

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



**ESTUDIO TAXONÓMICO DE LOS MACROHONGOS ASCOMYCETES DE
LA RESERVA ECOLÓGICA DE CAYALÁ**

Amelia Argentina Garzo Alvarez

Lizbet Alejandra Peláez Ralda

QUÍMICAS BIÓLOGAS

Guatemala, febrero de 2020

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



Informe de Tesis

**ESTUDIO TAXONÓMICO DE LOS MACROHONGOS ASCOMYCETES DE
LA RESERVA ECOLÓGICA DE CAYALÁ**

Presentado por

**Amelia Argentina Garzo Alvarez
Lizbet Alejandra Peláez Ralda**

Para optar al Título de
QUÍMICAS BIÓLOGAS

Guatemala, febrero de 2020

JUNTA DIRECTIVA

M.A. Pablo Ernesto Oliva Soto	Decano
Licda. Miriam Roxana Marroquín Leiva	Secretaria
Dr. Juan Francisco Pérez Sabino	Vocal I
Dr. Roberto Enrique Flores Arzú	Vocal II
Lic. Carlos Manuel Maldonado Aguilera	Vocal III
Br. Giovanni Rafael Funes Tovar	Vocal IV
Br. Carol Merarí Caceros Castañeda	Vocal V

ACTO QUE DEDICAMOS

A Dios, por darnos la vida y la oportunidad de culminar una carrera universitaria siendo nuestra fortaleza y guía en todo nuestro camino.

A nuestros padres, por su apoyo incondicional, amor y esfuerzo, para que saliéramos adelante.

A nuestros asesores Lic. Osberth Morales y Licda. María del Carmen Bran por haber compartido su confianza y experiencia en el campo de la Investigación.

A la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia y a la Universidad de San Carlos de Guatemala por formarnos como profesionales con valores, y dedicados a nuestra profesión.

A nuestra familia y amigos por compartir esta alegría con nosotras.

Amelia Argentina Garzo Alvarez

Lizbet Alejandra Peláez Ralda

ÍNDICE

I.	RESUMEN	1
II.	ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN	2
III.	ANTECEDENTES	3
	A. Reino Fungi	3
	B. <i>Phylum</i> Ascomycota	4
	1. Morfología y ciclo de vida	4
	2. Clasificación	6
	3. Factores que afectan el crecimiento de los macrohongos	10
	4. Importancia de los ascomycetes	12
	C. Estudios sobre hongos ascomycetes realizados en Guatemala	14
	D. Reserva Ecológica Cayalá	15
IV.	JUSTIFICACIÓN	16
V.	OBJETIVOS	17
VI.	HIPÓTESIS	18
VII.	MATERIALES Y MÉTODOS	19
VIII.	RESULTADOS	30
	A. Riqueza específica	30
	B. Preferencia de sustratos	32
	C. Relación de las especies encontradas con las variables físicoquímicas y ambientales del lugar	33
IX.	DISCUSIÓN	35
X.	CONCLUSIONES	39
XI.	RECOMENDACIONES	40
XII.	REFERENCIAS	41
XIII.	ANEXOS	47

I. RESUMEN

Los ascomycetes conforman el grupo de hongos más grande, diverso y ecológicamente importante, ya que representan el 60% de las especies y el 72% de los géneros descritos a la fecha. Su distribución es cosmopolita y se han encontrado colonizando tanto hábitats continentales como marinos, ya sea como saprobios, parásitos o simbioses, lo cual les permite participar en interacciones ecológicas importantes para el funcionamiento de los ecosistemas.

La Ciudad de Guatemala cuenta con áreas verdes conocidas como bosques urbanos, siendo la Reserva Ecológica Cayalá una de ellas y que forma parte del Cinturón Ecológico Metropolitano junto a los barrancos del Valle de la Ermita. Debido a la importancia ecológica de esa Reserva y, a que son pocos los estudios realizados sobre macrohongos en el país, se venecesario intensificar los esfuerzos de conocimiento de la diversidad fúngica y su beneficio en los distintos ecosistemas del país. En consecuencia, este estudio tuvo como finalidad analizar la diversidad de macrohongos ascomycetes en la Reserva Ecológica de Cayalá, a través de la determinación de la riqueza, distribución de las especies y análisis de la influencia de parámetros físicos y ambientales de la reserva.

Como resultado, se logró identificar taxonómicamente 13 especies, que correspondieron a cuatro órdenes, cinco familias y seis géneros, determinando que *Xylaria arbuscula*, *X. cf. inaequalis*, *X. feejeensis*, *X. grammica*, *X. microceras*, *X. scruposa* y *Lachnum cyphelloides*, fueron nuevos registros micológicos para Guatemala. En cuanto a las variables ambientales, no se encontró ninguna relación entre las variables medidas (humedad relativa, nubosidad, precipitación pluvial, temperatura) y las especies encontradas. Se recomienda efectuar muestreos por periodos más largos para recolectar e identificar más especies, incluyendo basidiomycetes y hongos anamórficos, para poder analizar su influencia en el suelo y vegetación local.

II. ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN

Los intentos de entender y conservar la biodiversidad a menudo se ven obstaculizados por la falta de información acerca de muchos grupos taxonómicos, sobre todo en aquellos ricos en especies como los del Reino Fungi. En este, los macrohongos son de particular interés por su importancia como recurso alimenticio, beneficio ecológico y como un componente de la cultura tradicional. Por otra parte, varias especies de basidiomycetes y ascomycetes desempeñan un papel importante como simbiosis micorrízicos de árboles y arbustos, así como degradadores de materia orgánica (Flores, Comandini & Rinaldi, 2012).

Por otra parte, en la Ciudad de Guatemala comienzan a cobrar importancia los modelos ecológicos para protección, manejo y aprovechamiento de los bosques urbanos, ya que representan la única alternativa que combina la recreación, conservación de la naturaleza y la educación ambiental. Uno de los pocos bosques urbanos de la ciudad es la Reserva Ecológica Cayalá, cuya finalidad se centra en la educación ambiental con carácter recreativo y como iniciativa de protección de los remanentes boscosos de la región metropolitana, en el marco de la propuesta del Cinturón Ecológico Metropolitano (García, 2006).

Debido a la importancia de dicha área y a que existen pocos estudios sobre macrohongos en el país, es necesario intensificar los esfuerzos de conocimiento de la diversidad fúngica y su beneficio en los distintos ecosistemas del país particularmente en los remanentes boscosos de la Ciudad de Guatemala, donde existen especies que aún no han sido plenamente identificados.

Esta investigación se realizó en la Unidad de Biodiversidad, Tecnología y aprovechamiento de Hongos, Departamento de Microbiología, Escuela de Química Biológica, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.

III. ANTECEDENTES

A. Reino Fungi

En el año 1969 se propuso un sistema de clasificación de cinco reinos donde los hongos fueron incluidos en el denominado Reino Fungi, en el que se incluyeron los mohos plasmodiales, los hongos miceliares y levaduriformes, así como los líquenes (González, Ramírez y Ruiz, 2005). Las características generales que comparten estos organismos es que son eucariotas, poseen una pared celular que se encuentra formada por quitina y glucanos y son osmótrofos ya que se nutren por absorción. También presentan reproducción sexual y asexual, las cuales se conocen como estado teleomorfo y anamorfo, respectivamente. El hongo como organismo con todas sus formas y fases recibe el nombre de holomorfo (Cepero, Restrepo, Franco-Molano, Cárdenas y Vargas, 2012).

Los hongos se encuentran entre los organismos más importantes en el mundo, no sólo porque realizan funciones vitales en los ecosistemas, sino también por su influencia sobre los seres humanos. En la naturaleza por ejemplo, los saprobios son esenciales en la descomposición de la materia orgánica así como en el reciclaje de los nutrientes. Algunas especies son también importantes patógenos de plantas y animales; en tanto que otros forman simbiosis mutualistas con especies diversas de plantas, algas, cianobacterias y animales (Mueller, Bills & Foster, 2004).

La clasificación de este reino se basa en datos morfológicos principalmente de la reproducción sexual así como por resultados obtenidos por técnicas de biología molecular (Hibbett et al., 2007). Esta clasificación divide al grupo en nueve *Phylum*: Ascomycota, Basidiomycota, Blastocladiomycota, Chytridiomycota, Glomeromycota, Microsporida, Monoblepharidiomycota, Neocallistigomycota y Zygomycota. Ascomycota es el mayor *Phylum* del Reino Fungi, con aproximadamente 32,000 especies y se caracteriza por presentar ascosporas dentro de estructuras en forma de saco llamados ascas (Blackwell, 2011).

B. *Phylum Ascomycota*

El nombre Ascomycota se deriva del griego *askos* (bolsa o saco) y *mykes* (hongo). La característica principal de este grupo es la producción de ascosporas en un saco al que se denomina asca en el estado teleomorfo. Estos hongos pueden encontrarse en hábitats terrestres y acuáticos y como saprobios que pueden crecer en estiércol, troncos, hojas y corteza de plantas. Por otra parte algunos son parásitos de plantas, animales y algunos ectoparásitos de insectos. Muchos otros son endófitos de plantas sin producir lesiones en ellas. También hay simbioses mutualistas como los líquenes y ectomicorrizas, los que corresponden al 40% de los ascomycetes. Los hongos de este *Phylum* tienen gran importancia como productores de metabolitos secundarios. Otros son productores de enzimas como celulasas, proteasas, amilasas y lipasas, en tanto que otros se emplean en control biológico de insectos pues muchos pueden parasitar a los mismos (Cepero et al., 2012).

1. Morfología y ciclo de vida

La estructura básica de todos los hongos con excepción de las levaduras es la hifa. La hifa es un filamento microscópico que crece después de que las esporas germinan y se ramifican varias veces para formar el micelio. En la reproducción sexual o estado teleomorfo dos individuos de la misma especie se conjugan para producir la progenie. En este estado, los ascomycetes producen ascas las cuales contienen un número definido de ascosporas, generalmente ocho. Taxonómicamente la forma de las ascas es muy importante; pueden ser cilíndricas, claviformes, globosas, ovoides a rectangulares, entre otros. Las ascosporas también pueden tener tamaños variables, ser unicelulares o septadas, hialinas o pigmentadas y su pared puede ser lisa u ornamentada (Cepero et al., 2012).

Las ascas pueden ser clasificadas en base al número de estratos o capas que forman la pared, por lo que se distinguen tres tipos principales: a) ascas prototunicadas, que poseen una pared delgada que al disolverse permiten la liberación de las ascosporas; b) ascas unitunicadas donde la pared está compuesta por dos capas (exotúnica y endotúnica), y la liberación de las ascosporas se realiza a través de un poro u opérculo; y c) ascas bitunicadas que poseen las mismas dos capas que las unitunicadas pero éstas

están bien diferenciadas y cuando el asca desarrolla la exotúnica, ésta se rompe y queda solamente la endotúnica, la cual libera ascosporas a través de un poro o hendidura apical (Stchigel, 2000).

La liberación o descarga desde las ascas puede ser pasiva o activa. La descarga pasiva ocurre en las ascas dehiscentes por la desintegración de la pared de éste, y la descarga activa ocurre por el aumento en la presión de turgencia a medida que las ascas maduran, este tipo de descarga presenta variaciones de acuerdo con el género al que un hongo pertenezca. Las ascas se originan en estructuras o cuerpos fructíferos que se conocen como ascomas, los cuales presentan un componente conocido como el hamatecio, que corresponde a hifas estériles y tejidos de diferentes tipos, algunas de las hifas o tejidos que se observan en los ascomas son el pseudoparénquima interascal, las paráfisis (son hifas alargadas y cilíndricas que pueden ser septadas y ramificadas o no), las perifisis (hifas cortas no ramificadas) y las pseudoparáfisis (hifas septadas y ramificadas) (Cepero et al., 2012). En los ascomycetes se pueden encontrar tres tipos principales de ascomas: peritecio, apotecio, y cleistotecio (Chaverri, Huhndorf, Rogers y Samuels, 2011).

Los ascomas a su vez, pueden estar dentro o sobre otras estructuras que los protegen de condiciones adversas del ambiente. Una de estas es el estroma, el cual está formado de micelio compactado y generalmente tiene varias capas. Existen varias formas de estromas: clavados, efusos, pulvinados, globosos, cilíndricos, etc. Los ascomas también pueden estar sobre un subículo, el cual está formado de micelio no compactado con mucho espacio entre las hifas, generalmente es muy delgado y las hifas casi siempre están entrelazadas y a veces se asemejan a costras (Chaverri et al., 2011). Las ascosporas se liberan por ruptura del ascoma o a partir de aperturas preformadas en la parte apical del mismo y, bajo ciertas condiciones ambientales pueden germinar para dar origen a un nuevo individuo haploide (Stchigel, 2000).

Por otra parte, las esporas asexuales o conidios se pueden producir de muchas formas y dentro de varios tipos de estructuras o cuerpos fructíferos. En muchos grupos de hongos especialmente en los ascomycetes, no se puede identificar una especie si no se observa el estado asexual (anamorfo). Los conidios se producen a partir de una hifa modificada llamada conidióforo. Los conidióforos pueden ser solitarios o estar agregados,

es decir, pegados unos a otros en una estructura llamada conidioma. Los tipos principales de conidioma son: sinema, esporodoquio, picnidio y acérvulo. Una vez que se han producido las esporas sexuales o asexuales (ascosporas o conidios), estas germinan, crecen y colonizan o infectan el huésped o sustrato. En la naturaleza generalmente se encuentra el teleomorfo o el anamorfo, muy raras veces los dos juntos. Por esa razón, históricamente una misma especie de hongo puede tener dos nombres científicos (Chaverri et al., 2011).

2. Clasificación

En el *Phylum* Ascomycota existen tres Subphylum principales: *Taphrinomycotina* (falsas levaduras), *Saccharomycotina* (levaduras verdaderas) y *Pezizomycotina* (ascomycetes filamentosos). El subphylum *Pezizomycotina* se clasifica en 10 clases que son: *Arthoniomycetes*, *Dothideomycetes*, *Eurotiomycetes*, *Laboulbeniomycetes*, *Lecanoromycetes*, *Leotiomycetes*, *Lichinomycetes*, *Orbiliomycetes*, *Pezizomycetes* y *Sordariomycetes* (Chaverri et al., 2011).

a. Clase *Arthoniomycetes*

En esta clase se encuentran los dermatofitos agentes de las tiñas del hombre y los animales de sangre caliente y numerosos hongos del suelo. Estos hongos son heterotáticos y sólo forman la estructura de reproducción sexual al ponerse en contacto los dos talos compatibles. En esta clase se ubican los siguientes órdenes: Arthoniales y Lichenostigmatales (Cepero et al., 2012).

b. Clase *Dothideomycetes*

Los miembros de esta clase poseen ascas bitunicadas que se ubican dentro de cavidades (lóculos) en un estroma formado (ascostroma), cuyo desarrollo es ascostromático o lobular sin pared que los rodee. Algunos de los hongos pueden ocupar diferentes nichos durante su ciclo de vida. Aquí se encuentran hongos patógenos de plantas, endófitos y epífitos de plantas, patógenos de animales y del hombre, parásitos de otros hongos, saprobios que degradan celulosa y carbohidratos complejos de material vegetal muerto; también crecen sobre hojarascas y estiércol. Se observan también en

asociaciones con algas para formar líquenes. Dothideomycetes incluyen a los órdenes Capnodiales, Dothideales, Hysteriales, Myriangiales, Patellariales y Pleosporales (Cepero et al., 2012).

c. Clase *Eurotiomycetes*

Los hongos de esta clase tienen el ascocarpo abierto, algunos son liquenizados, otros son micoparásitos y otros saprobios. Su distribución es amplia y algunos pueden crecer en ambientes extremos, xerófilos y psicrófilos. Estos hongos son importantes por la producción de enzimas y metabolitos secundarios como antibióticos y micotoxinas; algunos tienen la capacidad de fermentar los cuales pueden ser utilizados para la producción de alimentos. En este grupo de hongos se encuentran los patógenos del hombre, animales y plantas. Comprende el orden Eurotiales, que incluye los géneros teleomorfos de *Penicillium* y *Aspergillus* (Cepero et al., 2012).

d. Clase *Laboulbeniomycetes*

En esta clase se clasifican 103 géneros con aproximadamente 1700 especies descritas. Carecen de micelio en su mayoría porque el sistema ecológico donde habitan y realizan la división celular es el exoesqueleto de artrópodos y algunos diplopodos, por lo que se consideran ectocomensalistas. La morfología es muy característica, ya que depende del artrópodo donde crece. Incluye los órdenes Laboulbeniales y Pyxidiophorales (Cepero et al., 2012).

e. Clase *Lecanoromycetes*

Esta clase es muy diversa debido a su complejidad fenotípica. Una de sus características comunes es la ontogenia del ascocarpo, predominando la formación de cuerpos fructíferos tipo apotecio. Incluyen aproximadamente el 90% de las especies del *Phylum* Ascomycota que forman líquenes. Entre esta clase se encuentran los órdenes Acarosporomycetidae, Lecanoromycetidae y Ostropomycetidae (Cepero et al., 2012).

f. Clase *Leotiomyces*

Los *Leotiomyces* contienen más de 500 géneros; comprende hongos muy diversos en morfología del ascocarpo y no incluyen hongos formadores de líquenes. Ecológicamente son muy diversos: patógenos obligados de plantas, endófitos, atrapadores de nemátodos, parásitos de ectomicorrizas y de plantas, micoparásitos, simbiontes de raíz y saprótrofos en hábitats terrestres y acuáticos. Incluye a los órdenes: Cyttariales, Rysiphales, Helotiales, Rhistimales y Thelebolales (Cepero et al., 2012).

g. Clase *Lichinomyces*

Esta clase comprende sólo un orden con cuatro familias y la única que posee el mayor número de géneros (42 géneros) en climas templados. Se logra distinguir por medio de filogenia molecular por su linaje independiente (Cepero et al., 2012).

h. Clase *Orbiliomyces*

Sus miembros tienen una amplia distribución que incluyen 12 géneros de 300 especies. Algunas especies son carnívoras ya que han desarrollado mecanismos especializados para atrapar nemátodos. Los Orbiliales se clasificaron previamente en los Helotiales, ya que presentaban características morfológicas muy parecidas, sin embargo, estudios filogenéticos de ADN indican que se trata de un grupo diferente ya que no se presentan comúnmente en hábitats de agua dulce y son más frecuentes en las regiones templadas. El hábitat puede ser en madera húmeda árboles muertos y excrementos (Cepero et al., 2012).

i. Clase *Pezizomyces*

Muchos de estos hongos son saprobios y crecen en sustratos lignocelulósicos y en estiércol y otros son micorrícicos. Algunos géneros son hipogeos y las ascosporas son diseminadas por animales micófilos. Los cuerpos fructíferos son generalmente de mayor tamaño comparados con otros ascomycetes. Poseen apotecios o en algunos casos tienen una estructura cerrada derivadas del apotecio, el cual puede tener varias formas. Las ascas generalmente son cilíndricas a ovoides y presentan paráfisis entre ellas (Cepero et

al., 2012). Sus cuerpos fructíferos crecen sobre troncos, ramas, suelo u hojarasca. La clase está constituida por unas 700 especies que se agrupan aproximadamente en 150 géneros (Webster & Weber, 2007). La orden de Pezizales incluye las siguientes familias: *Ascobolaceae*, *Caloscyphaceae*, *Discinaceae*, *Helvellaceae*, *Morchellaceae*, *Pezizaceae*, *Pyronemataceae*, *Sarcocyphaceae*, *Sarcosomataceae* y *Tuberaceae* (Cepero et al., 2012).

j. Clase Sordariomycetes

Esta clase comprende el mayor número de especies de hongos ascomycetes con más de 600 géneros, 3000 especies descritas. Esta clase también se ubican hongos anamórficos a los cuales no se les conoce fase sexual. Los miembros de esta clase se encuentran en varios tipos de ecosistemas terrestres y acuáticos (marinos y de agua dulce), pueden ser patógenos y endófitos de plantas, están asociados con artrópodos, otros micoparásitos y saprobios que intervienen en la descomposición de la materia orgánica y en el ciclo de los nutrientes. Algunos son patógenos oportunistas que producen diferentes tipos de miosis en el hombre y los animales. Hay hongos que se pueden utilizar como biocontroladores para el manejo de diferentes plagas en los cultivos; los saprobios son descomponedores de hojarascas, madera, plantas herbáceas y estiércol. Algunos son celulolíticos, otros productores de metabolitos secundarios, entre los cuales se destacan las micotoxinas del tipo tricotecenos y alcaloides. En esta clase se encuentran los órdenes: Boliniales, Hypocreales y Xylariales (Cepero et al., 2012).

Xylariales, uno de los órdenes más importantes de esta clase, se caracteriza por presentar estromas bien desarrollados con peritecios de colores oscuros y paráfisis verdaderas. Las ascas son persistentes, subglobosas, clavadas o cilíndricas con anillo apical amiloide. La gran mayoría posee hábitat terrestre. Son saprobios o parásitos de plantas (Cepero et al., 2012). La mayoría de las especies son tropicales y es uno de los órdenes más diversificados de la familia *Xylariaceae* (Medel, Morales, Castillo & Cáceres, 2013). Crecen sobre madera, restos de frutos u hojas mayoritariamente de *Quercus* spp (San Martín, Lavin & Roger, 2001).

3. Factores que afectan el crecimiento de los macrohongos

a. Humedad

Algunos de los hongos requieren gran cantidad de humedad y otros hongos necesitan suelos secos, todo depende de cada especie. La humedad pueden obtenerla de la atmósfera o del medio sobre el cual crecen, cuando el medio se hace muy seco sobreviven entrando en latencia produciendo esporas resistentes a la deshidratación (Miller y Clark, 1965).

b. Aireación

Por lo general los hongos son aerobios, por lo que su supervivencia y crecimiento en el suelo requiere una cantidad mínima de aire, un equilibrio entre la humedad y el aire para la preservación (Miller y Clark, 1965).

c. Materia orgánica

Para el crecimiento óptimo de los hongos se debe de contar con la materia orgánica y el componente mineral del suelo en conjunto, para proporcionar la matriz estructural y el ambiente químico para los organismos vivos del suelo. La fuente principal de la materia orgánica incluye la diversidad de hojarasca que se encuentra en el suelo, restos de madera y corteza caída, raíces muertas, cadáveres, cutículas, secreciones y excreciones de los organismos vivos, como exudados de las raíces. La materia orgánica se debe a la descomposición de material fresco acumulado en la superficie del suelo, lo que al final constituye una fuente de nutrientes para las diferentes especies. Conforme aumenta la profundidad de la materia, la descomposición y la degradación de la misma aumenta y se obtiene mayor cantidad de nutrientes (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 es descompuesto en varias etapas. Muchos de los productos de desecho secundarios son ácidos orgánicos, por lo que los hongos ayudan a incrementar la acumulación de materia orgánica, rica en ácidos húmicos

resistentes a la degradación posterior. Los hongos degradadores ayudan a descomponer las estructuras de anillos de carbono de algunos agentes contaminantes que se encuentran en el suelo (Adl, 2003).

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 asocia con una relación carbono:nitrógeno (C:N) baja, así como con una alta proporción de nitrógeno soluble (compuestos fenólicos) en la materia orgánica y alta cantidad de bacterias en la microbiota del suelo. Por lo contrario, una vegetación rica en arbustos se asocia con una relación C:N alta, baja proporción de nitrógeno soluble y una alta cantidad de hongos en la microbiota del suelo (Lodge & Cantrell, 1995).

d. Potencial de hidrógeno

La concentración del ión hidrógeno es importante en la actividad y composición de la microbiota del suelo, ya que algunos hongos pueden o no crecer debido a las variaciones de concentración del ión hidrógeno con respecto al estrecho rango de pH en el que se desarrollan las bacterias y actinomicetos. Una gran cantidad de transformaciones bioquímicas en el suelo ácido se debe a la acción de los hongos, por lo que son más abundantes los hongos que otros microorganismos (Adl, 2003).

Teuscher y Adler, (1965) comprobaron que los hongos se pueden desarrollar en un amplio rango de pH (2.5 a 11) en comparación con otros microorganismos, sin embargo, también comprobaron que el pH neutro no es favorable para el desarrollo de los hongos, debido a la competencia de crecimiento bacteriano lo que los hace desaparecer parcialmente. Concluyeron que se puede encontrar una mayor población fúngica en suelos con pH de 4 a 6 y que la inhibición de la germinación de esporas se hace evidente a un pH de 1.5 a 2.5.

e. Especificidad del sustrato

Se piensa que la diversidad fúngica, especialmente los grupos taxonómicos saprobios, es mayor en zonas boscosas tropicales y subtropicales que en bosques que se encuentran en latitudes más altas, y de igual manera se espera que los descomponedores presenten menos especificidad de hospedero o de preferencia de huésped que los patógenos y simbioses benéficos. También se ha sugerido que la diversidad de hongos está relacionada con la diversidad del hospedero (Lodge et al., 1995).

May, (1988) propuso la hipótesis que entre los insectos y otros organismos que dependen de las plantas, la especificidad del hospedero es más frecuente en los bosques templados, ya que se tiene un mayor predominio de pocas especies de árboles, a diferencia de los bosques tropicales, en los cuales el predominio de las especies de árboles es baja y la diversidad es alta.

En un análisis presentado por Lodge, (1997) mostró que casi todos los hongos descomponedores se limitan a uno o dos tipos de sustratos, por lo que los hongos descomponedores se limitan a tipos específicos de sustratos. De allí 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 los hongos descomponedores es útil para optimizar los muestreos (Polishook, Bills & Lodge, 1996).

Respecto a los hongos ectomicorrícicos, estos son esenciales para las plantas con las que mantienen una relación simbiótica, ya que los hongos toman el agua, nitrógeno, fósforo y otros nutrientes del suelo y los transfieren a las raíces de las plantas o árboles con los que tienen relación simbiótica. Se ha demostrado que muchos de estos hongos no crecen sin una planta o sustrato (Blackwell, 2011).

4. Importancia de los ascomycetes

Los ascomycetes son un grupo de hongos entre los más numerosos ya que se cree que abarcan más de 30,000 especies, los cuales pueden vivir en diferentes y numerosos sustratos, incluso bajo el suelo, como es el caso de las trufas. Se incluyen

también hongos parásitos que son responsables de muchas plagas, al igual tienen importancia económica ya que algunos de los hongos sirven para la fermentación del pan, vino y cerveza (Curtis, Barnes, Schnek & Flores, 2006).

La ocurrencia de estos hongos es muy amplia, pueden encontrarse en diferentes tipos de hábitats terrestres y acuáticos en todas las latitudes. En este grupo hay gran diversidad de formas de vida. Pueden ser saprobios, si se encuentran sobre estiércol, troncos, hojas y corteza de plantas muertas o enterrados en el suelo (hipogeos); parásitos biotróficos de plantas y animales como son los mildios polvosos y algunos ectoparásitos de insectos. Algunos son parásitos facultativos de plantas, animales y el hombre. Muchos son endófitos de plantas monocotiledóneas y dicotiledóneas sin producir lesiones en ellas. Hay importantes simbiontes mutualistas como son los líquenes, que corresponden al 40% de los ascomycetes formando este tipo de asociación con algas y cianobacterias (Cepero et al., 2012).

En el suelo los hongos junto con otros organismos tales como bacterias, algas, protozoos, helmintos y artrópodos, se encuentran formando poblaciones en equilibrio ecológico. Muchos de ellos se encargan de degradar plantas y restos de animales muertos, así como otras formas de materia orgánica y contribuyen a la formación del humus y mantienen la fertilidad del suelo. También degradan substratos insolubles que han persistido después de que los nutrientes solubles han sido removidos por colonizadores tempranos, tales como bacterias, hongos mitospóricos, levaduras y Mucorales (Stchigel, 2000).

Los hongos de este *Phylum* tienen gran importancia ya que son productores de metabolitos secundarios, como por ejemplo antibióticos, toxinas, inmunosupresores, entre otros. Otros son productos de enzimas como celulasas, proteasas, amilasas y lipasas. Se emplean en control biológico de insectos ya que muchos pueden parasitar una gran variedad de animales. Las levaduras por su capacidad de fermentar se puede utilizar para la fabricación de pan, vino, cerveza y alcohol (Cepero et al., 2012).

C. Estudios sobre hongos ascomycetes realizados en Guatemala

Las investigaciones micológicas en Guatemala iniciaron en 1948 con Sharp, quien realizó una de las primeras colectas de macrohongos en el país. Posteriormente en 1983 Argueta reportó 27 géneros y 45 especies en Mixco y San Juan Sacatepéquez, dicha colecta dio lugar a la creación del Herbario Micológico de la Universidad de San Carlos de Guatemala, conocido actualmente como Micoteca –MICG-

En el año de 1990 se publicó un listado de las especies de hongos depositadas en el herbario de la Universidad de San Carlos de Guatemala, donde se revisaron 260 especímenes y se identificaron 161 especies de 40 localidades. La procedencia de los especímenes incluye bosques tropicales perennifolios a nivel del mar, hasta los subtropicales y los de pino y encino a 2,500 metros de altitud. De las 161 especies, 91 se citaron por primera vez en Guatemala y 11 de éstas pertenecieron a ascomycetes (Sommerkamp y Guzmán, 1990).

Actualmente se han reportado para el país 44 especies de ascomycetes que pertenecen a los órdenes Helotiales, Hypocreales, Orbiliales, Pezizales y Xylariales. Del orden Helotiales se cuentan nueve especies: *Bisporella citrina*, *Chlorociboria aeruginascens*, *C. aeruginosa*, *Lachnum abnorme*, *L. brasiliense*, *L. cyphelloides*, *L. virgineum*, *Leotia lubrica* y *Trichoglossum farlowii*. Del orden de los Hypocreales se han reportado las especies *Cordyceps melolonthae*, *C. militaris*, *Hypomyces hyalinus*, *H. lactiflorum* y *Ophiocordyceps gracilis*. Del orden Orbiliales, *Hyalorbilia inflatula* y *Orbilia juruensis* (Medel et al., 2013).

Del orden Pezizales se han reportado dieciocho especies: *Aleuria aurantia*, *Cookeina sulcipes*, *Gyromitra infula*, *Helvella acetabulum*, *H. crispa*, *H. elastica*, *H. lacunosa*, *H. macropus*, *Melastiza chateri*, *Morchella costata*, *M. elata*, *M. esculenta*, *M. guatemalensis*, *Otidea onotica*, *Phillipsia guatemalensis*, *Pithya cupressina*, *Scutellinia scutellata* y *Wynnea americana*. Finalmente, del orden Xylariales, 10 especies: *Annulohyphoxylon thouarsianum*, *Daldinia concéntrica*, *D. fissa*, *D. vernicosa*, *Diatrypella pulvinata*, *Phylacia poculiformis*, *Poronia pileiformis*, *Xylaria cubensis*, *X. multiplex* y *X. polyorpha* (Sommerkamp y Guzmán, 1990; Medel et al., 2013).

D. Reserva Ecológica Cayalá

Esta reserva fue fundada el 20 de abril de 1995 después de la firma de convenio entre la Confederación Deportiva Autónoma de Guatemala –CDAG-, y la Fundación para el Ecodesarrollo y la Conservación –FUNDAECO-, y constituyó el primer Parque Ecológico Metropolitano. Cuenta con una extensión de 14 manzanas administradas por la fundación mencionada y propicia la creación del cinturón verde de la Ciudad capital. Se localiza en el kilómetro 2.5 carretera a Santa Rosita, Zona 16 de la Ciudad de Guatemala. Su objetivo principal es proteger el ecosistema del área en el que se localiza basándose en un criterio formado, bajo recomendaciones y conclusiones científicas de estudios realizados en el área (García, 2006).

La Reserva Ecológica Cayalá se encuentra en el barranco Jacarandas de Cayalá, consta de 14 manzanas y es atravesado de extremo a extremo, por un pequeño riachuelo llamado Río Contreras. La parte más alta está a 1265 msnm. El 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 (Méndez, 1994).

El clima de la reserva es microclima es mesotérmico pero húmedo, la precipitación pluvial oscila entre los 800 y los 1000 mm anuales en la época húmeda (mayo a octubre) y en la época seca (noviembre a abril). Cuenta con un bosque muy húmedo montano bajo subtropical, el cual comprende el 4% de zona de vida del Departamento de Guatemala (Quiñonez, 2006). La humedad relativa anual se estima en un 85% debido al riachuelo que atraviesa la reserva. 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 débilmente cementadas, las cuales se les conocen como latosoles, y contienen concentraciones de anfíboles, piroxénos y plagioclasas, por lo que son suelos ácidos y pobres en cuarzo. La vegetación que predomina en la reserva son: *Salix chilensis* (sauco llorón), *Inga sapindoides* (cushin), *Ulmus mexicana* (mezcal), *Mostera deliciosa* (mano de león). La parte alta y en los alrededores del barranco está compuesta por coníferas especialmente de la familia *Picaceae* (Méndez, 1994).

IV. JUSTIFICACIÓN

Los ascomycetes juegan un papel importante en la naturaleza, ya que contribuyen con la descomposición, reciclaje y absorción de nutrientes, pero se conoce muy poco sobre su diversidad en el país y son pocos los estudios realizados sobre este tema.

Por tal razón, se realizó la identificación taxonómica de la diversidad fúngica de ascomycetes macroscópicos presentes en la Reserva Ecológica Cayalá, con el fin de contribuir al conocimiento de las especies que se desarrollan en dicha área. Asimismo, se propuso analizar la diversidad de tales hongos y correlacionarlos con los factores ambientales y fisicoquímicos del lugar, tomando en cuenta que solo hay 1 o 2 estudios que relacionan estos factores con la diversidad fúngica del país.

V. OBJETIVOS

A. General

Estudio taxonómico de los macrohongos ascomycetes de la Reserva Ecológica Cayalá.

B. Específicos

1. Identificar las especies de macrohongos ascomycetes presentes en la Reserva Ecológica de Cayalá.
2. Identificar las comunidades de macrohongos ascomycetes, a través de la determinación de la riqueza de especies de la reserva.
3. Clasificar las especies encontradas en la Reserva Ecológica de Cayalá, en los diferentes grupos ecológicos funcionales (ectomicorrícicos, saprobios y parásitos).
4. Relacionar la riqueza de las especies de macrohongos ascomycetes con variables fisicoquímicas y ambientales medidas en el sitio de muestreo.

VI. HIPÓTESIS

Por ser un estudio descriptivo, no se plantearon hipótesis.

VII. MATERIALES Y MÉTODOS

A. Universo

Corresponde a la totalidad de macrohongos ascomycetes que se desarrollan en la Reserva Ecológica Cayalá, ubicada en el Km. 2.5 carretera a Santa Rosita zona 16, en la Ciudad de Guatemala.

B. Muestra

Las especies de macrohongos encontrados en cinco parcelas de 10 x 10 m. seleccionados al azar en la zona, las cuales fueron georreferenciadas con GPS Garmin Edge 1030 ® (Anexos 1 y 2), durante cinco recolectas realizadas en los meses de agosto a noviembre de 2017, dos en el mes de agosto con intervalo de 15 días y una recolecta en los siguientes meses.

C. Recursos

1. Humanos

a. Asesores

- Lic. Osberth Morales Esquivel
- Licda. María del Carmen Bran

b. Estudiantes

- Br. Amelia Argentina Garzo Alvarez
- Br. Lizbet Alejandra Peláez Ralda

2. Materiales

- Agujas de disección
- Algodón

- Bolsas plásticas
- Bolsas de nylon con cierre hermético
- Bolsas con cierre hermético 30 x 40 cm
- Bolsas con cierre hermético 14 x 10 cm
- Canastos de mimbre
- Cinta métrica
- Cubetas plásticas
- Cuchillas
- Goteros de vidrio
- Hielera
- Hojas de afeitador
- Hojas papel bond
- Hojas papel kraft
- Hojas de papel periódico
- Láminas cubreobjetos
- Láminas portaobjetos
- Lápices
- Lupa
- Marcadores permanentes
- Pala de jardín
- Papel limpia lentes
- Pinzas
- Sellador de bolsas
- Rollo de lazo
- Rollos de papel encerado
- Rollos de papel mayordomo
- Tenazas
- Tijeras
- Tubos PVC de 30 cm de largo

3. Equipo

- Balanza semianalítica

- Cámara Digital
- Desecadora
- Horno
- Microscopio estereóscopo
- Microscopio óptico (calibrado en micrómetros)
- Potenciómetro
- Tamiz de 2 mm

4. Cristalería

- Agitadores de vidrio
- Balón aforado de 1000 mL
- Beakers de 50 mL
- Buretas de 25 mL
- Erlenmeyer de 250 mL
- Espátula de metal
- Probeta de 100 mL
- Recipiente metálico con tapadera

5. Reactivos

- Aceite de inmersión
- Alcohol al 70%
- Ácido fosfórico al 85%
- Ácido láctico
- Ácido sulfúrico concentrado
- Agua desmineralizada
- Colorante Azul de Lactofenol
- Colorante Rojo Congo al 1%
- Cloruro de potasio 1N
- Dicromato potásico 1N
- Difenilamina
- Etanol al 95 %

- Hidróxido de potasio al 5%
- Lugol
- Reactivo de Mezler
- Rojo congo
- Sulfato ferroso amónico 0.5N

6. Institucionales

- Unidad de Biodiversidad, Tecnología y Aprovechamiento de Hongos (UBioTAH), Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Departamento de Microbiología, Escuela de Química Biológica, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Reserva Ecológica de 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 cinco recolectas realizadas durante los meses de agosto a noviembre, dos en el mes de agosto con intervalo de 15 días y una recolecta en los siguientes meses.

E. Procedimiento

1. Establecimiento de parcelas

El procedimiento se realizó de acuerdo con Mueller et al., (2004).

- Se seleccionaron cinco sitios al azar en la Reserva Ecológica de Cayalá, en cada uno de los cuales se estableció una parcela de 10 x 10 m.
- Se colocó un tubo de PVC de 30 cm de largo cada 5 m en la periferia de la parcela, se colocó una cinta alrededor de los mismos con el objetivo de señalar el área que delimitó la zona de recolecta. Ver anexo 1

2. Recolección de especímenes de hongos ascomycetes

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

- Se recolectaron los especímenes de macrohongos dentro de las parcelas establecidas.
- Se tomó una fotografía de cada uno los mismos para crear un registro macroscópico.
- Se anotó el sustrato donde se encontró cada espécimen (suelo, hojas, hojarasca, troncos o ramas con diámetro menor o mayor a 10 cm).
- Cada espécimen fue recolectado en bolsas de papel encerado y se le asignó un código específico.
- Todos los especímenes se almacenaron por un máximo de 12 horas en una hielera hasta ser descritos.

3. Descripción macroscópica de los cuerpos fructíferos

El procedimiento se realizó según San Martín et al., (2001) y se evaluaron las siguientes características.

- Tipo de unión del cuerpo fructífero al sustrato y el sustrato en que habitan.
- Forma, diámetro y características del apotecio en sus superficies.
- Forma, diámetro y características de los peritecios.

4. Descripción microscópica de especies

Para la descripción taxonómica de las especies se utilizaron las guías técnicas sugeridas por San Martín et al., (2001).

- Con ayuda de un microscopio estereoscópico a cada espécimen se le realizó un corte triangular con una hoja de afeitar en el himenio.
- Posteriormente a partir del fragmento obtenido, se realizaron cortes finos de forma transversal con respecto a las láminas.
- En el caso de fragmentos quebradizos o resecos se les añadió una gota de etanol al 95% para humedecerlos antes de realizar los cortes.
- Se tomaron de uno a dos cortes, y se colocaron tres preparaciones distintas: una con reactivo de Mezler, una con KOH al 5% y otra con Rojo de Congo + KOH al 5% para diferenciar las estructuras características de cada espécimen.
- Se realizaron 20 mediciones en campos microscópicos aleatorios de los cortes obtenidos en donde se analizó simetría, forma, tamaño de cada estructura que conforma y distingue a cada género, las cuales se detallan a continuación:
 - Forma y diámetro de las ascas.
 - Presencia o no de opérculo.
 - Coloración del ápice de las ascas.
 - Diámetro y forma de las paráfisis.
 - Número, morfología de las ascosporas.
 - Diámetro del excípulo medular
 - Diámetro del excípulo ectal
- Cada descripción de las características microscópicas llevaron a la identificación hasta el género siguiendo las claves dicotómicas según criterios propuestos por San Martin et al., 2001 y San Martin, Lavin, Esqueda-Valle & Perez-Silva, 1999.
- En cuanto a taxonomía se consultó la página web Index Fungorum.com con el objeto de actualizar los nombres de las especies.

5. Tratamiento de los hongos ascomycetes

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

- Cada espécimen se colocó en una pequeña bandeja de papel, previamente elaborada, donde se anotó una ficha de datos para acompañarla en cuál indicaba lo siguiente: código del espécimen, número correlativo asignado en recolecta, fecha de recolección, y recolector.

- Las bandejas fueron colocadas en desecadoras a una temperatura aproximada de 65°C durante 24 horas.
- Los especímenes se colocaron individualmente en una bolsa de plástico 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 por 24 horas.
- Para su almacenamiento cada espécimen se colocó dentro de una bolsa sellada de polipropileno junto con la ficha de datos correspondiente.

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 gramos de suelo de cada punto para ser procesada fisicoquímicamente.
- El material recolectado fue depositado en una bolsa grande, de cierre hermético y previamente rotulado, formando de esta manera, los cinco puntos de muestreo en 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 humedad homogénea de las muestras representativas.
- 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 importancia agrícola.

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 correspondientes a cada uno de las parcelas muestreadas.
- Se taró cada recipiente en una balanza semianalítica y se le agregó 20 gramos de suelo previamente tamizado, de 4 parcelas. 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) 1N para cada muestra de suelo (aproximadamente 2 litros en cada muestreo para el análisis de las cinco muestras de cada parcela).
- Se pesó 20 gramos del suelo de cada parcela y cada una se introdujo en un beaker.
- Se agregó 50 mL de KCL 1N 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).

Método basado en la oxidación de la materia orgánica del suelo con dicromato potásico y posterior valoración del exceso de dicromato añadido, con sulfato ferroso amónico 0.5N. El carbono fácilmente oxidable se deduce de la diferencia entre el dicromato utilizado y el remanente después de la oxidación del suelo. El contenido en materia orgánica fácilmente oxidable y total se basa en el supuesto de que la materia orgánica del suelo tiene el 58% de carbono y que todo el

dicromato es consumido por este. Por otra parte, se supone que, por término medio, la materia orgánica valorada por el método, o fácilmente oxidable, es el 77% de la materia orgánica total (Yufera y Carrasco, 1973).

- Se utilizó 1.0 gramo de suelo de las muestras que poseían una escasa cantidad de materia orgánica; 0.5 gramos si el suelo contenía una cantidad intermedia de materia orgánica; o 0.1 gramos si el suelo presentaba una gran cantidad de materia orgánica.
- Se agregaron 10 mL de dicromato de potasio 1N a la muestra de suelo y 20 mL de ácido sulfúrico concentrado; se agitó por 30 minutos 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 minutos de reposo, se agregaron 200 mL de agua destilada a cada muestra y 10 mL de ácido fosfórico al 85%. 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 retrovaloró con sulfato ferroso amoníaco 0.5 N hasta que la mezcla se tornó de color verde manzana.
- Se anotarán los mililitros de la solución titulante gastados en cada determinación para poder establecer el porcentaje de materia orgánica de cada muestra.
- Previamente se realizó un ensayo en blanco con todos los reactivos menos el suelo.

8. Obtención de datos de variables ambientales

Con relación a las variables ambientales (pH, materia orgánica) se correlacionaron 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: humedad relativa (%), nubosidad (octas), precipitación pluvial (cm³) y temperatura (°C). Los datos de estas variables correspondieron a los días en los que se efectuaron los muestreos.

9. Análisis de datos

La riqueza de macrohongos se refiere al número de especies identificadas. La frecuencia de ocurrencia hace alusión a la proporción del número de días que cada espécimen fue recolectado respecto al total de días que abarcó el muestreo (Baptista, Martins, Tavares & Lino-Neto, 2010).

Para analizar la riqueza de las especies de macrohongos en las parcelas muestreadas, 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 (°C), humedad relativa (%), nubosidad (octas), pluviómetro (cm³), temperatura (°C) y velocidad del viento (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 realizó una base de datos de presencia-ausencia de especies recolectadas en cada una de las parcelas y los días de muestreo. Así mismo se elaboró otra base de datos en donde se indicó el sustrato en el que fue recolectada cada especie. En otra base de datos se correlacionó a través de un análisis multivariado de correspondencia canónica, la información de presencia-ausencia de especies junto con la de variables fisicoquímicas y ambientales (Moreno, 2001).

La base de datos de sustratos y especies se analizó en el programa SPSS, por medio de análisis de conglomerados para evidenciar similitudes y diferencias entre cada uno de los sustratos.

10. Aspectos éticos de la investigación

Para el inicio de la investigación se contó con una carta por parte de la Reserva Ecológica de Cayalá autorizando el ingreso para dicho estudio y para la extracción de especímenes y muestras de suelo de la zona de 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 para su preservación.

VIII. RESULTADOS

A. Riqueza específica

Se identificaron 13 especies de ascomicetes en la Reserva Ecológica de Cayalá, las cuales pertenecen a cuatro órdenes, cinco familias y seis géneros. Siete fueron nuevos reportes para Guatemala. A continuación se presenta el listado de las especies (Tabla 1, Figura 1).

Tabla 1. Especies recolectadas en la Reserva Ecológica Cayalá

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE
Xylariales	Xylariaceae	<i>Daldinia concentrica</i> (Bolton) Ces. & de Not
		<i>Xylaria</i> sp.
		<i>Xylaria arbuscula</i> (Sacc.)*
		<i>Xylaria</i> cf. <i>inaequalis</i> Berk. & M.A. Curtis*
		<i>Xylaria feejeensis</i> (Berk.) Fr.*
		<i>Xylaria grammica</i> (Mont.) Mont*
		<i>Xylaria microceras</i> (Mont.) Berk.*
		<i>Xylaria scruposa</i> (Fr.) Fr.*
Helotiales	Hyaloscyphaceae	<i>Lachnum cyphelloides</i> (Pat.) J. H. Haines & Dumont*
		<i>Lachnum virgineum</i> (Batsch) P. Karst.
	Sclerotiniaceae	<i>Sclerotinia</i> sp.
Hypocreales	Cordycipitaceae	<i>Cordyceps</i> sp.
Pezizales	Sarcosomataceae	<i>Plectania</i> sp.

*Nuevos reportes para Guatemala



Figura 1. Hongos ascomycetes de los órdenes Xylariales y Helotiales. **A.** *Daldinia concentrica* **B.** *Lachnum virgineum* **C.** *Sclerotinia* sp. **D.** *Sclerotinia* sp.

Por medio de una curva de acumulación de especies se determinó la riqueza esperada en las parcelas muestreadas. Se determinó que el número de especies aumentó desde el primer muestreo hasta el número 10, a partir del cual alcanzó la asíntota, es decir que las especies identificadas se aproxima a la riqueza estimada para la Reserva (Figura 2).

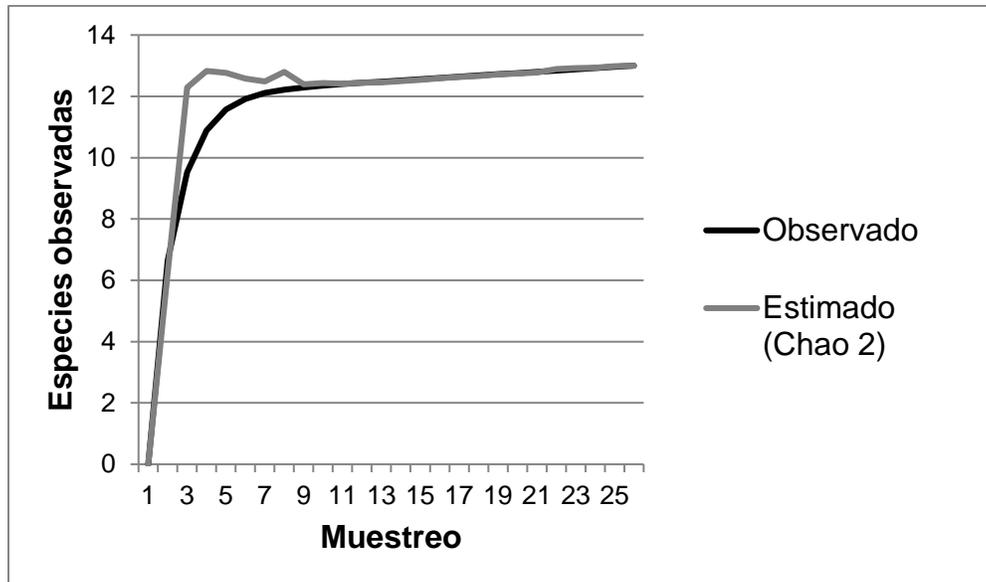


Figura 2. Curva de acumulación de especies recolectadas en la Reserva Ecológica Cayalá. La línea color negro indica la riqueza observada durante los muestreos. La línea gris describe la riqueza estimada por el índice de Chao2 (95% de intervalo de confianza).

B. 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 en las parcelas muestreadas. De las 13 especies encontradas, 12 fueron saprobios, una parásita y no se encontraron especies ectomicorrícicas.

Los hongos fueron encontrados en hojas, hojarasca, vainas y sobre un insecto, así como troncos menores y mayores a 10 cm de diámetro. En este sentido, la especie *Xylaria* cf. *inaequalis* se encontró exclusivamente en vainas y *Cordyceps* sp. fue encontrada una sola vez sobre un insecto. Las especies *D. concentrica*, *L. cyphelloides*, *L. virgineum*, *X. arbuscula*, *X. grammica* y *X. microceras* se encontraron en troncos menores a 10 cm de diámetro, en tanto que *Sclerotinia* sp. y *X. scruposa* se encontraron tanto en hojas, como hojarasca y en troncos menores de 10 cm de diámetro. Por otra parte, *Plectania* sp. y *X. feejeensis* se observaron en troncos menores y mayores de 10 cm de diámetro (Figura 3).

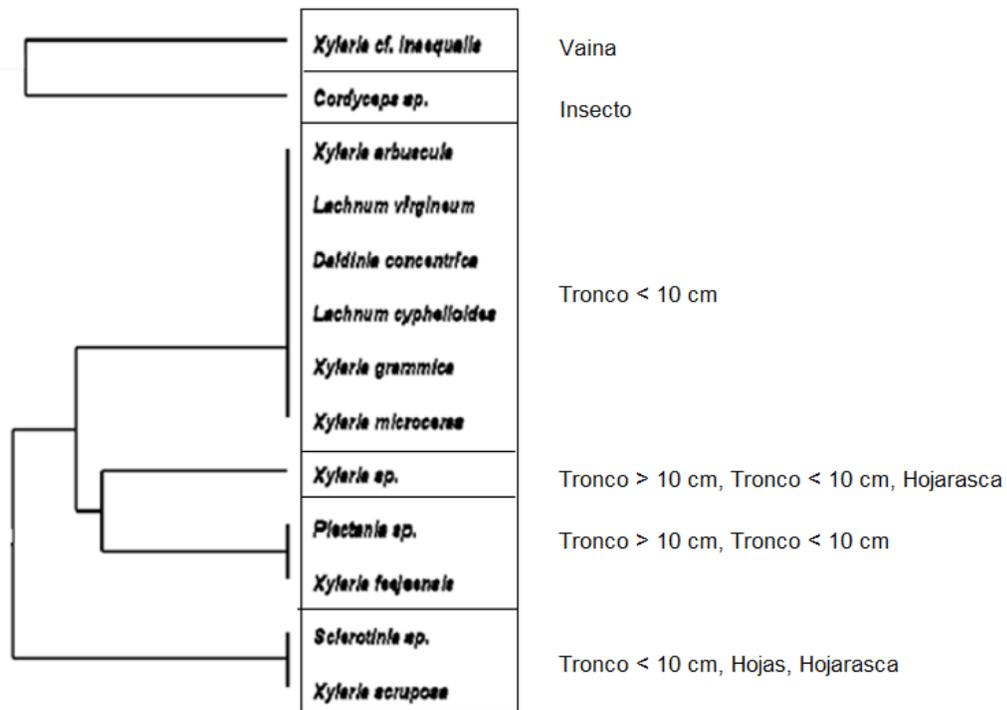


Figura 3. Análisis de conglomerados de la preferencia de sustratos de las especies recolectadas. Los recuadros indican la preferencia de sustratos de cada una de las especies. El dendrograma fue construido con base en distancias euclidianas.

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

Las variables fisicoquímicas como el pH varió entre 5.73 – 6.50 y la materia orgánica osciló entre 21.71 – 24.48% durante todos los muestreos. De las variables ambientales, la humedad relativa se mantuvo alta durante todos los muestreos (84 – 93%). La precipitación pluvial decreció de 84.20 cm³ en el muestreo que se realizó el mes de agosto del 2014 hasta 0.0 cm³ en el muestreo cinco realizado en noviembre del mismo año. La velocidad del viento fue variable en cada muestreo mientras que la temperatura, nubosidad y temperatura de terreno tuvieron un comportamiento similar a lo largo de todo el periodo de recolecta (Tabla2).

Tabla 2. Parámetros fisicoquímicos y ambientales registrados durante los muestreos

Muestreros/ Mes	No. de Espe cies*	pH*	Materia orgánica (%)*	Humedad relativa (%)*	Temperatura (°C)	Precipitación (cm3)	Nubosidad (octas)
M1 (Agosto)	13	6.50	24.48	93.00	19.70	84.20	7.00
M2 (Agosto)	12	5.95	22.32	89.00	19.20	41.50	8.00
M3 (Septiembre)	12	6.08	21.71	84.00	19.90	0.20	8.00
M4 (Octubre)	12	5.73	22.64	92.00	18.60	30.00	8.00
M5 (Noviembre)	12	6.08	22.02	85.00	19.80	0.00	8.00

^aM1: muestreo 1 (agosto 17). ^bM2: muestreo 2 (agosto 31). ^cM3: muestreo 3 (septiembre 21). ^dM4: muestreo 4 (octubre 21). ^eM5: muestreo 5 (noviembre 23)

IX. DISCUSIÓN

En Guatemala, la diversidad de hongos ascomycetes ha sido poco estudiada y actualmente se han descrito solamente 44 especies en el país (Medel et al., 2013). Por esta razón, ésta investigación tuvo como objetivo ampliar el conocimiento de dichos macrohongos, específicamente en la Reserva Ecológica de Cayalá. Como resultado, este trabajo registró 13 especies de las cuales siete se reportan por primera ocasión, y ahora suman 51 especies las conocidas en el país.

Respecto a la distribución y registro de cada una de las especies encontradas, se indica que *L. virgineum* y *D. concentrica* ya habían sido registradas en el país. *L. virgineum* es una especie de amplia distribución en el mundo y se ha encontrado en el norte, centro y Sur de América, Europa, el norte de África, Asia central, Japón, India, Papúa Nueva Guinea y Australia, en tanto que *D. concentrica* se ha encontrado en México, Europa, Nueva Zelanda, Taiwán a los Estados Unidos de América (Medel et al., 2013).

X. arbuscula ha sido reportada en Taiwán, Brasil, Nueva Zelanda (Ju & Rogers, 1999; Rodrigues, Leuchtman & Petrini, 1993; Rogers & Samuels, 1986). *X. feejeensis* en Antillas y Bahamas, Francia, Islas Galápagos y Sonora, México (Brunner & Petrini, 1992; Minter, Rodríguez & Mena, 2001; Reid, Pegler & Spooner, 1980; San Martin et al., 1999). *X. grammica* en Tamaulipas, México y Taiwán (Heredia, 1989; Ju & Rogers, 1999). Por otra parte, *X. microceras* se ha encontrado en las Indias Occidentales (Minter, et al., 2001); *X. scruposa* en Trinidad y Tobago, las Islas Virginia, Puerto Rico y Taiwán (Baker & Dale, 1951; Ju & Rogers, 1999); *L. cyphelloides* en Groenlandia y Canadá, la península de Crimea, Ucrania y Japón (Conners, 1967; Kobayashi, 2007; Spooner, 1987) y *X. cf. inaequalis* en Veracruz, México (Medel, Chacón y Guzmán, 1999).

Por otra parte, se ha indicado que el 75% de las especies del orden Xylariales se distribuyen en las regiones tropicales del mundo (Ávalos, Rosique, Cappello y Villarruel, 2018), lo cual concuerda con lo encontrado en este estudio, ya que este orden fue el más abundante en especies. Asimismo, estos datos son comparables con los reportes realizados en México,

donde el género *Xylaria* es el mejor representado en ese país, específicamente en el estado de Veracruz (Medel, Castillo y Guzmán, 2010).

Con respecto al análisis de la riqueza fúngica, la curva de acumulación indicó que se logró encontrar todas las especies que se desarrollan en el sitio. Lo anterior contrasta con la tendencia reportada en los estudios de diversidad de macrohongos (basidiomycetes y ascomycetes), los cuales han evidenciado que no se logra alcanzar la asíntota de la curva de la acumulación de especies. Sin embargo, el hecho que en este estudio se lograra, puede deberse a que la cantidad de muestreos y el tamaño de las parcelas utilizadas permitieron recolectar e identificar la totalidad o la mayor cantidad de especies del lugar. Por otra parte, al comparar el método de muestreo por parcelas de 10 x 10 m² utilizado en esta investigación, en los estudios de Cantrell (2004) en Puerto Rico y República Dominicana, se logró obtener entre el 70 - 80% de la diversidad de ascomycetes.

Como se indicó anteriormente, la mayoría de las especies encontradas fueron saprobias, solo una parásita y no se encontraron especies ectomicorrícicas. Al respecto, investigaciones previas sobre macrohongos en el país, indican que un 43.7% de las especies fueron ectomicorrícicas, 54.6% saprobias y solo 1.7% son parásitas (Flores et al., 2012). Esto puede deberse a los lugares de muestreo y cobertura vegetal, al tamaño de parcelas y a que hay una considerable cantidad de materia orgánica que requiere la participación obligada de dichos hongos. También se debe considerar que muchos de los hongos saprobios tienen micelio perenne que permite el rápido crecimiento somático y reproductivo de los hongos, así como su permanencia en comunidades vegetales. Dado que los saprobios son los principales degradadores de la materia orgánica y considerando la gran cantidad de biomasa que cae cada año al suelo, el prescindir de la actividad de los hongos generaría la acumulación de la materia orgánica y un colapso en el funcionamiento de los procesos biogeoquímicos del ecosistema (Ugalde, 2013). La Reserva Ecológica de Cayalá está clasificada como un bosque húmedo montano bajo subtropical con una temperatura promedio anual entre los 20-25 °C y humedad entre 75-80%, con 100 a 125 días de lluvia anualmente. El bosque primario está dominado por *Quercus* sp. No obstante pueden encontrarse otras especies de árboles tales como *Delonix regia*, *Ceiba aesculifolia*, *Pinus oocarpa*, *Salix chilensis*, *Cupressus lusitanica*, *Eucalyptus globulus* y *Jacaranda mimosifolia*. Asimismo, en el lugar habita una amplia diversidad de fauna entre reptiles, mamíferos, aves e insectos (Méndez, 1994).

Como se mencionó anteriormente, solamente una especie fue parásita (*Cordyceps* sp.) la cual fue encontrada en un insecto. *Cordyceps* es un género de hongos parásitos de invertebrados muy diverso, constituido por más de 500 especies, las cuales se distribuyen principalmente en regiones tropicales de Asia y América y tienen amplia variedad de hospederos. La mayoría son parásitos de insectos de varios órdenes y arácnidos (Pérez, Burrola, Aguilar, Sanjuan y Jiménez, 2017).

Con respecto a la preferencia de sustrato, se ha indicado que los hongos colonizan diversos restos vegetales según su composición, estructura y factores ambientales que prevalecen en determinado ecosistema, lo cual brinda equilibrio ecológico al hábitat (Logde & Cantrell, 1995). Lo anterior también fue evidenciado en este estudio, ya que todos los posibles sustratos disponibles para el crecimiento de los hongos saprobios y parásitos en la reserva, fueron colonizados por una o más especies.

Así, la mayoría de especies prefirieron los troncos menores de 10 cm de diámetro, ya que proveen una mayor área de superficie y volumen de madera en descomposición, lo que facilita la colonización de una gran cantidad de hongos (Heilmann-Clausen & Christensen, 2004). Los resultados de esta investigación son comparables con lo encontrado por Nordén, Ryberg, Gotmark & Olausson, (2004) donde los ascomycetes, a pesar de crecer en una gran diversidad de sustratos, a diferencia de los basidiomycetes, predominan en troncos de madera con un diámetro entre 1.0 – 10.0 cm. Kruys & Jonsson, (1999) señalan que los troncos menores a 10 cm de diámetro pueden albergar más especies por unidad de volumen, en comparación con los de mayor diámetro. 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.

Lo anterior indica que todas las especies se reparten los recursos disponibles para su supervivencia, y en este caso, la madera constituye el sustrato preferido por los hongos macroscópicos tropicales saprobios (Mori del Águila, et al., 2011). Por otra parte, el competir por uno o más sustratos disponibles en la Reserva ayuda a mantener el equilibrio ecológico. En cuanto a las variables ambientales, la mayor parte de las especies se desarrollaron en condiciones similares de pH, materia orgánica y temperatura.

El número de especies reportadas en este trabajo representa el único registro de ascomycetes para la zona de estudio, presentando así una base para futuras investigaciones no solo en dicha Reserva sino en otras de condiciones similares o diversas del país.

X. CONCLUSIONES

- La riqueza específica fue de 13 especies de ascomycetes, de las cuales *X. arbuscula*, *X. inaequalis*, *X. feejeensis*, *X. grammica*, *X. microceras*, *X. scruposa*, y *Lachnum cyphelloides* fueron nuevos registros para Guatemala.
- De las 13 especies encontradas doce fueron saprobios, una especie fue parásita y ninguna ectomicorrícica.
- No se logró demostrar relación entre las variables medidas (pH, temperatura, humedad, nubosidad, materia orgánica, precipitación pluvial) y la riqueza de las especies encontradas.

XI. RECOMENDACIONES

- Fomentar y continuar los estudios que aporten datos sobre la diversidad de hongos ascomycetes en otros bosques urbanos de Guatemala.
- Efectuar muestreos por periodos más largos para recolectar e identificar más especies, y con ello conocer la riqueza total de las especies en la Reserva Ecológica de Cayalá.
- Estudiar los factores de crecimiento (cantidad de lluvia y cobertura vegetal) para determinar la producción de cuerpos fructíferos.

XII. REFERENCIAS

- Adl, S. (2003). The ecology of soil decomposition. Connecticut: USA. Centre for agriculture and biosciences International.
- Argueta, J. (1983). Estudio de los macromicetos de la Ciudad de Guatemala, Mixco y San Juan Sacatepéquez, Guatemala. (Tesis de Licenciatura) Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala.
- Ávalos, A., Rosique, J., Cappello, S. y Villarruel, J. (2018). Ascomicetes (Fungi: Ascomycota) del Parque Estatal Agua Blanca, Macuspana, Tabasco, México. *Acta Botánica Mexicana*, 122, 141-154.
- Baker, R., & Dale, W. (1951). Fungi of Trinidad and Tobago. *Mycological Papers*, 33, 1-123.
- Baptista, P., Martins, A., Tavares, R. & Lino-Neto, T. (2010). Diversity and fruiting pattern of macrofungi associated with chestnut (*Catanea sativa*) in the *Trás-os-Montes region* (Northeast Portugal). *Fungal Ecology*, 3(1), 9-19.
- Blackwell, M. (2011). The fungi: 1, 2, 3 ... 5.1 million species? *American Journal of Botany*, 98(3), 426–438.
- Brunner, F. & Petrini, O. (1992). Taxonomy of some *Xylaria* species and xylariaceous endophytes by isozyme electrophoresis. *Mycological Research*, 96(9), 723-733.
- 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, A. (2012). *Biología de hongos*. Bogotá: Colombia. Editorial Uniandes.
- Chaverri, P., Huhndorf, S., Rogers, J. y Samuels, G. (2011). *Microhongos comunes de Costa Rica y otras regiones tropicales (Ascomycota, Pezizomycotina, Sordariomycetes)*. Heredia: Editorial INBio.

- Clavijo, A. (2002). *Equilibrio iónico y análisis químico: fundamentos de química analítica*. Bogotá: Colombia. Universidad Nacional de Colombia.
- Colwell, R. (2006). Estimate: statistical estimation of species richness and shared species from samples. Recuperado de: <http://www.purl.oclc.org/estimates>.
- Connors, I. (1967). *An annotated index of plant diseases in Canada and Fungi Recorded on Plants in Alaska, Canada and Greenland. Research Branch*, 1251, 1-381.
- Curtis, H., Barnes, N., Schnek, A. y Flores, G. (2006). *Invitación a la Biología*. (6^{ta} Ed.). México. Editorial Panamericana.
- Flores R., Comandini, O. & Rinaldi, A. (2012). A preliminary checklist of macrofungi of Guatemala, with notes on edibility and traditional knowledge. *Mycosphere*, 3(1), 1-21.
- García, L. (2006). Herpetofauna del Parque Ecológico Cayalá. (Informe Final de Investigación del Programa de Experiencias Docentes con la Comunidad de Biología) Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala, Guatemala.
- González, M., Ramírez, N. y Ruiz, L. (2005). *Diversidad biológica en Chiapas*. Ciudad de México: México. Plaza y Valdez.
- Heilmann-Clausen, J. & Christensen, M. (2004). Does size matter? On the importance of dead wood fractions for fungal diversity in Danish beech forest. *Forest Ecology and Management*, 201(1)105-117.
- Heredia, G. (1989). Estudio de los hongos de la reserva de la biosfera el cielo, Tamaulipas consideraciones sobre la distribución y ecología de algunas especies. *Acta Botánica Mexicana*, 7, 1-18.
- Hibbett, D., Binder, M., Bischoff, J., Blackwell, M., Cannon, O., Eriksson, S. ...& Zhang, N. (2007). *A higher-level phylogenetic classification of the fungi. Mycological Research*, 111(5), 509-547.

- Ju, Y. & Rogers, J. (1999). The Xylariaceae of Taiwan (excluding *Anthostomella*). *Mycotaxon*, 73, 343-440.
- Kobayashi, T. (2007). *Index of fungi inhabiting woody plants in Japan. Host, Distribution and Literature*. Tokyo: Japón. Zenkoku-Noson-Kyoiku Kyokai Publishing Co.
- 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(8), 1295-1299.
- Lodge, J. & Cantrell, S. (1995). Fungal communities in wet tropical forests: variation in time and space. *Canadian Journal of Botany*, 73(1), 1391-1298.
- Lodge, D. (1997). Factors related to diversity of decomposer fungi in tropical forests. *Biodiversity and Conservation*, 6(5), 681-688.
- 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.
- May, R. (1988). How many species are there in earth? *Science*, 251(4872), 1441-1449.
- Medel, R., Castillo, R. y Guzmán, G. (2010). Adiciones al conocimiento de *Xylaria* (Ascomycota, Xylariaceae) en México. *Revista Mexicana de Micología*, 31, 9-18.
- Medel, R., Chacón, S. y Guzmán, G. (1999). Especies de Macromicetos citadas de México. *Acta Botánica Mexicana*, 46, 57-72.
- Medel, R., Morales, O., Castillo del Moral, R. & Cáceres, R. (2013). New Ascomycete records from Guatemala. *Mycotaxon*, 124(1), 73-85.
- Méndez, A. (1994). Parques ecológicos en la Ciudad de Guatemala. (Tesis de licenciatura en Diseño Gráfico) Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.

- Nordén, B., Ryberg, M., Gotmark, F. & Olausson, B. (2004). Relative importance of coarse and fine woody debris for the diversity of wood-inhabiting fungi temperate broadleaf forests. *Biological Conservation*, 117(1), 1-10.
- Miller, P. y Clark, F. (1965). *El agua y los microorganismos. Agua, su aprovechamiento en la agricultura*. México: Editorial Herrera.
- Minter, D.W., Rodríguez-Hernández, M. & Mena-Portales, J. (2001). *Fungi of the Caribbean: an annotated checklist*. PDMS Publishing, UK 946.
- Moreno, C. (2001). *Métodos para medir la biodiversidad*. Zaragoza: España. Ciencia y Tecnología para el desarrollo, Oficina regional de ciencia y tecnología para América Latina y el Caribe-UNESCO, Sociedad Entomológica Aragonesa.
- Mori del Águila, T., Bendayán, M., Tresierra, A., García, M., Ruiz, E., Bardales, J., ... y Dávila, C. (2011). Ascomycetes y Basidiomycetes macroscópicos en bosque de Puerto Almendras. Recuperado de <https://doi.org/10.24841/fa.v20i1-2.350>.
- Mueller, G., Bills, G. & Foster, M. (2004). *Biodiversity of fungi, inventory and monitoring methods*. California: Elsevier Academic Press.
- Pérez, J., Burrola, C., Aguilar, X., Sanjuan, T. y Jiménez, E. (2017). Nuevos registros de hongos entomopatógenos del género *Cordyceps* s.l. (Ascomycota: Hypocreales) del Estado de México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 88, 773-783.
- 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 licenciatura) Universidad de San Carlos de Guatemala. 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(3), 284-294.

- Quiñonez, J. (2006). Diversidad de Mastofauna del Parque Ecológico Cayalá, (Informe final de Proyecto FODECYT 29-2006) Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala, Guatemala.
- Reid, J., Pegler, D. & Spooner, B. (1980). An Annotated List of the Fungi of the Galapagos Islands. *Kew Bulletin*, 35(4), 847-892.
- Rodrigues, K.F., Leuchtmann, A., & Petrini, O. (1993). Endophytic species of Xylaria: cultural and isozymic studies. *Sydowia* 45(1), 116-138.
- Rogers, J. & Samuels, G. (1986). Ascomycetes of New Zealand 8. Xylaria: *New Zealand Journal of Botany*. 24(4), 615-650.
- San Martín, F., Lavin, P., Esqueda-Valle, M. & Perez-Silva, E. (1999). Additions to the known Xylariaceae (Hymenoascomycetes, Xylariales) of Sonora. *Mycotaxon* 70, 77-82.
- San Martín, F., Lavin, P. & Rogers, J. (2001). Some species of *Xylaria* (Hymenoascomycetes, Xylariaceae) associates with oaks in México. *Mycotaxon*, 79: 337-360.
- Sharp, A. (1948). Some fungi common to the highlands of Mexico and Guatemala and Eastern United States. *Mycology*, 40(4), 499-502.
- Sommerkamp, I. y Guzmán, G. (1990). Hongos de Guatemala, II. Especies depositadas en el Herbario de la Universidad de San Carlos de Guatemala. *Revista Mexicana de Micología*, 6,179-197.
- Spooner, B.M. (1987). Helotiales of Australasia: Geoglossaceae, Orbiliaceae, Sclerotiniaceae, Hyaloscyphaceae. *Bibliotheca Mycologica*, 116, 1-711.
- Stchigel, A. (2000). Estudio taxonómico de los ascomycetes del suelo. (Tesis doctoral) Facultad de Medicina y Ciencias de la Salud. Universitat Rovira I Virgili, España.
- Teuscher, H. y Adler, R. (1965). *El suelo y su fertilidad*. Ciudad de México: México. Editorial Continental.

Ugalde, Y. (2013). Relaciones ecológicas de los macromicetos en diferentes tipos de vegetación presentes en la estación científica "Bosque escuela", Iturbide, N.L. (Tesis de maestría en Ciencias Forestales) Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Autónoma de Nuevo León, México.

Webster, J. & Weber, R. (2007). *Introduction to Fungi*. (3th Ed). Cambridge: Cambridge University Press.

Yufero, E. y Carrasco, J. (1973). *Química agrícola I*. Madrid: Alhambra.

XIII. ANEXOS

Anexo 1. Georreferenciación de las parcelas estudiadas en la Reserva Ecológica de Cayalá.

Parcela	Latitud	Longitud	Altitud (metros)
1	N 14°37'0.3648"	O 90°29'33.2286"	1446
2	N 14°36'59.9332"	O 90°29'33.6275"	1445
3	N 14°36'58.3610"	O 90°29'34.7136"	1445
4	N 14°36'57.1064"	O 90°29'33.2621"	1456
5	N 14°36'57.9910"	O 90°29'33.4342"	1451

Anexo 2. Posición geográfica de parcelas





Amelia Argentina Garzo Alvarez

Autora



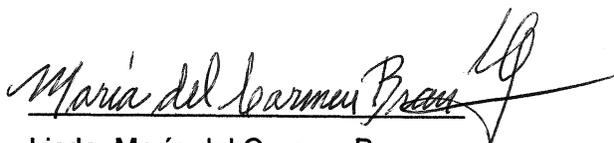
Lizbet Alejandra Peláez Ralda

Autora



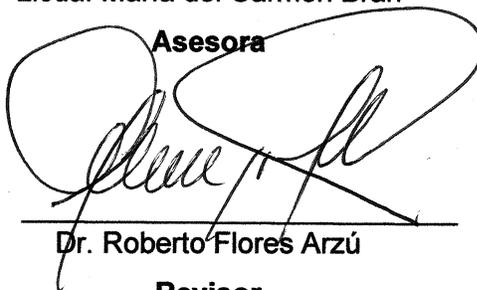
Lic. Osberth Morales Esquivel

Asesor



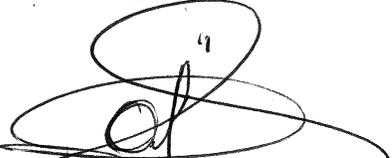
Licda. María del Carmen Bran

Asesora



Dr. Roberto Flores Arzú

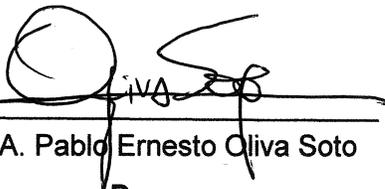
Revisor



Lic. Osberth Morales Esquivel

Director

Escuela de Química Biológica



M.A. Pablo Ernesto Oliva Soto

Decano

Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia