientes a 45 especies, de las cuales 9 fueron nuevos reportes para Guatemala. A continuación se presenta el listado de especies organizadas según orden, familia y especie (Tabla 1, Figuras 1 y 2).

Tabla 1. Especies recolectadas en la Reserva Ecológica Cayalá

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE	
Agaricales	Agaricaceae	<i>Agaricus</i> sp	
		<i>Calvatia</i> sp	
		<i>Coprinellus disseminatus</i> (Pers.) J.E. Lange *	
		<i>C. micaceus</i> (Bull.) Vilgalys, Hopple & Jacq. Johnson *	
		<i>Coprinellus</i> sp	
		<i>Cyathus</i> sp	
		<i>C. striatus</i> (Huds.) Willd.*	
		<i>Lepiota</i> sp	
		<i>Leucocoprinus fragilissimus</i> (Ravenel ex Berk. & M.A. Curtis) Pat. *	
		Bolbitiaceae	<i>Conocybe</i> sp
	Cortinariaceae		<i>Cortinarius</i> sp
	Inocybaceae		<i>Crepidotus</i> sp
	Marasmiaceae		<i>Hydropus nigrita</i> (Berk. & M.A. Curtis) Singer*
			<i>Marasmius berteroi</i> var. <i>berteroi</i> (Lév.) Murrill *
			<i>M. berteroi</i> var. <i>major</i> Singer*
			<i>M. cladophyllus</i> Berk.
			<i>Marasmius</i> sp
			<i>Setulipes</i> sp
			<i>Tetrapyrgos nigripes</i> (Fr.) E. Horak *
			Mycenaceae
	Omphalotaceae	<i>Marasmiellus</i> sp	
Physalacriaceae	<i>Cyptotrama asprata</i> (Berk.) Redhead & Ginns *		
Pleurotaceae	<i>Pleurotus djamor</i> var. <i>djamor</i> (Rumph. ex Fr.) Boedijn		
	<i>Pleurotus</i> sp		
	Pluteaceae	<i>Pluteus</i> sp	
		<i>Pluteus</i> sp	
	Pterulaceae	<i>Pterula</i> sp	
	Strophariaceae	<i>Pholiota</i> sp	
Tricholomataceae	<i>Collybia</i> sp		
Auriculariales	Auriculariaceae	<i>Auricularia cornea</i> Ehrenb.	
		<i>A. delicata</i> (Mont. ex Fr.) Henn.	
		<i>A. fuscosuccinea</i> (Mont.) Henn.	
		<i>A. polytricha</i> (Mont.) Sacc.	
		<i>Auricularia</i> sp	
Boletales	Boletaceae	<i>Boletus</i> sp	
	Sclerodermataceae	<i>Scleroderma</i> sp	
Cantharellales	Cantharellaceae	<i>Cantharellus atrolilacinus</i> Eyssart., Buyck & Halling	
		<i>Cantharellus</i> sp	

Dacrymycetales	Dacrymycetaceae	<i>Dacryopinax elegans</i> (Berk. & M.A. Curtis) G.W. Martin *
Geastrales	Geastraceae	<i>Geastrum</i> sp
Gomphales	Lentariaceae	<i>Lentaria</i> sp
Polyporales	Polyporaceae	<i>Hexagonia</i> sp
		<i>Polyporus tricholoma</i> Mont.
		<i>Polyporus</i> sp
Russulales	Russulaceae	<i>Lactarius rimosellus</i> Peck
		<i>Russula</i> sp

*Nuevos reportes para Guatemala.



Figura 1. Algunos macrohongos del orden Agaricales. **A.** *C. micaceus*. **B.** *M. berteroi* var. *major*. **C.** *M. cladophyllus*. **D.** *Marasmius* sp. **E.** *T. nigripes*. **F.** *P. djamor* var. *djamor*. **G.** *C. asprata*, **H.** *Pholiota* sp. **I.** *Pluteus* sp. **J.** *Pluteus* sp. **K.** *Pterula* sp. **L.** *Collybia* sp.



Figura 2. Algunos macrohongos de los órdenes Auriculariales, Boletales, Cantharelales, Geastrales, Gomphales, Polyporales y Russulales. **A.** *A. delicata*. **B.** *A. polytricha*. **C.** *Scleroderma* sp. **D.** *C. atrolilacinus*. **E.** *Cantharellus* sp. **F.** *Geastrum* sp. **G.** *Lentaria* sp. **H.** *Hexagonia* sp. **I.** *Polyporus* sp. **J.** *P. tricholoma*. **K.** *Russula* sp. **L.** *L. rimosellus*.

Por medio de una curva de acumulación de especies se determinó la riqueza observada y la esperada en las parcelas muestreadas. Se encontró que el número de especies aumentó desde el primer muestreo hasta el número 35, sin alcanzar la asíntota. El número de especies identificadas fue menor que las esperadas (Figura 3).

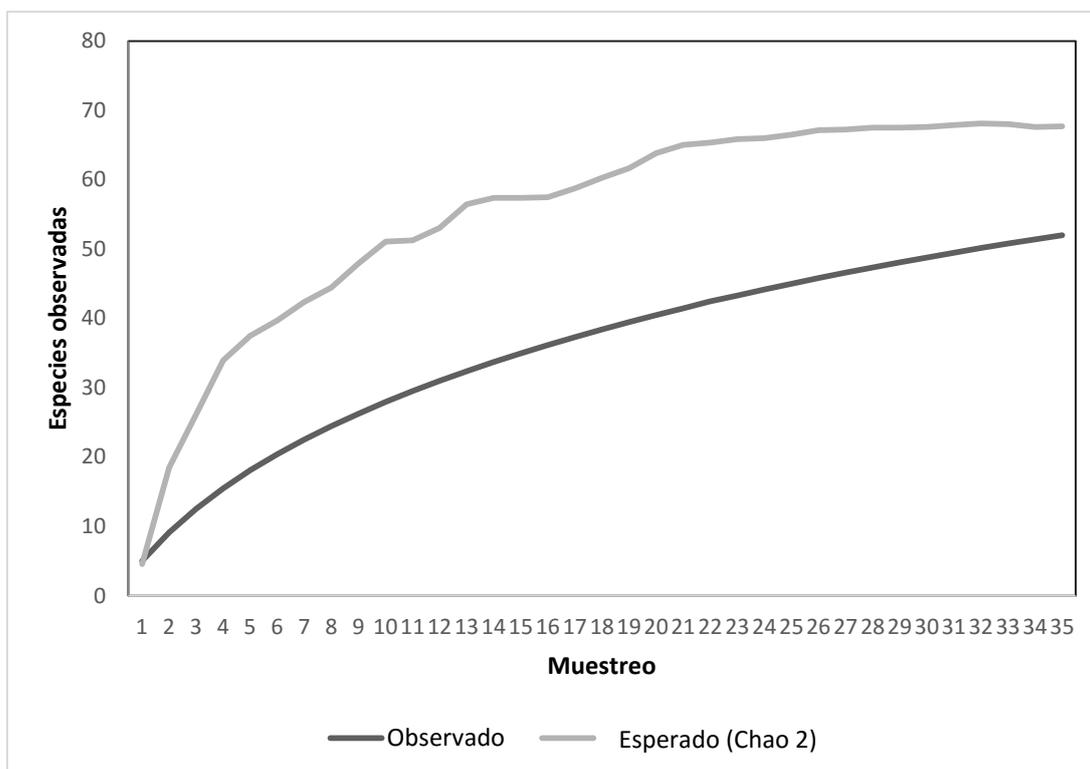


Figura 3. Curva de acumulación de especies recolectadas en cinco parcelas en la Reserva Ecológica Cayalá. La línea negra indica la riqueza observada durante los muestreos y la gris describe la riqueza estimada por el índice de Chao 2 (95% de intervalo de confianza).

B. Análisis filogenético de las recolectas del género *Pluteus*

El análisis filogenético mostró que las dos recolectas del género *Pluteus* posiblemente representan nuevas especies dentro de la sección *Celluloderma* de dicho género, la cual se caracteriza por poseer un pileipellis constituido con o sin elementos elongados y fíbulas presentes (Figura 4).

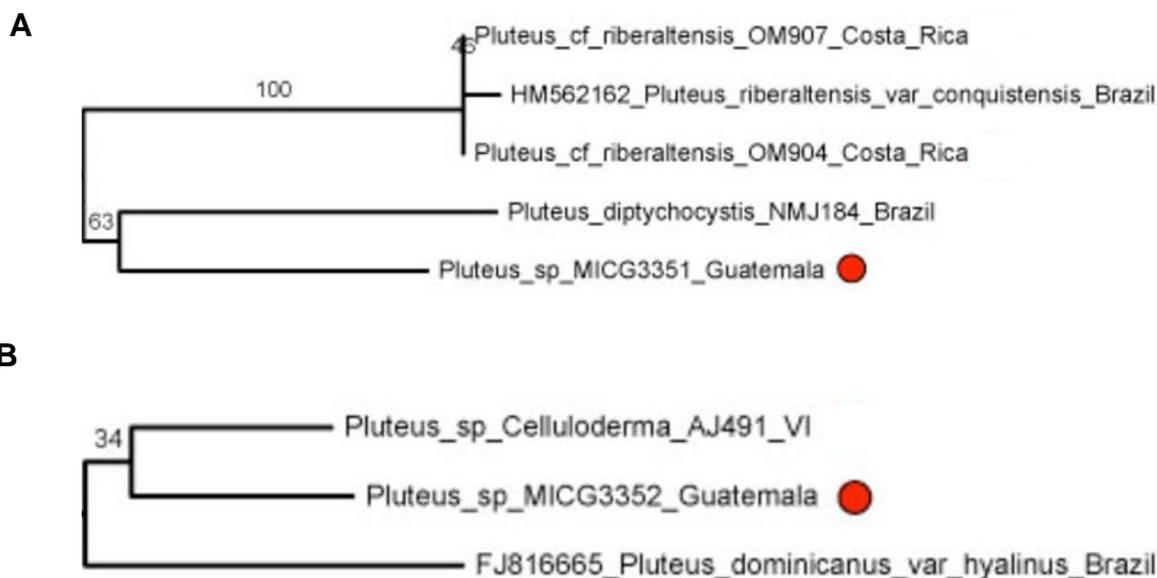


Figura 4. Árbol filogenético de *Pluteus* sp, donde se muestra la relación entre las especies secuenciadas de *Pluteus*. Los puntos describen las dos especies recolectadas en Guatemala. A. *Pluteus* sp. (MICG 3351). B. *Pluteus* sp. (MICG 3352).

C. Preferencia de sustratos

La preferencia de sustrato de las distintas especies se evidenció por medio de un análisis de conglomerados. Se observó que las mismas se agruparon de acuerdo con los diferentes sustratos que se encontraron disponibles en las parcelas muestreadas. Claramente se observó que se dividieron en saprobios y micorrícicos (Figura 5).

Los hongos saprobios fueron encontrados en hojas, hojarasca, troncos menores a 10 cm de diámetro y mayores a 10 cm. Las especies *L. fragilissimus*, *Collybia* sp, *Coprinellus* sp, *Conocybe* sp, *Agaricus* sp, *Mycena* sp, *Pholiota* sp y *M. berteroi* var. *major*, solamente se encontraron en hojarasca. En troncos menores a 10 cm de diámetro se encontraron exclusivamente *A. cornea*, *A. polytricha*, *Crepidotus* sp, *Cyathus* sp, *C. asprata*, *D. elegans*, *H. nigrita*, *Marasmiellus* sp, *M. berteroi* var. *berteroi* y *P. tricholoma*. En troncos mayores a 10 cm de diámetro se encontraron sólo *C. disseminatus*

y dos especies de *Pleurotus*. En hojas solamente se encontró *Setulipes* sp. En troncos menores o mayores a 10 cm de diámetro, se encontraron especies de los géneros *Auricularia*, *Polyporus* y *Hexagonia*. La única especie generalista fue *Marasmius* sp, ya que se encontró en todos los sustratos, excepto en troncos mayores a 10 cm (Figura 5).

En suelo se encontraron especies de géneros micorrícicos como *Cortinarius*, *Boletus*, *Cantharellus*, *Lactarius*, *Russula* y *Scleroderma*, así como *Calvatia* sp y *Lentaria* sp los cuales son saprobios (Figura 5).

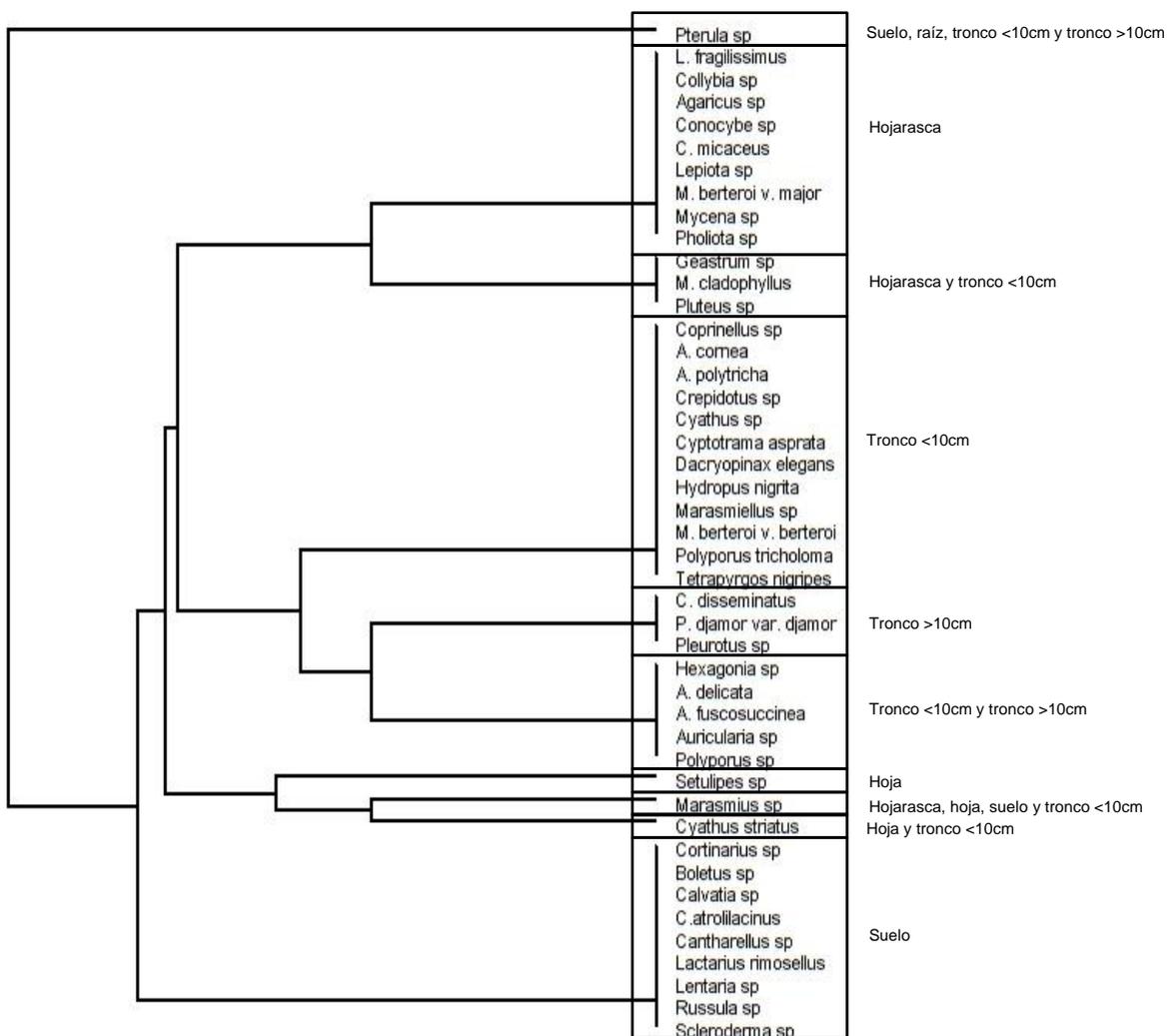


Figura 5. Análisis de conglomerados de la preferencia de sustrato de las especies recolectadas. El dendrograma fue construido con base en distancias euclidianas. Los recuadros indican la preferencia de sustratos de las especies.

D. Relación de las especies encontradas con las variables fisicoquímicas y ambientales del lugar

Las variables fisicoquímicas como el pH varió entre 5.32-6.43 y la materia orgánica osciló 19.02-28.35% durante todos los muestreos. De las variables ambientales, la humedad relativa fue alta durante los muestreos 1-3 y 5 (80-93%), en tanto que se mantuvo entre 61-65% en los muestreos 4, 6 y 7. La precipitación pluvial decreció de 64.2 cm³ en el muestreo 1, hasta 0.0 cm³ en los muestreos 6 y 7. El resto de variables tuvieron un comportamiento similar a lo largo de todo el período de recolecta (Tabla 2).

También se compraron las variables ambientales que tuvieron mayor correlación con el número de especies recolectadas. Se observó que el número de especies recolectadas presentaron un descenso a partir del muestro 1 (M1) al muestreo 4 (M4), donde a la vez hubo una disminución de la precipitación pluvial y la humedad relativa. En el muestro 5 (M5) los factores ambientales mencionados aumentaron al igual que el número de especies. En los muestreos 6 y 7 (M6-M7) la precipitación pluvial había cesado por completo (Figura 6).

Tabla 2. Parámetros fisicoquímicos y ambientales registrados durante los muestreos

Muestreos	No. Especies*	pH*	Materia orgánica (%)*	Humedad relativa (%)	Temperatura (°C)	Precipitación (cm ³)	Nubosidad	Velocidad del viento	Geotermómetro
M1 (Agosto)	4.20 ± 3.11	6.11 ± 0.42	24.48 ± 3.87	93.00	19.70	64.20	7.00	9.00	25.00
M2 (Agosto)	4.00 ± 2.12	5.95 ± 0.46	22.32 ± 2.59	89.00	19.20	41.50	8.00	21.00	24.30
M3 (Septiembre)	4.40 ± 2.07	6.08 ± 0.39	21.10 ± 2.08	84.00	19.90	0.20	8.00	16.00	23.00
M4 (Septiembre)	5.00 ± 1.58	6.08 ± 0.45	21.71 ± 1.74	65.00	20.50	2.80	7.00	14.00	24.00
M5 (Octubre)	7.20 ± 2.59	5.96 ± 0.32	21.40 ± 1.75	81.00	21.10	8.20	8.00	15.00	23.40
M6 (Octubre)	6.00 ± 3.00	5.73 ± 0.41	22.64 ± 1.71	61.00	20.90	0.00	8.00	19.00	23.40
M7 (Noviembre)	2.20 ± 1.30	6.08 ± 0.35	22.02 ± 2.06	62.00	20.10	0.00	7.00	23.00	22.40

^aM1: muestreo 1 (agosto). ^bM2: muestreo 2 (agosto). ^cM3: muestreo 3 (septiembre). ^dM4: muestreo 4 (octubre). ^eM5: muestreo 5 (octubre). ^fM6: muestreo 6 (noviembre). ^gM7: muestreo 7 (diciembre).

*Media ± la desviación estándar.

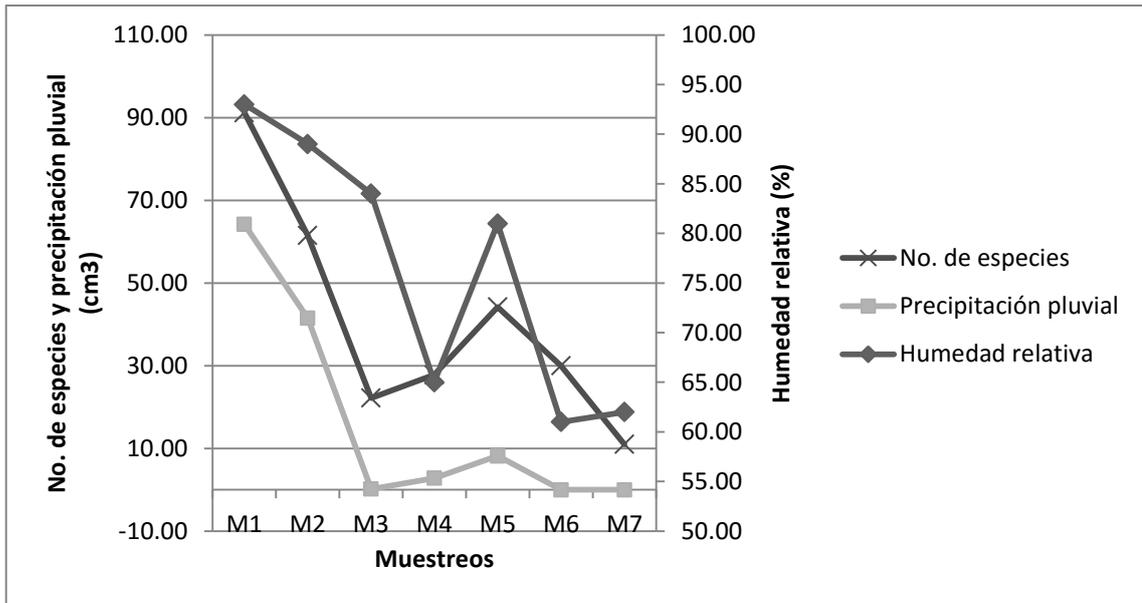
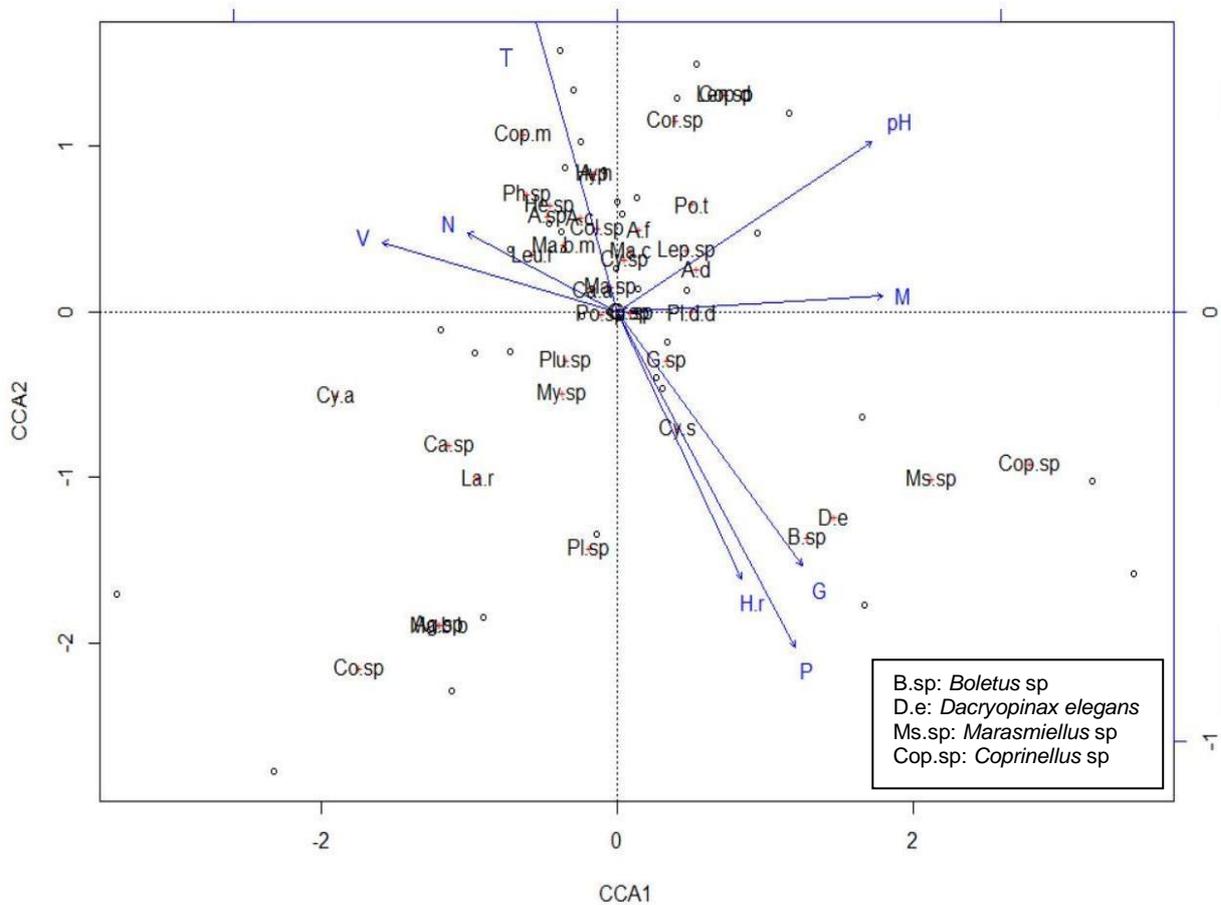


Figura 6. Número de especies recolectadas y las variables, precipitación pluvial y humedad relativa, en cada muestreo realizado. Las líneas describen el comportamiento de las variables a lo largo de los 7 muestreos realizados entre agosto y diciembre así como el número de especies recolectadas en cada uno.

En cuanto al efecto de las variables fisicoquímicas y ambientales en la fructificación de cada especie en particular, el análisis de correspondencia canónica mostró que la fructificación de *Marasmiellus* sp, *Coprinellus* sp, *Boletus* sp y *Dacryopinax elegans* estuvo mayoritariamente influenciada por la precipitación pluvial. El resto de especies se desarrollaron en condiciones similares de pH, materia orgánica y temperatura (Figura 7).



pH: Potencial de hidrógeno, H.r: Humedad de relativa (%), N: Nuvosidad (octas), T: Temperatura (°C), P: Precipitación pluvial (cm³), V: Velocidad del viento (km/h), G: Geotermómetro (50cm, °C), M: Materia orgánica. El recuadro indica las especies cuya fructificación fue influenciada por la precipitación pluvial.

Figura 7. Análisis de correspondencia canónica. Las flechas describen las variables fisicoquímicas y ambientales, los puntos describen las parcelas, las cruces describen las especies y las líneas punteadas representan los ejes (componente 1, 45% de la varianza, componente 2, 38% de la varianza).

IX. DISCUSIÓN

La diversidad de hongos basidiomicetes en Guatemala ha sido poco estudiada. En el año 2012 tan solo se conocían 350 especies (Flores, Comandini & Rinaldi, 2012). Sin embargo, con los trabajos realizados por Medel, Morales, Del Moral & Cáceres (2013), así como por Quezada, Pérez-Silva & Sunum (2013), el número ascendió a 370 especies. En esta investigación se aportaron nueve registros nuevos al inventario de los macrohongos, por lo cual ahora son 379 especies las conocidas en el país.

La mayor riqueza de las familias Agaricaceae y Marasmiaceae observadas en este estudio, se puede comparar con lo reportado por Farnum y Burgos (2012), quienes determinaron mayor abundancia de la familia Marasmiaceae en la investigación de los macrohongos existentes en los senderos del área recreativa del lago Gatún, provincia de Colón, Panamá. Así mismo, se reportó mayor prevalencia de la familia Agaricaceae en la estimación de la producción de macromicetos de la sierra alta Tarahumara, Chihuahua, México, realizada por Valdez (2014). Siendo Guatemala un país con localización intermedia al lugar de desarrollo de los estudios mencionados, es lógico que haya convergencia de las dos familias en esta latitud.

Con relación a la riqueza de especies, la curva de acumulación no alcanzó la asíntota probablemente porque la cantidad de muestreos realizados (7 en cada una de las 5 parcelas) fueron insuficientes para reconocer el total de la riqueza del área muestreada. Sin embargo, es una tendencia que en los estudios de macrohongos es muy difícil alcanzar la asíntota, como se puede observar en la investigación realizada por Mardones-Hidalgo & Iturriaga (2011), quienes lograron determinar solamente el 40-55% de la diversidad del Parque Nacional El Ávila, Venezuela. Así mismo, Cantrell (2004) indicó que con el método de muestreo por parcelas de 10X10 m, se logró obtener entre el 70-80% de la diversidad del Bosque Nacional del Caribe, Puerto Rico y de la Reserva Ébano Verde, República Dominicana. También se debe mencionar que la fragilidad de algunos especímenes recolectados, principalmente los más

pequeños, no permitió la conservación e identificación de los mismos, lo que hizo que se perdiera parte de la riqueza observada.

Con respecto al análisis filogenético del género *Pluteus*, se encontró que el espécimen identificado como MICG 3351 es cercano a *P. diptychocystis*, una especie descrita de Argentina y recolectada también en Brasil (Singer, 1958). Asimismo, el espécimen identificado como MICG 3352 es cercano a *P. dominucanus* var. *hyalinus* descrito de Brasil (Menolli, Asai & Capelari, 2010). Sin embargo, aparentemente ambas son especies no descritas y podrían ser nuevas para la ciencia.

Con respecto a la preferencia de sustrato, se menciona que las especies saprobias han sido reportadas como tales por Singer (1986), Rinaldi, Comandini & Kuyper (2008), Flores, Comandini & Rinaldi (2012) y Valdez (2014), y se observó que colonizaron diversos restos vegetales según su composición, estructura y factores ambientales, lo cual constituye la base de la preferencia por uno más sustratos evidenciados en este estudio (Lodge & Cantrell, 1995).

Todos los posibles sustratos disponibles para el crecimiento de los hongos saprobios en la Reserva fueron colonizados por una o más especies, lo cual brinda equilibrio ecológico al hábitat. La mayor parte de ellas se encontraron en troncos menores a 10 cm de diámetro, esto debido a que este sustrato por su abundancia, provee una mayor área de superficie y volumen de madera en descomposición que facilita la colonización de una gran cantidad de hongos (Heilmann-Clausen & Christensen, 2004). Lo anterior concuerda con el estudio realizado por Kruys & Jonsson (1999), quienes indicaron que los troncos menores a 10 cm de diámetro pueden albergar más especies por unidad de volumen, en comparación con los troncos mayores a 10 cm de diámetro, por lo que concluyeron que hay una tendencia al aumento de la diversidad de especies cuando disminuye el diámetro de los troncos. De este modo, los troncos de menor tamaño tienden a tener una mayor densidad de especies por unidad de volumen, debido a que por su tamaño facilitan los procesos de

colonización, degradación y además promueven la preservación del microclima.

De acuerdo con lo expuesto anteriormente, todas las especies encontradas se reparten los recursos disponibles para su supervivencia, lo cual genera competencia que a su vez aumenta la adaptabilidad de algunas especies a más de un sustrato disponible, por lo que cualquier perturbación realizada por parte del ser humano puede llevar a la eliminación de uno o más sustratos, lo que repercute en la eliminación de especies del hábitat y lleva al desequilibrio ecológico.

Con relación a las especies clasificadas como micorrícicas y que se encontraron en suelo, todas coinciden con los listados de hongos reportados por Flores, Comandini & Rinaldi (2012) y Rinaldi, Comandini & Kuyper (2008), con excepción de *Calvatia* sp y *Lentaria* sp que a pesar de ser saprobias, se encontraron en suelo al igual que todos los hongos micorrícicos. Lo anterior puede deberse a que estas especies utilizan la materia orgánica en avanzado estado de descomposición presente en el suelo (Lodge & Cantrell, 1995). En el caso de los hongos micorrícicos identificados en este estudio, todos tienen la capacidad de establecer simbiosis con raíces de los árboles de *Quercus*, ya que este género de árboles es el único que es capaz de formar este tipo de relación en el sitio de estudio.

En cuanto a las variables ambientales, la humedad relativa depende directamente de la precipitación pluvial y ambas influyeron en la cantidad de especies recolectadas en cada uno de los muestreos, ya que a mayor cantidad de estos factores existió más riqueza de especies que fructificaron en el sitio de muestreo. Lo anterior concuerda con lo reportado por Straatsma, Ayer & Egli (2001), quienes demostraron esta tendencia en un estudio sobre la riqueza de especies relacionada con precipitación y temperatura en Suiza.

Por otra parte, el hecho que el análisis de correspondencia canónica haya mostrado influencia entre la precipitación pluvial y la fructificación de

Marasmiellus sp, *Coprinellus* sp, *Boletus* sp y *Dacryopinax elegans*, probablemente se debió a que dichas especies dependen de forma directa de la cantidad de la humedad del sustrato, así como de la ambiental, lo cual según los datos observados no sucede con las demás especies identificadas en esta investigación.

Finalmente, este trabajo evidencia la importancia del estudio de los bosques urbanos como reservorios de diversidad biológica, así como la importancia de los diferentes sustratos y factores ambientales y fisicoquímicos que influyen en la fructificación de las diferentes especies. Por otra parte, a pesar de que la Reserva Ecológica Cayalá se encuentra inmersa en la ciudad de Guatemala, aún conserva una gran riqueza de especies de macrohongos, por lo tanto esta es una razón más para promover su conservación.

X. CONCLUSIONES

- Se identificaron taxonómicamente 171 especímenes que correspondieron a 22 familias y 33 géneros.
- La riqueza específica fue de 45 especies, de las cuales *C. disseminatus*, *C. micaceus*, *C. striatus*, *L. fragilissimus*, *H. nigrita*, *M. berteroi* var. *berteroi*, *M. berteroi* var. *major*, *T. nigripes*, *C. asprata* y *D. elegans*, fueron nuevos registros para Guatemala .
- La fructificación de *Marasmiellus* sp, *Coprinellus* sp, *Boletus* sp y *D. elegans*, mostró correlación con la precipitación pluvial.

XI. RECOMENDACIONES

- Fomentar estudios para conocer la relación de la diversidad de hongos basidiomicetes y variables ambientales y fisicoquímicas que los afectan, en más bosques urbanos de Guatemala.
- Realizar muestreos por períodos más largos para recolectar e identificar más especies, y con ello conocer la riqueza total de especies en el área a muestrear.
- Realizar las mediciones de variables ambientales *in situ*, para conocer las condiciones reales que están presentes en las parcelas muestreadas.
- Realizar análisis filogenéticos para lograr la identificación de una mayor cantidad de especies.

XII. REFERENCIAS

- Adl, S. (2003). *The ecology of soil decomposition*. Connecticut: CABI.
- Aguilar, M. (1994). *Estudio de los macromicetos encontrado en la Finca San Luis, departamento de Escuintla*. (Tesis de graduación: Químico Biólogo) Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Guatemala.
- Aime, M., Matheny, B., Henk, D., Frieders, E., Nilsson, R., Piepenbring, M., McLaughlin, D., ...Hibbet, D. (2006). An overview of the higher level classification of Pucciniomycotina based on combined analyses of nuclear large and small subunit rDNA sequences. *Mycologia*, 98(6), 896-905.
- Argueta, J. (1983). *Estudio de los macromicetos de la Ciudad de Guatemala, Mixco y San Juan Sacatepéquez, Guatemala*. (Tesis de graduación: Químico Biólogo) Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Guatemala.
- Backhouse, D. & Willets, H. (1985). Histochemical changes during conidiogenic germination of sclerotia of *Botrytis cinerea*. *Canadian Journal of Microbiology*, 31(3), 282-286.
- Baptista, P., Martins, A., Tavares, R. & Lino-Neto, T. (2009). Diversity and fruiting pattern of macrofungi associated with chestnut (*Catanea sativa*) in the Trás-os-Montes Región (Northeast Portugal). *Fungal Ecology*, 3(1), 9-19.
- Bauer, R., Begerow, D., Oberwinkler, F., Piepenbring, M. & Berbee, M. (2001). Ustilaginomycetes. (Pp. 57-83). In D. McLaughlin, E. McLaughlin & P. Lemke (Eds.). *The Mycota VII: Systematics and evolution*. Berlin: Springer-Verlag.
- Bauer, R., Begerow, D., Sampaio, M., Weiss, M. & Oberwinkler, F. (2006). The simple-septate basidiomycetes: a synopsis. *Mycological Progress*, 5, 41-66.
- Bauer, R., Oberwinkler, F. & Vánky, K. (1997). Ultrastructural markers and systematics in smut fungi and allied taxa. *Canadian Journal of Botany*, 75(8), 1273-1314.

- Begerow, D., Bauer, R. & Oberwinkler, F. (1997). Phylogenetic studies on large subunit ribosomal DNA sequences of smut fungi and related taxa. *Canadian Journal of Botany*, 75(12), 2045-2056.
- Blackwell, M. (2011). The fungi: 1,2,3... 5.1 million species?. *American Journal of Botany*, 98(3), 426-438.
- Bran, M., Flores, R., Morales, O. y Cáceres, R. (2002). Hongos comestibles de Guatemala: Diversidad, cultivo y nomenclatura vernácula (Fase II) (Inf. 2002.008). Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala, Dirección General de Investigación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia.
- Cáceres, R. (2011). *Contribución al conocimiento de los hongos comestibles de la comunidad de Xetnox, San Juan Comalapa, Chimaltenango*. (Tesis de graduación: Químico Biólogo) Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Guatemala.
- Calonge, F. (1998). Gasteromycetes, I., Lycoperdales, Nidulariales, Phalles, Sclerodermatales, Tucostomatales. *Flora Mycologica Ibérica*, 3, 1-271.
- Cantrell, S. (2004). A comparison of two sampling strategies to assess discomycete diversity in wet tropical forests. *Caribbean Journal of Science*, 40(1), 8-16.
- Cepero, M., Restrepo, S., Franco-Molano, A., Cárdenas, M. y Vargas, N. (2012). *Biología de hongos*. Bogotá: Editorial Uniandes.
- Clavijo, A. (2002). *Equilibrio iónico y análisis químico: Fundamentos de química analítica*. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.
- Colwell, R. (2006). EstimateS: statistical estimation of species richness and shared species from samples. Recuperado de: <http://www.purl.oclc.org/estimates>.
- Corner, E. (1950). *A monograph of Clavaria and allied Genera*. London: Oxford University Press.
- Delgado, A., Villegas, M. y Cifuentes, J. (2005). *Glosario ilustrado de los caracteres macroscópicos en Basidiomycetes con himenio laminar*. México D.F.: UNAM.
- Dettman, J., Jacobson, D. & Taylor, J. (2006). Multilocus sequence data reveal extensive phylogenetic species diversity within the *Neurospora discreta* complex. *Mycologia*, 98(3), 436-446.

- Dix, N. & Webster, J. (1995). *Fungal ecology*. London: Chapman & Hall.
- Eskelinen, A., Stark, S. & Männistö, M. (2009). Links between plant community composition, soil organic matter quality and microbial communities in contrasting tundra habits. *Oecología*, 161(1), 113-123.
- Farnum, F. y Burgos, S. (2012). Biodiversidad de macrohongos en dos senderos del bosque húmedo tropical del area recreativa lago Gatún (provincia de Colón). *CENTROS, Revista Científica Universitaria*, 1(2), 188-203.
- Fisher, M., Koenig, G., White, T. & Taylor, J. (2002). Molecular and phenotypic description of *Coccidioides posadasii* sp. nov., previously recognized as the non-California population of *Coccidioides immitis*. *Mycologia*, 94(1), 73-84.
- Flores, A., Comandini, O. & Rinaldi, A. (2012). A preliminary checklist of macrofungi of Guatemala, with notes on edibility and traditional knowledge. *Mycosphere*, 3(1), 1-21, Doi 10.5943/mycosphere/3/1/1
- Flores, R. y Simonini, G. (2000). Contributo alla conoscenza delle Bolletales de Guatemala, *Rivista Di Micologia*, 2, 121-146.
- Flores, R., Bran, M., Rodríguez, E. y Culajay, F. (1998). Hongos ectomicorrízicos asociados a *Abies guatemalensis*, *Pinus rudis* y *P. ayacahuite* de la Sierra de los Cuchumatanes y su aprovechamientos de la producción de planta forestal micorrizada (Fase I). (Inf.). Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala, Dirección General de Investigación, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia.
- Franco-Molano, A., Aldana-Gómez, R. y Halling, R. (2000). *Setas de Colombia (Agaricales, Boletales y otros hongos)*. Medellín: COLCIENCIAS-Universidad de Antioquia.
- Franco-Molano, A., Vasco-Palados, A., López-Quintero, C. y Boekhout, T. (2005). *Macrohongos de la región del medio Caquetá-Colombia*. Medellín: Universidad de Antioquia.
- Fuentes, G. (1996). *Caracterización taxonómica de los macromicetos que crecen en el Astillero Municipal de San Pedro Sacatepéquez, San Marcos*. (Tesis de graduación: Químico Biólogo) Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Guatemala.

- Gow, N. (2002). *Candida albicans* switches mates. *Molecular Cell*, 10(2), 217-218.
- Gow, N., & Gadd, G. (1995). *The growing fungus*. London: Chapman & Hall.
- Halling, R. & Mueller, G. (2005). *Common mushrooms of the Talamanca mountains, Costa Rica*. New York: The New York Botanical Garden.
- Hawksworth, D. (1991). The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance and conservation. *Mycological Research*, 95(6), 641-655.
- Heilmann-Clausen, J. & Christensen, M. (2004). Does size matter? On the importance of various dead wood fractions for fungal diversity in Danish beech forests. *Forest Ecology and Management*, 201, 105-117.
- Hibbett, D., Binder, J., Bischoff, M., Blackwell, P., Cannon, O., Eriksson, S., Huhndorf, T., ...Zhang, N. (2007). A higher-level phylogenetic classification of the fungi. *Mycological Research*, 111(5), 509-547.
- Isaac, S., Frankland, J., Watling, R. & Whalley, A. (1994). *Aspects of tropical mycology*. Cambridge: Cambridge University Press.
- Jacobson, D., Dettman, J., Adams, R., Boesl, C., Sultana, S., Roenneberg, T., Merrow, M., ...Taylor, J. (2006). New findings of *Neurospora* in Europe and comparisons of diversity in temperate climates on continental scales. *Mycologia*, 98(4), 550-559.
- Kirk, P., Cannon, P., David, J. & Stalpers, J. (2001). *Dictionary of fungi*. (9th Ed.). Wallingford: CABI.
- Kruys, N. & Jonsson, B. (1999). Fine woody debris is important for species richness on logs in managed boreal spruce forests of northern Sweden. *Canadian Journal of Forest Research*, 29, 1295-1299.
- Largent, D., Johnson, D. & Watling, R. (1977). *How to identify mushrooms to genus III: Microscopic features*. California: Mad River Press Incorporate.
- Lodge, D. (1997). Factors related to diversity of decomposer fungi in tropical forests. *Biodiversity and Conservation*, 6(5), 681-688.
- Lodge, D., Chapela, I., Samuels, G., Uecker, F., Desjardin, D., Horak, E., Miller, O., ...Whalley, J. (1995). A survey of patterns in fungal diversity in non-lichenized fungi. *Mitteilungen der Eidgenossischen Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft*, 70, 157-173.

- Lodge, J. & Cantrell, S. (1995). Fungal communities in wet tropical forests: variation in time and space. *Canadian Journal of Botany*, 73(S1), 1391-1398.
- López-Quintero, C., Straatsma, G., Franco-Molano, A. & Boekhout, T. (2012). Macrofungal diversity in Colombian Amazon forests varies with regions and regimes of disturbance. *Biodiversity and Conservation*, 21(9), 2221-2243.
- Lowy, B. (1970). Keys to neotropical *Tremellales*. *Nova Hedwigia*, 19(3/4), 407-438.
- Mardones-Hidalgo, M. & Iturriaga, T. (2011). Diversity and substrate partitioning of discomycetes in a cloud forest in Venezuela. *Mycosphere*, 2(6), 617-625, Doi 10.5943/mycosphere/2/6/2
- Márquez, E. (2001). *Taxonomía de macromicetos encontrados en la Finca Aprisco localizada en Chuipachec, municipio de Totonicapán*. (Tesis de graduación: Químico Biólogo) Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Guatemala.
- Mata, M. (2003). *Macrohongos de Costa Rica*. (2^{da} Ed.). Santo Domingo de Heredia: INBIO.
- May, R. (1988). How many species are there on earth?. *Science*, 241(4872), 1441-1449.
- McLaughlin, D., McLaughlin, E. & Lemke, P. (2001). *The Mycota VII*. Berlin: Springer-Verlag.
- Medel, R., Morales, O., Castillo, R. & Cáceres, R. (2013). New ascomycete records from Guatemala. *Mycotaxon*, 124, 73-85.
- Medel, R., Morales, O., Del Moral, R. & Cáceres R. (2013). New ascomycete records from Guatemala. *Mycotaxon*, 124, 73-85.
- Méndez, A. (1994). *Parques ecológicos en la Ciudad de Guatemala*. (Tesis de graduación: Arquitecto) Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Arquitectura, Guatemala.
- Menolli, N., Asai, T. & Capelari, M. (2010). Records and new species por *Pluteus* from Brazil based on morphological and molecular data. *Mycology*, 1(2), 130-153.
- Miller, P. y Clark, F. (1965). *El agua y los microorganismos: Agua, su aprovechamiento en la agricultura*. México D.F.: Herrero.

- Morales, O., Bran, M. y Cáceres, R. (2010). Los hongos comestibles de uso tradicional de Guatemala. (Pp. 427-464). En D. Martínez-Carrera, N. Convertto, M. Sobal, P. Morales y V. Mora (Eds.). *Hacia un desarrollo sostenible del sistema de producción-consumo de los hongos comestibles y medicinales en Iationamérica: Avances y perspectivas en el siglo XXI*. Puebla: COLPOL-UNSCO-NACYT-AMC-UAEM-UPAEP-IMINAP.
- Morales, O., Medel, R. y Guzmán, G. (2006). Primer registro de la comestibilidad de una especie de *Daldinia* (Ascomycota). *Revista Mexicana de Micología*, 23, 103-105.
- Moreno, C. (2001). *Métodos para medir la biodiversidad*. Zaragoza: CYTED, ORCYT-UNESCO, Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA).
- Motta, J. (1967). A note on the mitotic apparatus in the rhizomorph meristem of *Armillaria mellea*. *Mycologia*, 59(2), 370-375.
- Muller, G., Bills, G. & Foster, M. (2004). *Biodiversity of fungi: Inventory and monitoring methods*. San Diego: Elsevier Academic Press.
- O'Brien, B., Parrent, J., Jackson, J., Moncalvo, J., & Vilgalys, R. (2005). Fungal community analysis by largescale sequencing of environmental samples. *Applied and Environmental Microbiology*, 71(9), 5544-5550.
- Pineda, V. (2003). *Determinación del contenido de materia orgánica en suelos guatemaltecos por medio de la técnica de reflectancia con espectroscopía de infrarrojo cercano*. (Tesis de graduación: Químico) Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Guatemala.
- Polishook, J., Bills, G. & Lodge, D. (1996). Microfungi from decaying leaves of two rain forest trees in Puerto Rico. *Journal of Industrial Microbiology*, 17, 284-294.
- Quezada, M. y López, R. (2004). *Macrohongos de la Ecorregión Lachúa*. Guatemala: MAGA, USAC, CONCYT.
- Quezada, M., Pérez-Silva, E. y Sunum, R. (2013). Nuevos registros de *Agaricales* para la ecorregión Lachúa, Alta Verapaz, Guatemala. *Boletín de la Sociedad Micológica de Madrid*, 37, 49-57.
- Rinaldi, A., Comandini, O. & Kuyper, T. (2008). Ectomycorrhizal fungal diversity: separating the wheat from the chaff. *Fungal Diversity*, 33, 1-45.

- Rishbeth, J. (1968). The growth rate of *Armillaria mellea*. *Transactions of the British Mycological Society*, 51(3-4), 575-586.
- Rizzo, E. (1999). *Estudio taxonómico de la Mycobiota del Parque Arqueológico Tikal*. (Tesis de graduación: Químico Biólogo) Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Guatemala.
- Sharp, A. (1948). Some fungi common to the highlands of México and Guatemala and Eastern United States. *Mycology*, 40(4), 499-502.
- Singer, R. (1958). Monograph of South American basidiomycetes, especially those of the east slope of the Andes and Brazil 1. The genus *Pluteus* in South America. *Lloydia*, 21(4), 195-299.
- Singer, R. (1986). *The Agaricales in modern taxonomy*. (4th Ed.) Chicago: Koeltz Scientific Books.
- Sommerkamp, Y. (1984). *Estudio de macromicetos del Biotopo Universitario "Lic. Mario Dary Rivera" para la conservación del Quetzal*. (Tesis de graduación: Químico Biólogo) Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Guatemala.
- Sommerkamp, Y. (1990). *Hongos comestibles en los mercados de Guatemala*. Guatemala: Dirección General de Investigación.
- Straatsma, G., Ayer, F. & Egli, S. (2001). Species richness, abundance, and phenology of fungal fruit bodies over 21 years in a Swiss forest plot. *Mycological Research*, 105(5), 515-523.
- Taylor, J., Jacobson, D., Kroken, S., Kasuga, T., Geiser, D., Hibbett, D. & Fisher, M. (2000). Phylogenetic species recognition and species concepts in fungi. *Fungal Genetics and Biology*, 31(1), 21-32.
- Teuscher, H. y Adler, R. (1965). *El suelo y su fertilidad*. México D.F.: Continental.
- Valdez, C. (2014). *Estimación de la producción de macromicetos en diferentes tipos de vegetación en la alta sierra Tarahumara*. (Tesis de maestría) Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Ciencias Forestales, México.
- Webster, J. & Weber, R. (2007). *Introduction to Fungi*. (3th Ed). Reino Unido: Cambridge University Press.
- Yufera, E. y Carrasco, J. (1973). *Química Agrícola I*. Madrid: Alhambra.

Carmen María Pérez Samayoa
Autora

Eddy Juan José Muñoz Velásquez
Autor

Oscar Fernando Rafael Bonilla Aldana
Autor

Lic. Osberth Morales Esquivel
Asesor

Licda. María del Carmen Bran
Asesora

Dr. Roberto Flores Arzú
Revisor

MSc. Alba Marina Valdés García
Directora de Escuela

Dr. Rubén Dariel Velásquez Miranda
Decano